

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

BRAYAN PÉTRICK DE SOUZA

QUALIDADE DO DETRITO NA PERDA DE MASSA DO
MATERIAL PARTICULADO DE *Eichhornia crassipes*
(Mart.) Solms SOB EFEITO DA TEMPERATURA

SÃO CARLOS - SP
2019

BRAYAN PÉTRICK DE SOUZA

QUALIDADE DO DETRITO NA PERDA DE MASSA DO MATERIAL PARTICULADO DE
Eichhornia crassipes (Mart.) Solms SOB EFEITO DA TEMPERATURA

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 a obtenção do Título de Doutor em Ciências. Área de concentração em Ecologia e Recursos Naturais.

Orientador: Irineu Bianchini Júnior

São Carlos-SP
2019

Ficha catalográfica



UNIVERSIDADE FEDERAL DE SÃO CARLOS

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

Folha de Aprovação

Assinaturas dos membros da comissão examinadora que avaliou e aprovou a Defesa de Tese de Doutorado do candidato Brayan Pétrick de Souza, realizada em 12/12/2019:

Profa. Dra. Marcela Bianchessi da Cunha Santino
UFSCar

Profa. Dra. Evelise Nunes Fragoso de Moura
UFSCar

Prof. Dr. Reinaldo José de Castro
UFSCar

Profa. Dra. Erika Mayumi Shimabukuro
MZ-USP

Prof. Dr. Hugo Henrique Lanzi Saulino
EESC/USP

Orientador:

Prof. Dr. Irineu Bianchini Júnior

DEDICATÓRIA

A Deus por ter possibilitado tantos aprendizados e permitido estar em contato com pessoas boas em minha experiência reencarnatória até o presente momento!

AGRADECIMENTO

Ao Prof. Dr. Irineu Bianchini Junior e Prof^a. Dr^a. Marcela Bianchessi da Cunha-Santino por terem me dado a oportunidade de avançar em meus estudos no nível de Doutorado. Obrigado pelas correções, conselhos, incentivos e aprendizados tanto profissionais quanto morais.

Aos professores do programa de Pós-Graduação em Ecologia e Recursos Naturais pelo complemento da minha formação acadêmica através das disciplinas ofertadas pelo programa PPGERN-UFSCar.

Aos Profs. Drs. membros da banca de qualificação de Doutorado e defesa de Doutorado pelas correções, argumentações e esclarecimentos quanto à pesquisa desenvolvida.

Ao programa de Pós-Graduação em Ecologia e Recursos Naturais e pelo empenho dos funcionários da secretaria pela ajuda em toda burocracia.

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

Aos técnicos/pesquisadores do Departamento de Hidrobiologia (DHb) pela ajuda e trabalho durante a estadia nos laboratórios.

Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior – CAPES

(processo: 151961) pela bolsa de pesquisa do autor.

À Camila dos Santos Ferreira, por me aceitar caminhar ao seu lado; ajudando-me com seus conselhos, carinhos, dedicação e amor, durante minha jornada juntamente com nosso querido filho.

Ao companheirismo, carinho e ajuda dos amigos do Laboratório de Bioensaios e Modelagem Matemática; Andresa Bizzo, Beatriz Soares, Beatriz Ferraz, Daniele Schiavone, Erika Oliveira, Fábio Silva, Karolina Kotsubo, Raphael Machado, Roberta Freitas, Ricardo Silva, Luana Gimenes, Maíra, Emmanuelle Wanderley, Leila Nalis.

À minha família, pais e amigos que sempre confiaram e estiveram caminhando ao meu lado e acreditando no meu esforço.

RESUMO

A ciclagem de carbono de macrófitas nos ecossistemas aquáticos ocorre tanto pelas características do ambiente (propriedades extrínsecas) quanto pelas diferentes características de seus detritos (propriedades intrínsecas). Assim, neste estudo investigou-se a ciclagem do carbono sob o efeito do aumento da temperatura na decomposição de diferentes composições iniciais do detrito de *Eichhornia crassipes* e as formações de materiais húmicos. A planta, o material de inóculo e a água de incubação foram coletadas em reservatório tropical com características eutróficas no estado de São Paulo. Foram realizados 3 tipos de experimentos contendo 4 g de diferentes composições iniciais dos detritos da macrófita (folha, talo e raiz): (i) detrito natural, simulando o grau inicial da decomposição; (ii) detrito sem extrato aquoso, simulando grau intermediário da decomposição e (iii) detrito sem extrato alcalino, simulando grau avançada da decomposição. Os materiais foram incubados durante 120 dias em câmaras anaeróbias e afóticas, sob as temperaturas de 20 e 28 °C. A variação temporal de perda de massa obtidas nos experimentos, parametrizaram o modelo cinético através do algoritmo iterativo de Levenberg-Marquardt, sendo também calculado os coeficientes Q_{10} . As estatísticas empregadas para dados paramétricos foram pelo teste de ANOVA (medidas repetidas) e para dados não paramétricos foram pela análise de Kruskal-Wallis e a significância foi de 5%. Pelo modelo matemático adotado, valores maiores de carbono mineralizado e formação de material húmico foram encontrados no experimento de decomposição contendo detrito natural e para o experimento com detrito sem extrato aquoso, sendo que os valores dessas frações detectados neste experimento podem estar relacionados ao estresse de remoção química que o

destrito inicial sofreu antes da incubação. A fração refratária foi o principal constituinte no experimento que removeu somente o extrato aquoso. Foi observado que quanto mais refratária for, mais transformações são necessárias para que possa ser incorporado pela comunidade microbiana, como foi demonstrado pela parametrização do modelo matemático utilizado. Os coeficientes de decomposição (principalmente da fração refratária) foram mais afetados pela qualidade do destrito do que pelo aumento de temperatura, enquanto os valores de Q_{10} indicaram maiores sensibilidades pela variação de temperatura para os experimentos sem extrato aquoso e alcalino. Diante dessas evidências, tanto a qualidade do destrito quanto a temperatura contribuíram para o aumento nos valores de mineralização. A modelagem matemática utilizada nos experimentos expressou de maneira clara as rotas de mineralização dos diferentes destritos. Embora o aumento de temperatura faça com que seja acelerado a mineralização nos ambientes aquáticos, a qualidade do destrito apresentou participação mais expressiva.

Palavras-chave: Mineralização, Fibra, Carbono, Decomposição, Macrófita aquática.

ABSTRACT

Carbon cycling of macrophytes in aquatic ecosystems occurs both by the characteristics of the environment (extrinsic properties) and by the different characteristics of their debris (intrinsic properties). So, in this study, you researched a proven carbon cycling of different initial *Eichhornia crassipes* debris compositions and humic material formations under the effect of increasing temperature on decomposition. A plant, inoculation material and incubation water were collected in the Barra Bonita reservoir in Barra Bonita / SP. Three types of experiments were performed that contain different initial compositions of macrophyte debris: (i) natural debris, simulating or newly added debris to the sediment; (ii) remove the aqueous extract, simulating debris after a few days of decomposition; and (iii) remove the alkaline extract, simulating advanced stages of decomposition. The materials were incubated for 120 days in anaerobic and aphotic chambers, at temperatures of 20 and 28 °C. A temporal variation of the mass loss caused by experiments, parameterizes the kinetic model using the Levenberg-Marquardt iterative algorithm, and is also calculated by coefficients Q_{10} . The statistics employed follow a significance of 5%. By mathematical model adopted, higher values of mineralized carbon and wet material training were found without decomposition experiments, including natural debris and for experiments with debris without aqueous extraction, and the values of these fractions detected in this experiment may be affected by chemical use. the initial debris suffered prior to incubation. The refractory fraction was the main non-experimental component that only removes the aqueous extract. The more refractory to debris, the more transformations are necessary for it to be incorporated by the microbial community, as demonstrated by the parameterization

of the mathematical model used. Decomposition coefficients (mainly refractory refraction) were more affected by quality than temperature increase, while Q_{10} values indicate higher sensitivities by temperature variation for experiments without water and alkaline extraction. On these evidences, the debris quality as well as temperature contributed to the increase in mineralization values. Mathematical modeling used in experiments clearly expressed as mineralization routes of different debris. Although the increase in temperature causes a mineralization process in the aquatic environment to be accelerated, the quality of the debris was more significant.

Keywords: Mineralization. Fiber. Carbon. Decomposition. Aquatic macrophyte

LISTA DE ILUSTRAÇÕES

| | |
|--|----|
| Figura 1. Exemplar de <i>Eichhornia crassipes</i> | 18 |
| Figura 2. Localização do Reservatório de Barra Bonita, São Paulo (modificado, AES-TIETÊ, 2006)..... | 20 |
| Figura 3. Reservatório de Barra Bonita-SP, mapa de uso e ocupação do solo (BUZELLI & CUNHA-SANTINO, 2013) | 21 |
| Figura 4. Local de coleta da macrófita aquática, água e sedimento (inóculo), no Reservatório de Barra Bonita-SP identificada pela circunferência em vermelho | 23 |
| Figura 5. Fluxograma do delineamento experimental | 26 |
| Figura 6. Diagrama esquemático do processo de obtenção das SH e análises dos componentes húmicos; SH = substâncias húmicas; AH = ácidos húmicos; AF = ácidos fúlvicos; COPR = carbono orgânico particulado refratário; CT = carbono total; CI, carbono inorgânico; COT = carbono orgânico total; UV/VIS = espectroscopia ultravioleta visível..... | 30 |
| Figura 7. Fluxograma da modelagem matemática para a perda de massa de <i>Eichhornia crassipes</i> , COP = carbono orgânico particulado; COPLS = carbono orgânico particulado lábil/solúvel; COPR = carbono orgânico particulado refratário; AF = ácidos fúlvicos; AH = ácidos húmicos..... | 33 |
| Figura 8. Balanço de perda de massa das diferentes frações do detrito de <i>Eichhornia crassipes</i> em concorrência do processo de mineralização nas condições de temperatura de 20 °C e 28 °C; em que: COPR = carbono orgânico particulado refratário e CM = carbono mineralizado modelado. | 38 |
| Figura 9. Resultados experimentais de carbono mineralizado observado - CM e carbono mineralizado modelado - CM..... | 41 |
| Figura 10. Dados observados (eixo x) com os dados simulados (eixo y) dos AF e AH (ácidos fúlvicos e húmicos) (n = 360) dos detritos incubados em meio anaeróbio.. | 42 |
| Figura 11. Formação e consumo de ácidos fúlvicos (linha contínua) e ácidos húmicos (linha segmentada) da degradação de <i>Eichhornia crassipes</i> | 44 |
| Figura 12. Variações da constituição de fibras dos detritos de <i>Eichhornia crassipes</i> ao longo do processo de decomposição para o experimento EP 1. | 46 |
| Figura 13. Variações da constituição de fibras dos detritos de <i>Eichhornia crassipes</i> ao longo do processo de decomposição para o experimento EP 2 | 47 |

| | |
|---|----|
| Figura 14. Variações da constituição de fibras dos detritos de <i>Eichhornia crassipes</i> ao longo do processo de decomposição para o experimento EP 3 | 48 |
| Figura 15. Relação de proporcionalidade entre as fibras (lignina e celulose) com as frações húmicas (AF e AH). | 49 |

LISTA DE TABELAS

| | |
|---|----|
| Tabela 1. Características geológicas, morfológicas e funcionamento de Barra Bonita..... | 22 |
| Tabela 2. Variáveis físicas e químicas da água do local de coleta no reservatório de Barra Bonita/SP | 24 |
| Tabela 3. Parâmetros da mineralização de <i>Eichhornia crassipes</i> proveniente das incubações anaeróbias a temperaturas de 20 e 28 °C, em que: COPLS = carbono orgânico particulado lábil/solúvel; COPR = carbono orgânico particulado refratário; k_T = coeficiente global de perda de massa de COPLS; k_5 = coeficiente de mineralização do COPR; AF= ácidos fúlvicos; AH = ácidos húmicos; k_1 = coeficiente de formação do AF; k_2 = coeficiente de mineralização do AF; k_3 = coeficiente de formação do AH; k_4 = coeficiente de mineralização do AH; SHT = substâncias húmicas totais (AF + AH); CM = carbono mineralizado. Valores com erros (± 0.00) tiveram os valores colocados para os ajustes matemáticos..... | 39 |
| Tabela 4. Valores de Q_{10} referentes ao carbono mineralizado (CM) e Q_{10-T} referente ao coeficiente global de temperatura entre os mesmos experimentos de diferentes condições de temperatura..... | 50 |
| Tabela 5. Resultados da análise do comprimento de onda de 280 nm relativo aos experimentos (EP 1,2 e 3) incubados <i>in vitro</i> nas temperaturas 20°C e 28°C; em que: AF= ácidos fúlvicos; AH= ácidos húmicos, para cada dia amostral | 53 |
| Tabela 6. Razões de absorções para a relação E2/E3 relativo aos comprimentos de onda de 250 nm e 365 nm, para os experimentos (EP 1,2 e 3) incubados <i>in vitro</i> nas temperaturas 20°C e 28°C; em que: AF= ácidos fúlvicos; AH= ácidos húmicos, para cada dia amostral..... | 54 |
| Tabela 7. Razões de absorções para a relação E3/E4 relativo aos comprimentos de onda de 300 nm e 400 nm, para os experimentos (EP 1,2 e 3) incubados <i>in vitro</i> nas temperaturas 20°C e 28°C; em que: AF= ácidos fúlvicos; AH= ácidos húmicos, para cada dia amostral..... | 55 |
| Tabela 8. Razões de absorções para a relação E4/E6 relativo aos comprimentos de onda de 465 nm e 665 nm, para os experimentos (EP 1,2 e 3) incubados <i>in vitro</i> nas temperaturas 20°C e 28°C; em que: AF= ácidos fúlvicos; AH= ácidos húmicos, para cada dia amostral..... | 56 |

LISTA DE ABREVIÇÕES, SÍGLAS E SÍMBOLOS

AF = ácido fúlvico

AH = ácido húmico

CM = carbono mineralizado

COD = carbono orgânico dissolvido

COP = carbono orgânico particulado

COPLS = carbono particulado lábil/solúvel

COPR = carbono orgânico particulado reativo

COT = carbono orgânico total

EP 1 = experimento 1

EP 2 = experimento 2

EP 3 = experimento 3

E2/E3 = razão dos valores a absorção nos comprimentos de onda: 250 e 365 nm

E3/E4 = razão dos valores a absorção nos comprimentos de onda: 300 e 400 nm

E4/E6 = razão dos valores a absorção nos comprimentos de onda: 465 e 665 nm

280 nm = comprimento de onda de 280 nm

HCl = ácido clorídrico

SH = substâncias húmicas

SHT = substâncias húmicas totais

k_T = coeficiente global de perda de massa de COPLS

k_1 = coeficiente de formação de AF

k_2 = coeficiente de mineralização de AF

k_3 = coeficiente de formação de AH

k_4 = coeficiente de mineralização de AH

k_5 = coeficiente de mineralização de COPR

IN₁ = compostos inorgânicos da mineralização de compostos lábeis

IN₂ = compostos inorgânicos da mineralização de AF

IN₃ = compostos inorgânicos da mineralização de AH

NT = nitrogênio total

NaOH = hidróxido de sódio

MS = massa seca

pH = potencial hidrogeniônico

PT = fósforo total

T 20°C = temperatura a 20°C

T 28°C = temperatura a 28°C

$t_{1/2}$ = tempo de meia vida

t = tempo

UV-VIS = espectroscopia no ultravioleta visível

λ = comprimento de onda

SUMÁRIO

| | |
|--|----|
| 1. INTRODUÇÃO | 1 |
| 2. FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA | 3 |
| 2.1. PLANTAS AQUÁTICAS | 3 |
| 2.2. COMPOSIÇÃO QUÍMICA DAS MACRÓFITAS AQUÁTICAS | 5 |
| 2.3. DECOMPOSIÇÃO DAS MACRÓFITAS AQUÁTICAS | 8 |
| 2.4. FORMAÇÃO DE SUBSTÂNCIAS HÚMICAS | 12 |
| 2.5. MODELAGEM MATEMÁTICA | 13 |
| 2.6. JUSTIFICATIVA | 14 |
| 3. OBJETIVOS | 16 |
| 3.1. OBJETIVO GERAL | 16 |
| 3.2. OBJETIVOS ESPECÍFICOS | 16 |
| 4. MATERIAIS E MÉTODOS | 18 |
| 4.1. PLANTA AQUÁTICA | 18 |
| 4.2. CARACTERIZAÇÃO DA ÁREA DE ESTUDO | 19 |
| 4.3. LOCAL DE COLETA DA MACRÓFITA AQUÁTICA | 22 |
| 4.4. COLETA DA ÁGUA, SEDIMENTO E DA MACRÓFITA AQUÁTICA | 24 |
| 4.5. DELINEAMENTO EXPERIMENTAL | 25 |
| 4.6. EXTRAÇÃO E FRACIONAMENTO DAS SUBSTÂNCIAS HÚMICAS | 29 |
| 4.7. ANÁLISE DA CONCENTRAÇÃO DE CARBONO ORGÂNICO TOTAL | 31 |
| 4.8. ANÁLISES ESPECTROFOTOMÉTRICAS | 31 |
| 4.9. MODELAGEM MATEMÁTICA | 32 |
| 4.10. CÁLCULO DE Q_{10} | 34 |
| 4.11. ANÁLISES ESTATÍSTICAS | 36 |
| 5. RESULTADOS | 37 |
| 5.1. BALANÇO DE PERDA DE CARBONO | 37 |
| 5.2. FIBRAS | 45 |
| 5.3. RESULTADOS DE Q_{10} | 50 |
| 5.4. RESULTADOS ESPECTROFOTOMÉTRICOS | 50 |
| 6. DISCUSSÃO | 57 |
| 7. CONSIDERAÇÕES FINAIS | 71 |
| REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS | 73 |
| ANEXO | 96 |

1. INTRODUÇÃO

As ciclagens de nutrientes e de carbono decorrem da continuidade dos processos de incorporação e mineralização da biomassa vegetal após sua senescência. Nos ecossistemas aquáticos grande proporção de material detrital é proveniente das macrófitas aquáticas, uma vez que podem representar ca. 39% do total de carbono nestes ambientes (WETZEL et al., 1972, 1990; BIANCHINI Jr. & CUNHA-SANTINO, 2008; THOMAZ & ESTEVES, 2011). Ao se considerar a biomassa das macrófitas, o carbono dos detritos desses vegetais pode ser subdividido em carbono orgânico dissolvido (COD) representando ca. 30% e carbono orgânico particulado refratário (COPR) compartimentação de 70% (BIANCHINI Jr., 2003). Estas frações, durante a degradação, são processadas pelo metabolismo heterotrófico de organismos decompositores (BIANCHINI Jr., 1999).

O COD é formado principalmente de compostos que estão no meio intracelular e que são hidrossolúveis (DAVIS III et al., 2003; BIANCHINI Jr. & CUNHA-SANTINO, 2008), denominados como compostos lábeis são rapidamente liberados e consumidos no meio aquático. O COPR por se constituir principalmente de fibras (i.e., lignina, celulose e hemicelulose) é caracterizado pela fração mais resistente à degradação; conseqüentemente, a perda de carbono desta fração é lenta e tende a acumular no ecossistema (BOTTINO et al., 2013), constitui também uma importante fonte para formação de componentes húmicos (PEÑA-MÉNDEZ et al., 2005; LI et al., 2012; TORREMORELL et al., 2014). Portanto, as frações COD e COPR podem ser fontes de recursos abundantes nas regiões litorâneas dos ecossistemas aquáticos, pois, podem se somar aos aportes de carbono provenientes dos ecossistemas terrestres adjacentes, i.e., fonte alóctone (ASAEDA et al., 2000; CUNHA-SANTINO et al., 2008;

THOMAZ & ESTEVES, 2011).

As regiões litorâneas possibilitam a colonização de macrófitas que possuem vários hábitos de vida (POTT & POTT, 2000), que ao serem decompostas constituem uma das principais fontes autóctones de carbono (BIANCHINI Jr. & CUNHA-SANTINO, 2008). Outro fator relevante desempenhado pelas plantas aquáticas está em seu papel de servirem como fontes de recursos energéticos para a manutenção das cadeias tróficas (e.g. microrganismos, insetos, peixes, aves e mamíferos; THOMAZ & ESTEVES, 2011).

As macrófitas aquáticas também possuem capacidades de se adaptarem as pressões de relações ecológicas, tanto intra quanto interespecíficas, e fatores abióticos como e.g. variações de temperatura (CAMARGO et al., 2003), toxicidades, correnteza e morfologia (MITCHELL, 1974), nutrientes (LEYI, 2001), turbidez, conseqüentemente, estas capacidades favorecem que sejam abundantes nas regiões litorâneas (BIANCHINI Jr. & CUNHA-SANTINO, 2008; THOMAZ & ESTEVES, 2011).

Na decomposição dos detritos refratários das macrófitas tornam-se necessárias a atuação de dois processos para o facilitar a sua mineralização: (i) a fragmentação, caracterizada pelas ações mecânicas do fluido aquático, abrasivas pela presença dos materiais em suspensão, presença de macroinvertebrados, e a própria exposição UV (REDDY & DELAUNE, 2008) e (ii) o catabolismo que é o processo que envolve a colonização da matéria orgânica (tanto o COD quanto o COPR) por microrganismos (GIMENES, 2011). Os microrganismos formam uma comunidade constituída basicamente de bactérias e fungos (GONÇALVES et al., 2006), que aceleram o processo de decomposição através da metabolização enzimática dos detritos (CUNHA-SANTINO & BIANCHINI Jr., 2009).

Devido a presença das frações COD e COPR, os detritos provenientes das

macrófitas aquáticas são considerados heterogêneos e cada fração possui tempo e coeficiente de mineralização distintos. Os detritos mais refratários são constituídos de maiores concentrações de fibras (celulose, hemicelulose, lignina), gorduras, ceras, resinas e materiais minerais (GOLDSTEIN, 1981; REDDY & DELAUNE, 2008; QUIROZ-CASTAÑEDA & FOLCH-MALLOL, 2013; PASSERINI, 2014) e tendem a ser metabolizados lentamente pelos microrganismos heterotróficos nas camadas superficiais dos sedimentos.

Considerando que, quanto mais resistente a decomposição forem os detritos, menores serão suas taxas de perda de carbono (BIANCHINI Jr. & CUNHA-SANTINO, 2008; PASSERINI et al., 2016), o presente estudo admite como hipótese que os detritos refratários para que sejam mineralizados no ambiente aquático apresenta sua perda de massa (características intrínsecas) influenciada pela natureza química do detrito e pela variação de temperatura. Para tanto, este estudo analisou diferentes constituições iniciais do material detrital provenientes da biomassa de *Eichhornia crassipes* no processo de decomposição anaeróbia em duas temperaturas distintas.

2. FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA

2.1. PLANTAS AQUÁTICAS

Do ponto de vista evolutivo, as macrófitas aquáticas são consideradas vegetais que retornaram do ambiente terrestre para o aquático, trazendo durante esse processo algumas características dos vegetais terrestres como a presença de cutícula (camada fina; ESTEVES, 2011) e estômatos não funcionais (APEZZATODA-GLÓRIA & CARMELLO-GUERREIRO, 2006).

As macrófitas aquáticas possuem grande importância como produtores primários na cadeia trófica, devido o ciclo de vida ser relativamente rápido e, dependendo da espécie a reprodução pode ocorrer de forma sexuada ou assexuada (BIANCHINI Jr., 2003; LASSO et al., 2015). Dessa forma, o seu alto potencial de acúmulo de biomassa e reprodução, quando em condições abióticas (e.g. temperatura e nutrientes presentes no sedimento e na coluna d' água; BOTTINO et al., 2013; BIANCHINI Jr., 2003) e bióticas (e.g. ação de herbívoros e influências antrópicas; BIANCHINI Jr., 2003) favoráveis, propiciam sua ampla distribuição e abundância, tornando-as uma das principais fonte de matéria orgânica detrital no ecossistema aquático (BIANCHINI Jr., 1999; CUNHA-SANTINO et al., 2008).

As adaptações das macrófitas frente às transformações sazonais do meio (e.g. períodos de seca e cheia), também se caracterizam como atributo da sua alta capacidade de suportar as pressões ambientais através das transformações anatômicas, fisiológicas e fenotípicas (THOMAZ & ESTEVES, 2011).

As características inerentes de cada espécie de macrófita (i.e., como recurso e de adaptação), acabam refletindo em nas suas composições químicas (i.e., de sua biomassa), que por sua vez, influenciam no processo de perda de massa, na ação dos microrganismos decompositores e na estrutura química das substâncias húmicas (SH), formadas como resultado do processo de humificação (BIANCHINI Jr. & CUNHA-SANTINO, 2008) e, em suas mineralizações, culminando nas diferentes cinéticas da mineralização do carbono.

As diferentes adaptações e características das macrófitas permitiram classificá-las de acordo com o seu hábito de vida, são: (i) anfíbias, que vivem em áreas alagadas ou fora dela; (ii) emergentes, são macrófitas enraizadas no sedimento, com parte submersa em água e parte fora; (iii) flutuantes fixas, são enraizadas no sedimento com

folhas flutuantes na superfície d'água; (iv) flutuantes livres, não são fixas no sedimento e flutuam mais livremente pelo ambiente aquático; (v) submersas fixas, são enraizadas no sedimento totalmente submersas mais que podem apresentar folhas e flores aéreas; (vi) submersas livres, se caracterizam por não estarem fixas no sedimento sendo totalmente submersas, mas com flores aéreas e (vii) epífitas, são as macrófitas especializadas em aderirem em outras plantas aquáticas (POTT & POTT, 2000).

Principalmente em regiões litorâneas, as macrófitas aquáticas proporcionam um ambiente enriquecido de matéria orgânica, podendo ser considerado regiões de maiores produtividades primária do planeta (WETZEL, 2001; TUNDISI & TUNDISI, 2008). Nos trópicos, em regiões de águas represadas (frequentes nos estado de São Paulo), plantas aquáticas de hábitos flutuantes (e.g. *Eichhornia*), têm maior predominância, devido ao aumento do tempo de residência da água, níveis de seca e cheia do reservatório e características de sua morfometria, conseqüentemente, propicia rápido acúmulo de biomassa, ocasionando sérios problemas no manejo do reservatório (TUNDISI, 1999; TUNDISI & TUNDISI, 2008). Desse modo, promover o estudo do ciclo de vida das macrófitas pode auxiliar no desenvolvimento de novas estratégias para otimizar o tempo de manejo nos reservatórios tropicais.

2.2. COMPOSIÇÃO QUÍMICA DAS MACRÓFITAS AQUÁTICAS

A composição química das macrófitas aquáticas é bastante variável, no que se refere aos teores de fibras (i.e. frações da parede celular: lignina, celulose e hemicelulose) durante seu ciclo de vida, e isso pode ser atribuído às variações ambientais onde vivem, e.g. estado trófico (BIANCHINI Jr. & CUNHA-SANTINO, 2008) e a composição química do sedimento no que se refere as macrófitas enraizadas

(COSTA & HENRY, 2010).

As macrófitas, com relação a sua composição elementar apresentam em torno de 39% de carbono, 1,9% de nitrogênio e 0,26% de fósforo (BIANCHINI Jr. & CUNHA-SANTINO, 2008). Sendo que, durante o seu ciclo de vida, as proporções de fibras lignocelulósicas podem variar de acordo com o órgão vegetal (e.g. raízes, folhas e caules), estágio de crescimento e idade (JEFRIES, 1994).

As fibras são formadas a partir de células que estão continuamente produzindo os materiais constituintes das paredes celulares que se diferenciam dependendo do estágio de desenvolvimento e arranjo espacial da macrófita (TAIZ & ZEIGER, 2006). As paredes celulares diferem em espessura, composição e propriedades físicas, sendo classificadas em dois tipos principais: (i) parede primária, que possui alto teor de água ca. 65% e o restante correspondente à matéria seca, que é composta de 90% de polissacarídeos (30% de celulose, 30% de hemicelulose e 30% de pectina) e 10% de proteínas (expansina, extensina e outras glicoproteínas), impregnações e/ou depósitos de cutina, suberina e ceras podem estar presentes na parede primária de algumas células; (ii) parede secundária, devido à deposição de lignina (polímero hidrofóbico), possui um teor de água reduzido. A matéria seca da parede secundária é constituída de 65 a 85% de polissacarídeos (50 a 80% de celulose e 5 a 30% de hemicelulose) e 15 a 35% de lignina, sendo a celulose o maior componente da parede secundária, estando aparentemente ausentes as pectinas e glicoproteínas (APEZZATODA-GLÓRIA & CARMELLO-GUERREIRO, 2006; TAIZ & ZEIGER, 2006). A parede secundária mostra-se mais espessa quando comparada à parede primária (> 1 μm) (APEZZATODA-GLÓRIA & CARMELLO-GUERREIRO, 2006). Embora a lignificação esteja associada à parede secundária, ela geralmente se inicia na lamela média e na parede primária, de modo que estas também podem conter lignina quando

a parede secundária se forma (TAIZ & ZEIGER, 2006).

A celulose é formada por unidades de D-glicose que se caracteriza como um polímero estrutural linear (GRANT-REID, 1997). Contribui para a resistência e enviesamento da parede celular e quando se apresentam interligadas formam microfibrilas que são estruturas rígidas unidas paralelamente por pontes de hidrogênio (GRANT-REID, 1997; TAIZ & ZEIGER, 2006). As microfibrilas na presença de glucanas (que são polissacarídeos) ficam alinhadas umas às outras formando uma “fita” cristalina e desse modo, exclui a água, tornando o ataque das enzimas extracelulares liberadas pelos microrganismos decompositores relativamente inacessíveis (APEZZATODA-GLÓRIA & CARMELLO-GUERREIRO, 2006; TAIZ & ZEIGER, 2006).

A lignina é um polímero ramificado constituído de grupos fenilpropanóides, sendo uma substância amorfa, é formada pela polimerização de vários álcoois (e.g. p-coumaril, coniferil e sinapil; APEZZATODA-GLÓRIA & CARMELLO-GUERREIRO, 2006). A lignificação das células (i.e., interligação da lignina com celulose e proteínas) fornece um revestimento estável para as plantas, ajudando a evitar severos ataques químicos, físicos e biológicos. Depois da celulose, a lignina é o constituinte mais abundante das plantas (TAIZ & ZEIGER, 2006). Sendo que, a completa decomposição da lignina parece ser realizada por um o pequeno número de bactérias aeróbias e fungos (BERG & MCCLAUGHERTY, 2008).

A hemicelulose é formada por polissacarídeos heterogêneos flexíveis que comumente se ligam à superfície da celulose, ou seja, se entrelaçam com as microfibrilas da celulose de forma coesa, ou também, podem revestir essas estruturas impedindo assim o contato direto uma com as outras (TAIZ & ZEIGER, 2006).

Devido as organizações estruturais das fibras das macrófitas, as bactérias

(organismos aeróbios, anaeróbios e/ou facultativos) e os fungos (predominantemente aeróbios) participam do processo de degradação desse material através da ação de suas ectoenzimas especializadas, que fazem com que tornem as fibras menos complexas que por sua vez, conseguem ser mais facilmente incorporadas nas camadas mais superficiais dos ambientes aquáticos e, conseqüentemente assimiladas pelas diferentes cadeias tróficas de decompositores (BATTLE & MIHUC, 2000; BIANCHINI Jr. & CUNHA-SANTINO, 2008; THOMAZ & ESTEVES, 2011). Existem, também, organismos especializados em degradar madeira onde todos estes componentes lenhosos estão fortemente interligados e entrelaçados (BERG & MCCLAUGHERTY, 2008).

2.3. DECOMPOSIÇÃO DAS MACRÓFITAS AQUÁTICAS

A incorporação de carbono pelas macrófitas aquáticas caracteriza o aumento de sua biomassa resultante dos processos fotossintéticos (JUNK & PIEDADE, 1993a; WETZEL, 2001), por outro lado, o retorno dessa biomassa incorporada se processa a partir do momento em que os tecidos das macrófitas perdem sua integridade quando morrem, liberando dessa forma os nutrientes presentes em suas biomassas para o ambiente aquático (BIANCHINI Jr., 2003; GIMENES, 2011). A mudança do estado do detrito, resultante do processo de decomposição pode ser influenciada por fatores bióticos (e.g. qualidade e tamanho do detrito, organismos detritívoros e microrganismos decompositores) e abióticos como, concentração de oxigênio, condição de trofia, temperatura e radiação solar (BIANCHINI Jr.; CUNHA-SANTINO, 2011; BOTTINO et al., 2013; PIEPENBROCK et al., 2014; SOUZA, 2015; PASSERINE et al., 2016), conseqüentemente, esses fatores podem fazer com que acelerem o

processo de decomposição como, também, podem retardar o retorno do carbono na forma de mineral para o ambiente aquático.

A temperatura, por exemplo, tem sido considerada um dos principais fatores que determinam a velocidade do processo de decomposição em ambientes aquáticos, pois, atua diretamente nas capacidades metabólicas dos microrganismos decompositores (WETZEL, 2001; PIONTEK et al., 2009; PASSERINI et al., 2016). Normalmente ocorre aumento na decomposição com o aumento da temperatura (GIMENES, 2011); entretanto, diversos estudos têm evidenciado que a temperatura na amplitude de e.g. 20 a 30 °C, não tem sido o único fator determinante para aumento da decomposição (CUNHA-SANTINO & BIANCHINI Jr., 2007; LI et al., 2012; BOTTINO et al., 2016).

A concentração de oxigênio dissolvido, população de microrganismos, trofia e qualidade do detrito também podem alterar as taxas da decomposição (POTT & POTT, 2000; BOTTINO et al., 2016; PASSERINI et al., 2016).

O carbono proveniente dos detritos das macrófitas encontra-se de duas formas:

(i) carbono orgânico dissolvido (COD) é produzido nos primeiros estágios da decomposição, constituído principalmente de compostos protoplasmáticos hidrossolúveis (e.g. açúcares, proteínas, compostos fenólicos e inorgânicos; Davis III et al.2003), componentes reativos, i.e., carboidratos, polifenóis e aminoácidos (BIANCHINI Jr. & CUNHA-SANTINO, 2008), usualmente denominados lábeis e que são liberados rapidamente no meio aquático pelo processo de lixiviação, constituindo assim, uma importante rota no processo de perda de massa, facilitando o afloramento microbiano no detrito (AZAM et al., 1993) e, também, a formação de compostos recalcitrantes que poderão compor a matéria húmica (MACCARTHY et al., 1990;

ASSUNÇÃO et al., 2016); que em águas naturais ca. 40 a 60% do COD são representados pelas substâncias húmicas (SH) (STEINBERG, 2003);

(ii) carbono orgânico particulado refratário (COPR) compõe os remanescentes dos tecidos vegetais (i.e. fibras ou resíduos ligno-celulósicos), e por serem mais resistentes à decomposição, não são rapidamente degradados podendo ser acumulados no sedimento (WETZEL, 2001; BOTTINO et al., 2013), constituindo a fonte de recursos mais abundante dos detritos da planta aquática, conseqüentemente se torna o elo de manutenção da cadeia heterotrófica de longo prazo, sendo que as SH correspondem entre 32 a 65% do COPR (BIANCHINI Jr.& CUNHA-SANTINO, 2008; CUNHA-SANTINO & BIANCHINI Jr., 2009; SOUZA, 2015). Embora o COPR tenda ao acúmulo, nas regiões tropicais têm-se evidenciado que os rendimentos de transformação do carbono orgânico em mineral tende a superar o processo de formação de materiais húmicos, o que significa que nessas regiões, a temperatura pode ser um fator importante na velocidade da ciclagem do carbono nos ecossistemas aquáticos (BIANCHINI Jr. et al., 2004).

Na decomposição das fibras das macrófitas há um padrão sequencial metabólico que inclui diferentes classes de compostos orgânicos, estando estes relacionados com a sua estrutura e composição química (BERG & MCCLAUGHERTY, 2008). Distingue-se assim, em um primeiro momento a decomposição da hemicelulose, especialmente aqueles que são constituídos de arabinogalactanos, e no decorrer do processo, a degradação da celulose se torna predominante e por último, é estabelecida a degradação da lignina. Esse padrão é observado nas substâncias orgânicas dos tecidos de plantas superiores, pois, as fibras são mais abundantes, quimicamente complexas, e relativamente recalcitrantes, fazendo com que não ocorra uma rápida degradação biológica (BERG & MCCLAUGHERTY, 2008).

Do ponto de vista sistêmico, a ciclagem do carbono das macrófitas aquáticas advém da ação de três eventos para que ocorra de fato a mineralização através da decomposição das macrófitas aquáticas, tanto em condições aeróbias quanto anaeróbias, são eles: (i) a lixiviação, caracterizada pela remoção física dos constituintes hidrossolúveis presentes nos protoplasmas das células das macrófitas que incluem compostos orgânicos de natureza polar como, fenólicos, proteínas, ácidos orgânicos e açúcares e os compostos inorgânicos (Ca, K, Mg e Mn) (DAVIS III et al., 2003; CUNHA-SANTINO & BIANCHINI Jr., 2009), por serem muito reativos, são prontamente disponibilizados para os metabolismos bacterianos e fitoplanctônicos (SALA & GUDE, 1999), esta etapa ocorre rapidamente, i.e., nos primeiros dias após a senectude das macrófitas (CANHOTO & GRAÇA, 1996; FRANCE et al., 1997; CUNHA-SANTINO & BIANCHINI Jr., 2000); (ii) a fragmentação é a etapa que leva ao aumento da superfície de contato dos detritos, acelerando assim a ação dos microrganismos decompositores, nesta etapa podem ocorrer também ações conjuntas na degradação do detrito como a atividade enzimática microbiana, assimilação e liberação de fezes pelos macroinvertebrados detritívoros, além disso, processos físicos também promovem a fragmentação dos detritos (e.g. abrasão FONSECA et al., 2012); (iii) o catabolismo, se caracteriza pela etapa onde a matéria orgânica particulada é colonizada pelos microrganismos decompositores (respectivamente fungos e bactérias; GONÇALVES Jr. et al., 2006) que liberam enzimas hidrolíticas extracelulares e oxidativas, degradam as fibras (CUNHA-SANTINO et al., 2008). Esses eventos tornam as fibras menores e facilmente assimiláveis para a obtenção de energia e elementos, tanto para os microrganismos quanto para invertebrados detritívoros. As ações enzimáticas no detrito fazem com que aumente o seu valor nutricional devido o estabelecimento de comunidades de organismos em contato com o detrito (GESSNER

et al., 1999; GRAÇA, 2001; BENFIELD, 2007).

O catabolismo compõe a perda de massa da fração COP, e este por sua vez, quando operado em condições aeróbias tem como produtos das reações metabólicas dos microrganismos decompositores, compostos oxidados e com baixa energia (e.g. CO_2 , H_2O , NO_3^- , SO_4^{2-} ; BIANCHINI Jr., 1985; CUNHA-SANTINO et al., 2008; LI et al., 2012). Ao passo que, quando a decomposição ocorre em condições anaeróbias, predominam os processos fermentativos, gerando dessa forma ácidos orgânicos, CO_2 e CH_4 (BIANCHINI Jr. et al., 2010).

O estabelecimento de microrganismos decompositores no detrito pode ser determinado por fatores abióticos como e.g. variações no pH, temperatura e disponibilidade de nutrientes na água (trofia) (DANGLES et al., 2004; PASCOAL et al., 2005; FERREIRA & CHAUVE, 2011) e bióticos como e.g. e qualidade do detrito (MILLE-LINDBLOM et al., 2006).

2.4. FORMAÇÃO DE SUBSTÂNCIAS HÚMICAS (SH)

As SH formadas da decomposição das macrófitas aquáticas são compostos intermediários, provenientes das frações dissolvidas e particuladas dos seus detritos. São constituídas principalmente de componentes fibrosos da macrófita (e.g. hemicelulose, celulose e lignina) em diferentes estágios de decomposição (i.e., associações coloidais de moléculas heterogêneas) (STEVENSON, 1994; BUCKAU, 2005). Uma teoria sugere que as SH sejam formadas por ligações fracas adjacentes a sítios hidrofóbicos e hidrolíticos de associações supramoleculares (PICOLLO et al., 2000). A humificação ou processo de formação de SH é influenciada por fatores abióticos, tais como: tamanho do detrito, temperatura, radiação solar, estado trófico e

agente oxidante (MARTINOVA, 1993; BIANCHINI Jr. & CUNHA-SANTINO, 2011; BOTTINO et al., 2013; HOU et al., 2014; PIEPENBROCK et al., 2014) e bióticos (e.g. qualidade do detrito e potencial de ação dos microrganismos decompositores; KUPRYSZEWSKI et al., 2001; PASSERINI, 2014).

As SH, são divididas em três categorias de acordo com sua solubilidade em diferentes classes de pH: (i) ácidos fúlvicos (AF), solúvel em meio álcali e em ácido; (ii) ácidos húmicos (AH), insolúveis em pH < 2,0; (iii) humina, porção da matéria coloidal insolúvel em qualquer faixa de pH (STEVENSON, 1994; MOBED et al., 1996; CUNHA-SANTINO & BIANCHINI Jr, 2009). No entanto, algumas pesquisas não considerem a humina como uma fração das SH (DERENNE & LARGEAU, 2001; HAYES et al., 2010; SONG et al., 2011; CHANG et al., 2014).

O material húmico no ambiente aquático interage em diversos níveis da cadeia trófica. Na produção primária, as SH podem atuar como inibidoras da produção fotossintética devido à presença de quinóides (radicais nas estruturas das SH) receptoras de elétrons que inibem a transferência de elétrons nos cloroplastos, e consequentemente, na fotossíntese das plantas aquáticas. (PFLUGMACHER et al., 2005). Na cadeia alimentar, as SH auxiliam os peixes a sobreviver em águas com baixa dureza, evitando que ocorra perturbação na regulação iônica do organismo (STEINBERG et al., 2006). Na cadeia decompositora, as SH podem atuar como agentes anti-microbianos (KUPRYSZEWSKI et al., 2001).

2.5. MODELAGEM MATEMÁTICA

A perda de massa dos detritos de plantas aquáticas é caracterizada por uma etapa de rápido consumo e perda de carbono e outra etapa por um consumo e perda

de carbono mais demorada, além disso, a decomposição gera resíduos cada vez mais difíceis de serem degradados à medida que ocorre o metabolismo microheterotrófico. Nesse contexto, a decomposição dos constituintes remanescentes da planta aquática, no processo de humificação e mineralização do carbono, é essencial para o entendimento da dinâmica do carbono nos ecossistemas aquáticos, principalmente nos sedimentos, pois é nesse compartimento que os constituintes da fração COPR podem ficar acumulados.

O uso de coeficientes de ciclagem da matéria orgânica (pela constante k) é uma importante ferramenta que descreve a dinâmica dos elementos nos ecossistemas aquáticos através da seleção de modelos apropriados (CUNHA-SANTINO & BIANCHINI Jr., 2006). Assim, as equações (i.e. modelo exponencial múltiplo) que tratam da decomposição de macrófitas aquáticas pressupõem que as perdas de massa dos detritos sejam cinéticas de 1ª ordem, admitindo assim que o detrito seja um recurso heterogêneo (BIANCHINI Jr., 1999; CUNHA-SANTINO & BIANCHINI Jr., 2006). No contexto desse estudo, os modelos matemáticos permitem a descrição dos fluxos de carbono, com base nas características dos detritos (composição química) e sob o efeito da alteração da temperatura.

2.6. JUSTIFICATIVA

O entendimento das rotas da ciclagem do carbono nos ecossistemas aquáticos é de suma importância para as proposições de conservação e manejo desses ambientes uma vez que lida com a manutenção de diversas expressões de vida aquática e terrestre. Recentemente, as rotas da mineralização a partir do detrito particulado têm sido exploradas, porém não têm sido muito estudadas os componentes remanescentes

e sua participação nos processos de humificação. Nessa abordagem (síntese de compostos húmicos) os efeitos da temperatura não têm sido explorados. Assim, têm se por hipóteses que além da composição dos detritos, a humificação (velocidade e rendimentos dos produtos) será sensível a variação da temperatura.

3. OBJETIVOS

3.1. OBJETIVO GERAL

Estudo visou descrever e discutir a mineralização e humificação do carbono a partir das fibras (e.g. fração da parede celular, lignina, celulose + hemicelulose) remanescentes do detrito de uma espécie de planta aquática (*Eichhornia crassipes*). Tais descrições poderão ser incluídas em modelos matemáticos que tratam da ciclagem do carbono em ecossistemas aquáticos para desenvolver ferramentas de manejo mais precisas e sofisticadas.

3.2. OBJETIVOS ESPECÍFICOS

De acordo com a hipótese a ser avaliada, esse estudo possuiu os seguintes objetivos específicos:

(i) Analisar e comparar os diferentes estádios de degradação dos detritos de *Eichhornia crassipes*, onde: (i) detrito recentemente aduzido ao sedimento; (ii) detrito sem extrativos (após alguns dias de decomposição) e (iii) detritos em grau avançados de decomposição (composição predominante de celulose e lignina).

(ii) Adotar um modelo cinético que descreva as rotas de mineralização e humificação da fração refratária extraídas dos fragmentos de *Eichhornia crassipes*.

(iii) Analisar a influências das variáveis intrínsecas (i.e., qualidade do detrito) e

extrínsecas (i.e., temperatura) nos coeficientes cinéticos provenientes do modelo matemático.

(iv) Avaliar a formação de compostos húmicos (ácidos húmicos e fúlvicos) em função do tipo de pré-tratamento dos fragmentos de *Eichhornia crassipes* e da temperatura.

(v) Verificar a correlação entre o material húmico com os diferentes estágios de decomposição.

(vi) Caracterizar qualitativamente o material húmico provenientes dos tratamentos no decorrer dos dias amostrais.

4. MATERIAIS E MÉTODOS

4.1. PLANTA AQUÁTICA



Figura 1. Exemplar de *Eichhornia crassipes* (SOUZA, 2019).

A espécie *Eichhornia crassipes* (Mart.) Solms, é uma macrófita de hábito flutuante e apesar de ser nativa da América do Sul é encontrada em vários ambientes aquáticos temperados e tropicais. Essa espécie apresenta o potencial para gerar problemas em reservatórios eutrofizados e ambientes lacustres, onde em condições apropriadas, tende a ocupar todo espelho d'água (PITELLI, 2006; POMPÊOU, 2017). Conhecida popularmente como aguapé, lírio d'água, camalote e mururé (Amazônia) é utilizada na despoluição da água, forrageira (bovinos e bufalinos), alimento (roedores, capivara e porco), habitat (comunidades aquáticas), e utilizada como ornamento para

lagos e tanques (POTT & POTT, 2000). Além disso, pode se caracterizar como espécie dominante e invasora por possuir potencial de propagação alto (POTT & POTT, 2000; AMARAL et al., 2008), no Brasil está macrófita constitui o maior volume da flora aquática (HOEHNE, 1979), portanto, foi escolhida para este estudo.

4.2. CARACTERIZAÇÃO DA ÁREA DE ESTUDO

O reservatório de Barra Bonita, formado principalmente pelo represamento dos rios Tietê e Piracicaba, além de outros tributários; localiza-se na região central do estado de São Paulo entre os municípios de Igaracú do Tietê e Barra Bonita (22° 29' S e 48° 34' W; Figura 2). Situa-se na bacia hidrográfica do médio Tietê Superior (BUZELLI & CUNHA-SANTINO, 2013) e, as sub-bacias de drenagem que o alimentam pertencem às Unidades de Gerenciamento de Recursos Hídricos (UGRH) Tietê/Sorocaba, Tietê/Jacaré e Piracicaba, conforme proposta do Plano Estadual de Recursos Hídricos do Estado de São Paulo (SÃO PAULO, 1990). O clima da região apresenta transição entre os climas tropical e subtropical, com estações pouco definidas. De acordo com a classificação de Koppen é CW, tropical alternadamente seco e úmido (SANTOS-WISNIEWSKI, 2007).

O reservatório de Barra Bonita, além de possuir potencial hidrelétrico, também é destinado para navegação, piscicultura, abastecimento, recreação e desenvolvimento agro-industrial (CALIJURI, 1988; CALIJURI & TUNDISI, 1990; BRAMORSKI, 2004; BUZELLI & CUNHA-SANTINO, 2013; BOTTINO et al., 2016).

Interferências antrópicas têm limitado o potencial de usos múltiplos desse reservatório, como e.g. crescimento urbano, falta de saneamento e despejo de efluentes domésticos, agrícolas e industriais (ANTÔNIO, 2004; BRAMORSKI, 2004;

SOTERO-SANTOS et al., 2006). Esse reservatório é classificado como um sistema polimítico, no qual a coluna d'água encontra-se permanentemente desestratificada devido à ação do vento. Contudo, o nitrogênio não é o fator limitante no reservatório sendo então, a adição de fósforo a principal causa de eutrofização (NOVO & LEITE, 1996; CETESB, 2007; TUNDISI & TUNDISI, 2008).



Figura 2. Localização do Reservatório de Barra Bonita (seta), São Paulo. Fonte (modificado de AES-TIETÊ, 2006).

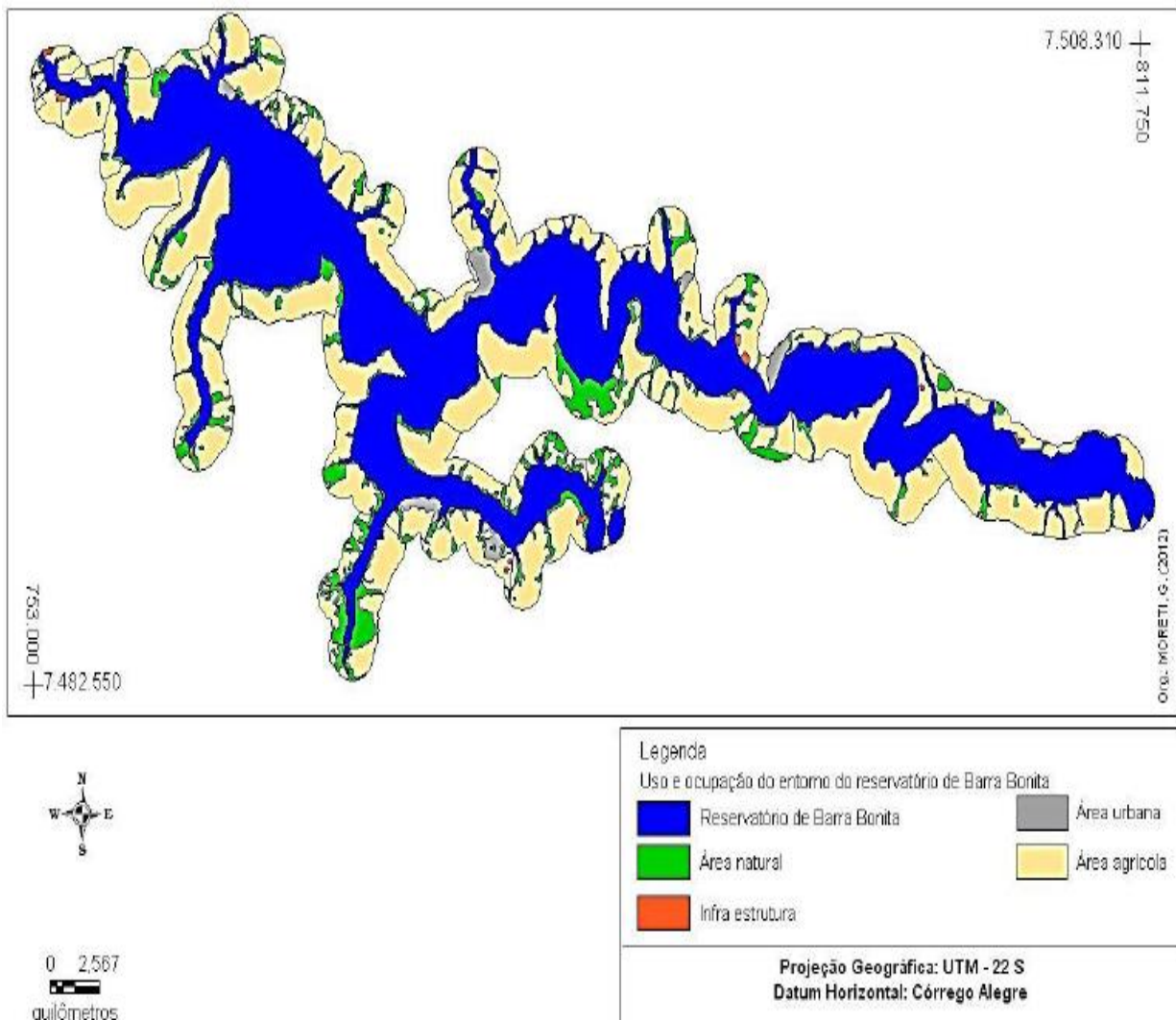


Figura 3. Mapa de uso e ocupação do solo no entorno do Reservatório de Barra Bonita-SP, (BUZELLI & CUNHA-SANTINO, 2013).

Na vegetação circundante ocorre predomínio da monocultura de cana-de-açúcar (Figura 3). Extensos bancos de macrófitas (*Eichhornia crassipes*, *Pistia stratiotes*, *Paspalum repens*), ocorrem no reservatório que acabam também influenciando na ciclagem de nutrientes no sistema aquático (BRAMORSKI, 2004).

Estudos realizados sobre as principais características geológicas, morfológicas e funcionamento do reservatório de Barra Bonita podem ser observados na (Tabela 1).

Tabela 1. Características geológicas, morfológicas e funcionamento do reservatório de Barra Bonita (SP).

| Características | Reservatório de Barra Bonita/SP | Referências |
|---|--|--------------------------|
| Altitude (m) | 430 | CALIJURI; TUNDISI (1990) |
| | 481,5 | ILEC (2016) |
| Superfície da bacia hidrográfica (km ²) | 32,33 | ANTONIO (2004) |
| Área inundada (km ²) | 324,84 | CALIJURI; TUNDISI (1990) |
| | 310,0 | ILEC (2016) |
| Volume total do reservatório (m ³) | 3.622 x 10 ⁶ | AES Tietê (2006) |
| Profundidade média (m) | 10,20 | ZAGANINI (2011) |
| Profundidade máxima (m) | 25,0 | ZAGANINI (2011) |
| Tempo de residência (dia) | 100,0 | ZAGANINI (2011) |

4.3. LOCAL DE COLETA DA MACRÓFITA AQUÁTICA

A coleta da macrófitas aquáticas, sedimento e amostras de água foram realizadas no reservatório de Barra Bonita, na primavera de 2015 e de 2016, no ponto identificado pela coordenada geográfica 22°32'03,5" S e 48°31'18,7" W, localizado no braço do reservatório em local de remanso, com mata ciliar circundante e também a presença de outras espécies de macrófitas no local e próximo a ele (*Pistia stratiotes*, *Eichhornia azurea*, *Poligonum* sp, *Salvinia* sp) (Figura 4).

As características limnológicas, como a turbidez, condutividade elétrica, pH, oxigênio dissolvido e temperatura, foram determinadas com analisador multiparâmetro Marca Yellow Spring modelo (YSI – 556 MPS), Tabela 2.

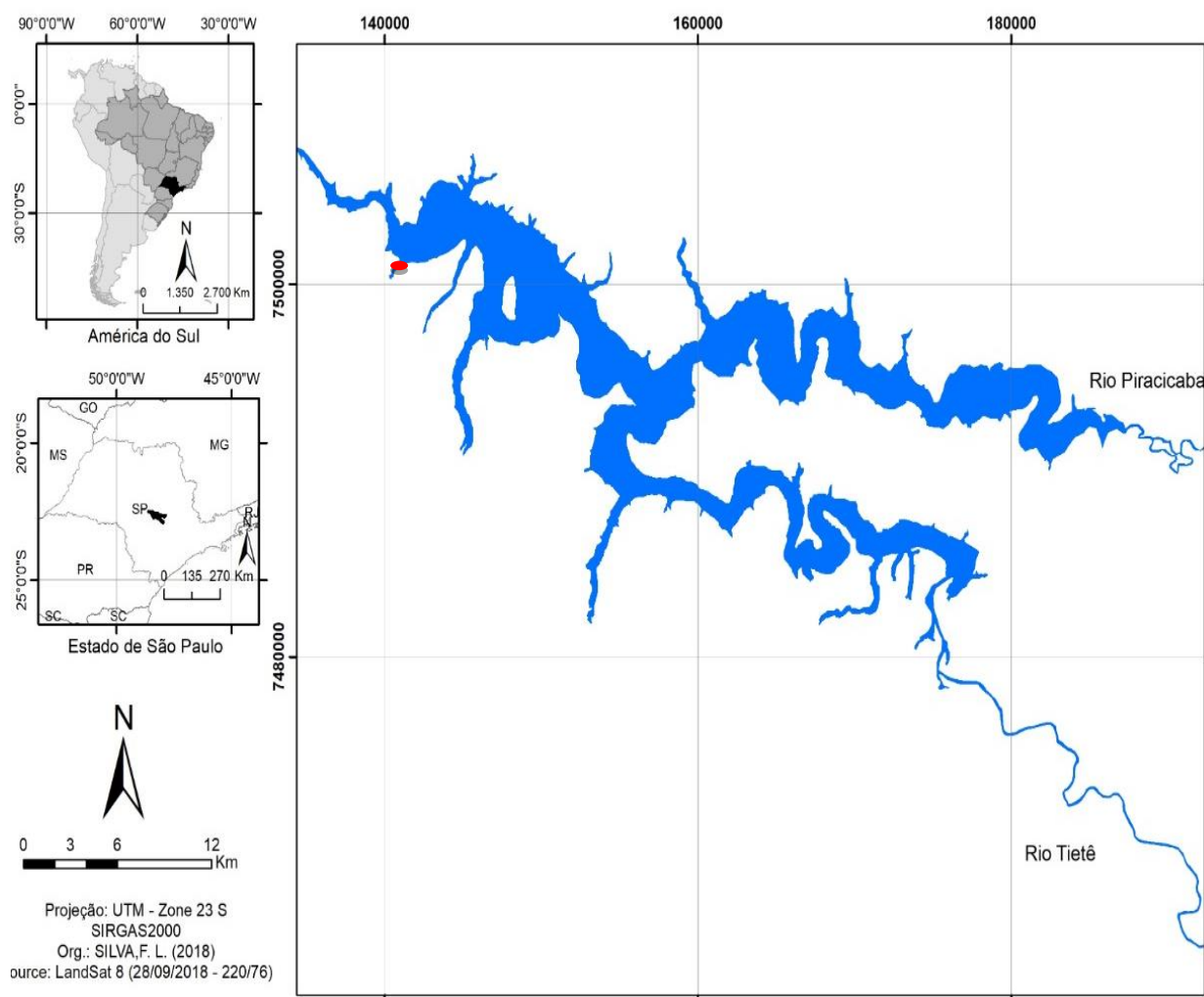


Figura 4. Local de coleta da macrófita aquática, água e sedimento (inóculo) no Reservatório de Barra Bonita-SP, identificada pela circunferência em vermelho. Autor: Fabio Leandro da Silva.

A transparência foi determinada com Disco de Secchi; foi obtido o valor de 0,94 (m), a profundidade foi 1,73 (m) e a temperatura do ar 29 °C. As concentrações de COT e NT da amostra de água do reservatório foram determinadas com analisador SHIMADZU (modelo TOC-LCPH), e as concentrações de PT foram obtidas através de método espectrofotométrico (MACKERETH et al., 1978).

Tabela 2. Variáveis físicas e químicas da água do local de coleta no Reservatório de Barra Bonita-SP em 2015 e 2016.

| Análises Físico/Químicas | Superfície | Fundo |
|---|-------------------|---------------|
| Odor | Sem odor | Sem odor |
| PT ($\mu\text{g.L}^{-1}$) | 10,67 | 67,9 |
| NO_3^- (mg.L^{-1}) | 0,6 | 5,39 |
| Turbidez (UNT) | 0,07 | 0,1 |
| Condutividade elétrica (uS/cm^2) | 0,27 | 0,24 |
| OD (mg.L^{-1}) | 2,7 | 2,2 |
| pH | $6,7 \pm 0,8$ | $6,6 \pm 0,9$ |
| $T_{\text{água}}$ ($^{\circ}\text{C}$) | 26 | 26 |
| COT (mg/L^{-1}) | - | 5,25 |
| NT (mg/L^{-1}) | - | 5,9 |

Em que: PT = fósforo total; NO_3^- = nitrato; OD = oxigênio dissolvido; pH = potencial hidrogeniônico; $T_{\text{água}}$ = temperatura da água; COT = carbono orgânico total; NT = nitrogênio total.

4.4. COLETA DA ÁGUA, SEDIMENTO E DA MACRÓFITA AQUÁTICA

As amostras de água foram coletadas na superfície (ca. 15 cm) e no fundo (ca. 1,5 m), com garrafa de Van Dorn (5 L) sendo posteriormente misturadas. Esse procedimento visou aumentar a representatividade dos ensaios, pois as variáveis químicas e biológicas da água poderiam estar estratificadas verticalmente (conforme PASSERINI et al., 2016). Em laboratório, a amostra de água foi filtrada em membrana de éster de celulose (ϕ de poro = $0,45 \mu\text{m}$, marca Millipore) e novamente homogeneizada. O inóculo foi preparado com a água não filtrada da represa contendo o sedimento do local correspondente 200 mg de sedimento (coleta realizada com Draga de Ekman Birge) para 1 L de água do local amostral (conforme PASSERINI et al., 2016). O inóculo foi mantido sob a temperatura ambiente, em frasco escuro e em anaerobiose.

Os indivíduos maduros, i.e., planta contendo raiz, talo e folhas verdes principalmente de *E. crassipes* foram coletados manualmente e aleatoriamente no

ponto de remanso. Após coletadas, as macrófitas foram lavadas em água corrente no laboratório, misturadas e secas em temperatura ambiente e posteriormente em estufa a 40 °C até massa seca (MS) constante.

4.5. DELINEAMENTO EXPERIMENTAL

Com os fragmentos previamente secos de *E. crassipes* foi quantificado o carbono orgânico total (analisador marca SHIMADZU, modelo TOC-LCPH/SSM – 5000A) e fibras (fração de parede celular - FPC; VAN SOEST & WINE, 1980).

Antes do início da preparação das câmaras foi realizado o procedimento que consistiu em separar parte dos fragmentos de *E. crassipes* que foram previamente secos em estufa (40° C até massa constante) e determinada o potencial de lixiviação pelo método de Cunha-Santino e Bianchini Jr. (2006). Com o restante dos detritos da macrófita foram preparadas as câmaras de decomposição partir da montagem de três experimentos para simular diferentes estádios do processo decomposição (Figura 5):

- Tratamento 1 (EP 1): detrito sem tratamento (natural), contendo frações hidrossolúveis (i.e. carboidratos solúveis, nucleotídeos, aminoácidos; REDDY & DELAUNE, 2008), solúvel em álcalis (lipídios, especificamente os ácidos graxos insaturados e saturados; REDDY & DELAUNE, 2008) e fibras (celulose, hemicelulose e lignina).

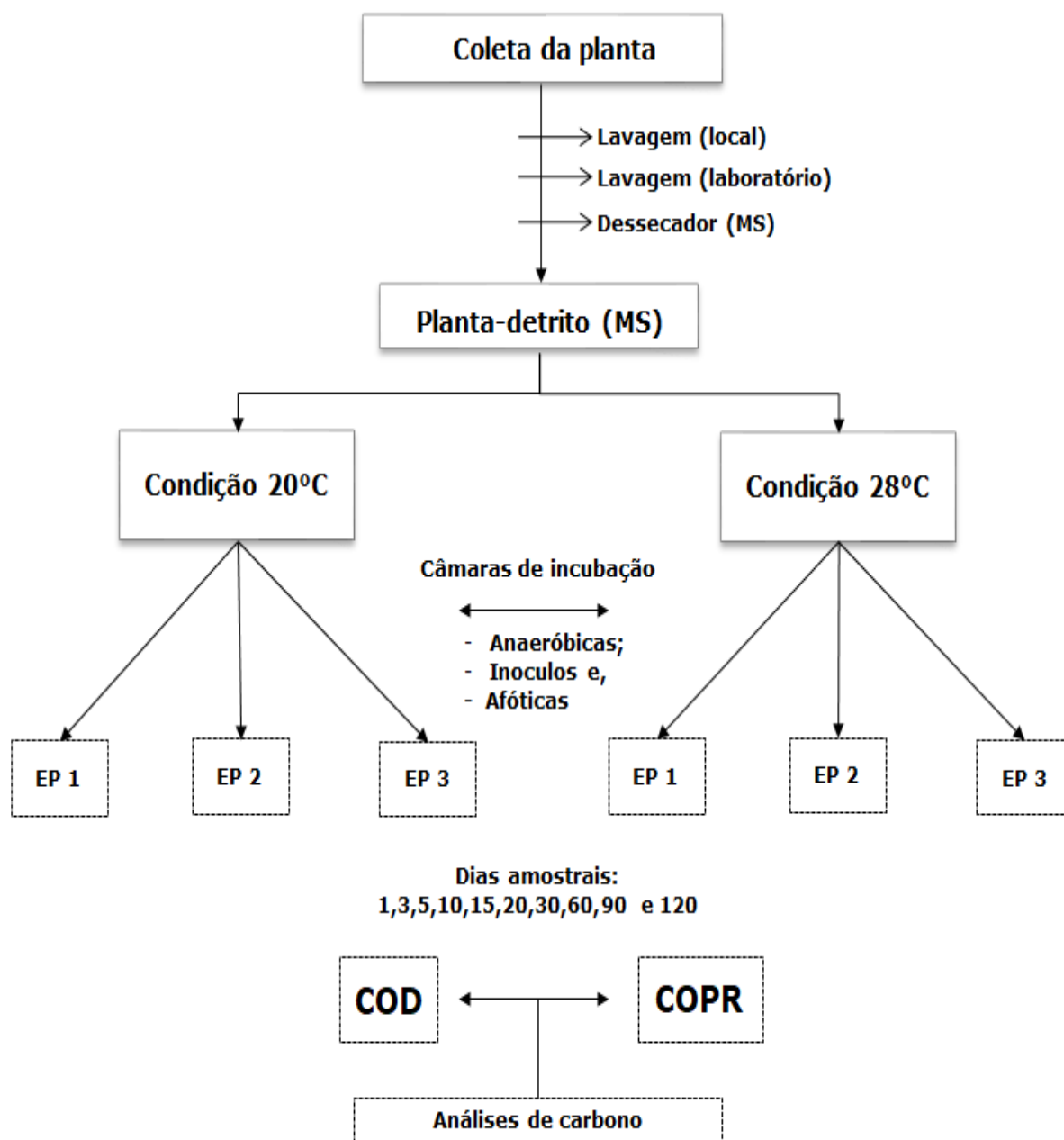


Figura 5. Fluxograma do delineamento experimental. Fonte: SOUZA (2019).

- Tratamento 2 (EP 2): detrito com prévia extração aquosa, i.e., são os detritos sem as frações protoplasmáticos hidrossolúveis, inorgânicos como, K, Ca, Mg e Mn (DAVIS III et al., 2003) e compostos dissolvidos como, carboidratos, polifenóis e aminoácidos (BIANCHINI Jr. & CUNHA-SANTINO, 2008), restando na composição do

detrito materiais mais complexados (e.g. que poderão formar produtos húmicos; MACCARTHY et al., 1990), frações alcalinas e fibras. Este processo de remoção foi utilizado pelo método de Cunha-Santino e Bianchini Jr. (2006) para extração de extratos aquosos de macrófitas aquáticas.

- Tratamento 3 (EP 3): detrito provenientes da extração aquosa (EP 2) e que passaram por prévia extração alcalina. Este método consistiu em submeter os detritos remanescentes da planta aquática a uma extração alcalina pela adição de NaOH 0,5 M (método adaptado da extração alcalina de materiais húmicos do detrito particulado de planta aquática; HAYES et al., 2010; SOUZA, 2015). Assim, este procedimento consistiu em remover os lipídios, especificamente os ácidos graxos insaturados e saturados (REDDY & DELAUNE 2008) visto que NaOH reage com estes ácidos pelo processo de salificação, formando assim sais orgânicos, que posteriormente foram descartados, e também pela retirada da hemicelulose uma vez que o detrito estando desidratado (pela remoção do extrato aquoso) a celulose acaba não possuindo resistência em conter a hemicelulose em sua estrutura (AHMED et al., 2001), e remoção das sílicas biogênicas, taninos e pectinas, restando praticamente lignina e celulose (VAN SOEST et al., 1980).

Após a retirada do extrato aquoso (EP 2) e alcalino (EP 3), os detritos remanescentes da planta aquática foram exaustivamente lavados em água destilada até que o pH da água de descarte fosse neutro.

Com base nesses procedimentos procurou-se simular a decomposição de detritos em três situações: (i) detrito recentemente aduzido ao sedimento; (ii) detrito sem extrativos (após alguns dias de decomposição; GODSHALK & WETZEL, 1978; DANELL & SJÖBERG, 1979; CUNHA-SANTINO & BIANCHINI Jr., 2006; CASTRO et al., 2013); (iii) detritos em estágio avançados de decomposição (composição

predominante de celulose e lignina; VAN SOEST et al., 1980).

Em todos os experimentos, câmaras de decomposição (recipientes de vidro; vol: 450 ml) foram preparados em trélicas utilizando 4 g (MS) de fragmentos de *E. crassipes* totalizando n = 180. Como os tratamentos iniciais de EP 2 e 3 consistiram em remover quimicamente parte do detrito da macrófita, conseqüentemente, as proporções de massa de folha, talo e raiz foram diferentes para cada tipo de experimento, visto que, por essa espécie de macrófita possuir estruturas mais rígidas de sustentação, as concentrações de materiais hidrossolúveis, solúveis em álcalis e fibras que os compõe são diferentes (JEFFRIES, 1994; MUN et al., 2001; GIMENES, 2011). Assim, têm-se para os experimentos: (i) EP 1 - 27% folha , 58% talo e 15% raiz; (ii) EP 2 - 29% folha, 50% talo e 21% raiz; (iii) EP 3 - 12% folha , 80% talo e 8% raiz; em 390 ml de água do reservatório previamente filtrada (ϕ de poro = 0,45 μ m, marca Millipore) e 10 ml do inoculo. As câmaras foram previamente cobertas com papel alumínio e vedadas de forma a garantir a condição de anaerobiose.

Os experimentos foram realizados em duas temperaturas (20 e 28 °C; Figura 5). As temperaturas foram estabelecidas levando em consideração as amplitudes térmicas da água superficial verificadas neste reservatório (20 a 29 °C; BARBOSA et al., 1999; SANTOS-WISNIEWSKI & ROCHA, 2007; BUZELLI & CUNHA-SANTINO, 2013). Nos dias amostrais (1, 3, 5, 10, 15, 20, 30, 60, 90, 120) foram quantificados os teores de carbono das frações COD e COPR em analisador marca SHIMADZU, modelo TOC-LCPH/SSM – 5000A por combustão controlada para detecção no infravermelho.

4.6. EXTRAÇÃO E FRACIONAMENTO DAS SUBSTÂNCIAS HÚMICAS

Ao término de cada dia amostral para os experimentos (EP 1, 2 e 3), em ambas temperaturas, foram realizadas as extrações das substâncias húmicas a partir do material particulado remanescente (Figura 6). Para tanto, os materiais particulados foram colocados na estufa 40 °C e em dessecador até obtenção de massa constante e pesado e após, foram triturados. Posteriormente, o material triturado foi colocado novamente em dessecador (30 min); sendo determinada a massa 0,5 g (MS) e colocados em frascos de polipropileno (250 ml). As extrações do material húmico foram realizadas de acordo com as propriedades de solubilidade das SH em diferentes classes de pH (HAYES & SWIFT, 1978; HAYES et al., 2010), com adição de NaOH 0,5 M. A solução foi agitada para a homogeneização, durante 1 h d⁻¹; após 24 h, a solução foi coletada; esse procedimento foi repetido até que a solução alcalina apresente absorvância < 0,1 (λ : 450 nm). Ao final, as soluções de SH, foram filtradas em membrana de acetato de celulose (0,45 μ m), volume final mensurado e posteriormente fracionadas.

O fracionamento foi realizado seguindo as normas da Sociedade Internacional de Substâncias Húmicas – IHSS, adaptado para extração do material húmico de plantas aquáticas (Figura 6), onde foram fracionadas por meio da adição de HCl (36,5 - 38% P.A) até pH 1,0. Em seguida, as amostras foram centrifugadas por 25 min (2.517 g; 25 °C) para separação dos ácidos fúlvicos (AF) e ácidos húmicos (AH), sendo os AH redissolvidos em solução de NaOH 0,1 M, totalizando n = 360. Após o fracionamento, os pH das soluções de AF e AH foram acertados para 5,0 e 8,0, respectivamente. As concentrações de carbono orgânico (de acordo com o Item 4.7.) e características qualitativas (de acordo com o Item 4.8) das amostras de AF e AH foram determinadas.

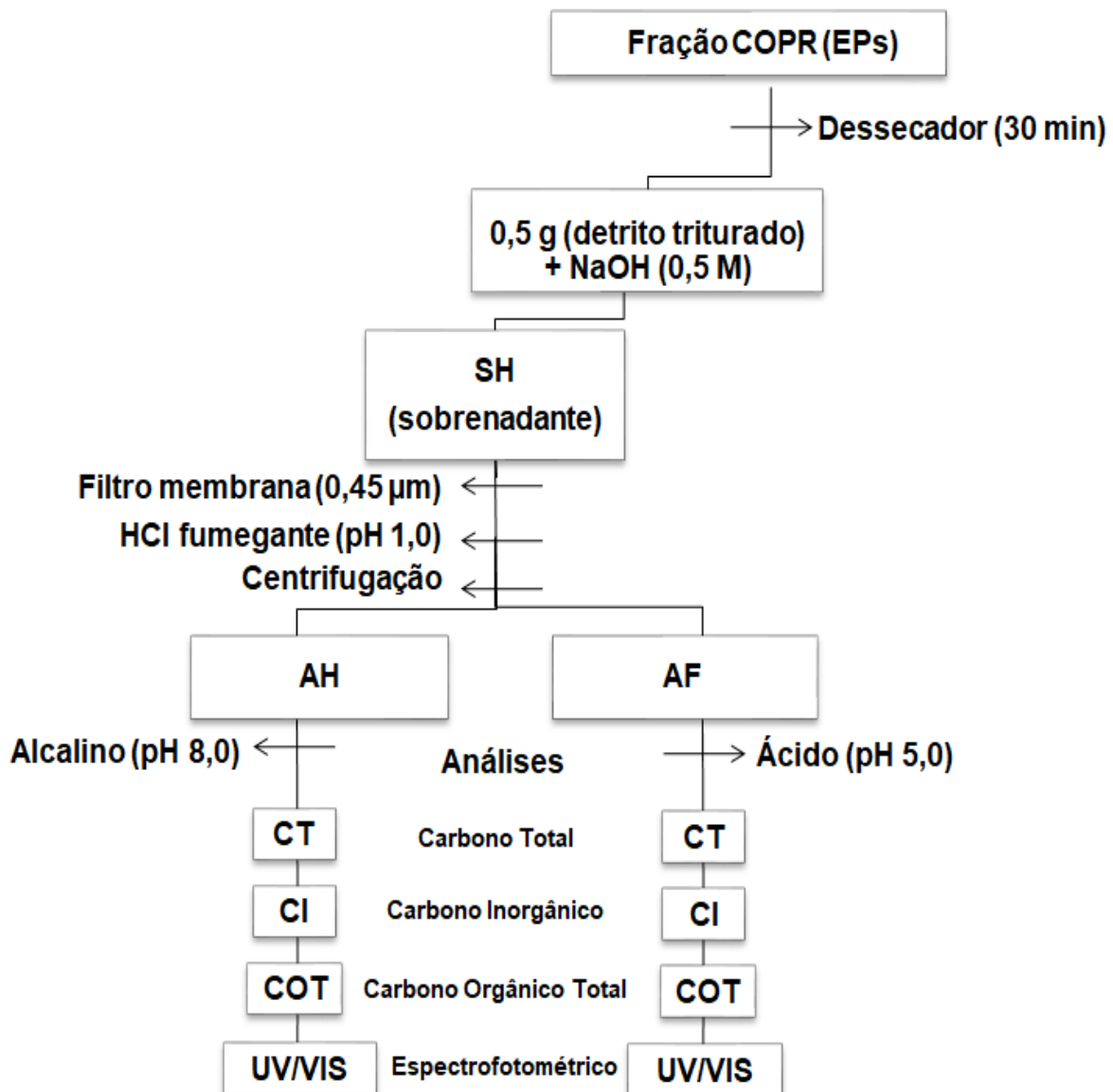


Figura 6. Diagrama esquemático do processo de obtenção das SH e análises dos componentes húmicos; SH = substâncias húmicas; AH = ácidos húmicos; AF = ácidos fúlvicos; COPR = carbono orgânico particulado refratário; CT = carbono total; CI, carbono inorgânico; COT = carbono orgânico total; UV/VIS = espectroscopia ultravioleta visível. Fonte: SOUZA (2019).

4.7. ANÁLISE DA CONCENTRAÇÃO DE CARBONO ORGÂNICO TOTAL

As concentrações de carbono orgânico total foram determinadas com analisador marca SHIMADZU, modelo TOC-L CPH. O método consiste na calcinação da amostra (aproximadamente 670 °C). O CO₂ gerado é quantificado com detector de infravermelho. Deste modo, estima-se concentração de carbono total (CT) da amostra. Subsequentemente, a partir de outra alíquota, a amostra é acidificada para a remoção dos carbonatos onde passam também a forma de CO₂. O CO₂ gerado pela calcinação e pela acidificação da amostra é carregado por um fluxo de ar sintético, passando por uma coluna de resfriamento, um desumidificador eletrônico, um removedor de gases halogenados e uma membrana de filtro até o detector, onde o CO₂ é quantificado. A detecção é feita em sensor de absorção no comprimento de onda do infravermelho. O CO₂ gerado refere-se aos teores de carbono total e inorgânico da amostra. A concentração de carbono orgânico total (COT) por fim, é obtida a partir da diferença entre CT e CI (carbono inorgânico).

4.8. ANÁLISES ESPECTROFOTOMÉTRICAS

Para investigar qualitativamente as estruturas químicas das frações húmicas (i.e., complexidade do material húmico), foram realizadas análises espectrofotométricas (UV-VIS). Os espectros de absorções específicos (i.e., 250, 280, 300, 365, 400, 465 e 665 nm) da região do ultravioleta e visível das frações, AF (pH 5,0) e AH (pH 8,0), foram obtidos pelo espectrofotômetro (marca Pharmacia, modelo Ultrospec 2100 pro) utilizando-se cubeta de quartzo de 1 cm e água Milli-Q como branco; para obtenção das razões E2/E3 (250/365), que verifica o tamanho molecular da substância e grau de

aromaticidade (PEURAVUORI & PIHLAJA, 1997; SORIANO-DISLA et al., 2010); E3/E4 (300/400) que verifica o grau de humificação, aromaticidade e massa molecular (GAUTHIER et al., 1987) e E4/E6 (465/665) usado como “índice de humificação” (STEVENSON, 1994). Análise específica do comprimento de onda de 280 nm, para detecção de subunidades do material húmico, como por exemplo, arenos fenólicos, ácidos benzóicos, derivados de anilina, polienos e hidrocarbonetos aromáticos policíclicos com dois ou mais anéis aromáticos e de lignina e quinonas. (PEURAVUORI & PIHLAJA, 1997; ZBYTNIIEWSKI & BUSZEWSKI, 2005).

4.9. MODELAGEM MATEMÁTICA

A partir do balanço temporal de perda de massa (em base de carbono) para cada experimento (EP 1, 2 e 3) foi parametrizado um modelo cinético de primeira ordem (BIANCHINI Jr. & CUNHA-SANTINO, 2008). Para tanto, foram utilizadas regressões não-lineares, calculadas com o algoritmo iterativo de Levenberg-Marquardt (PRESS et al., 2007). Assim, a Equação (1) define o modelo global de perda de massa dos detritos da macrófita enquanto as Equações 2 a 8 descritas fornecem o modelo matemático das formações e mineralizações das frações do material húmico SH nos detritos orgânicos particulados (COPR) (Figura 7).

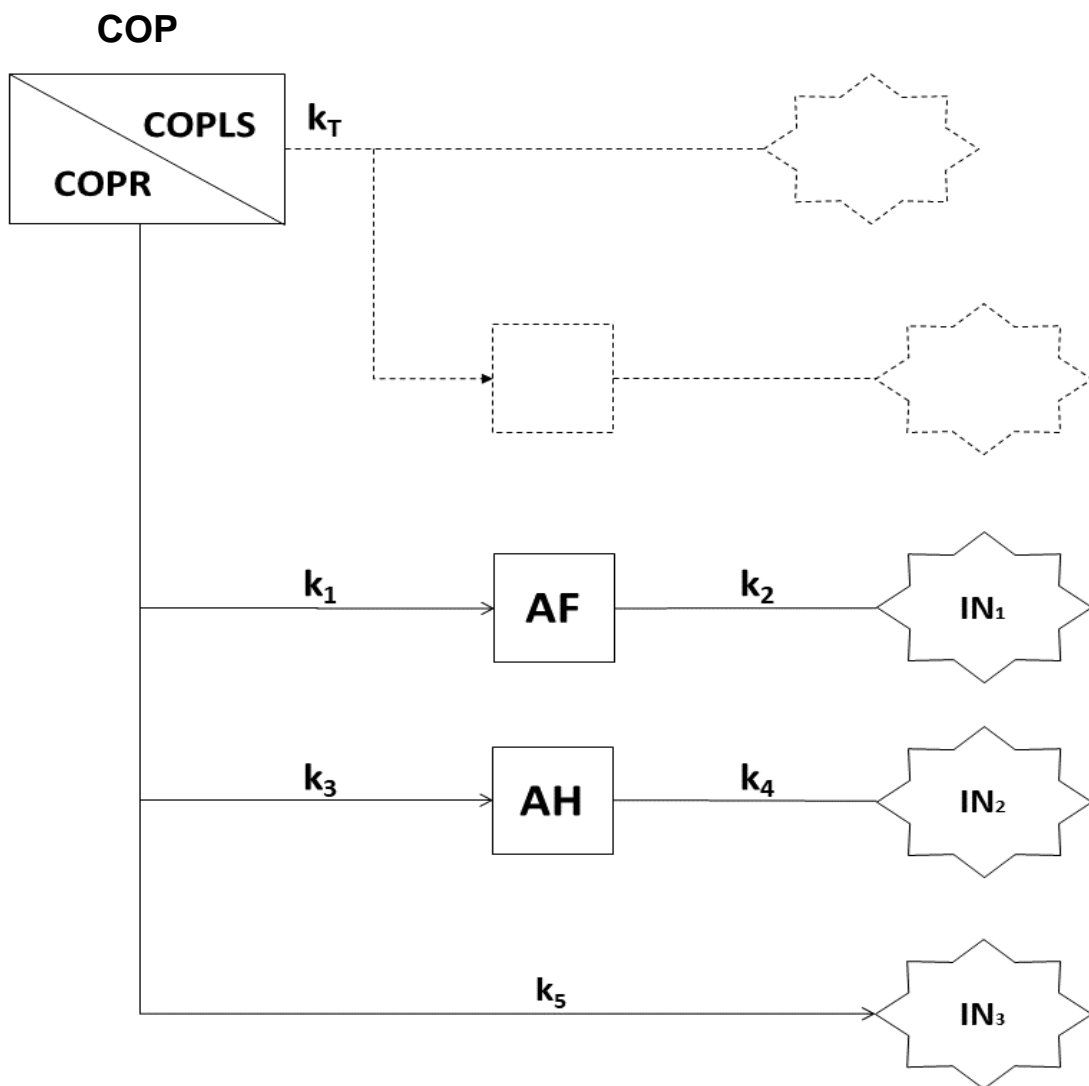


Figura 7. Fluxograma da modelagem matemática para a perda de massa de *Eichhornia crassipes*, COP = carbono orgânico particulado; COPLS = carbono orgânico particulado lábil/solúvel; COPR = carbono orgânico particulado refratário; AF = ácidos fúlvicos; AH = ácidos húmicos (SOUZA, 2019).

$$COPR = (COPLS \times e^{-k_T t}) + (COPR \times e^{-k_T t}) \quad (1),$$

$$\frac{dCOP}{dt} = -k_T COPLS - k_5 COPR \quad (2),$$

$$\frac{dAF}{dt} = k_1 (COPR) - k_2 AF \quad (3),$$

$$\frac{dAH}{dt} = k_3 (COPR) - k_4 AH \quad (4),$$

$$\frac{dIN_1}{dt} = k_2 AF \quad (5),$$

$$\frac{dIN_2}{dt} = k_4 AH \quad (6),$$

$$\frac{dIN_3}{dt} = k_5 COPR \quad (7),$$

$$CM = \sum_{i=0}^n IN_i \quad (8),$$

em que: COP = carbono orgânico particulado do detrito (= COPLS + COPR); COPLS = carbono orgânico particulado lábil/solúvel (%); COPR = carbono orgânico particulado refratário (%); k_T = coeficiente global de mineralização e dissolução de COPLS (dia^{-1}); k_1 e k_3 = coeficiente de formação de AF e AH (dia^{-1}); respectivamente, a palavra “formação” neste modelo matemático implica em mudança qualitativa do detrito (não necessariamente em perda de massa); k_2 = coeficiente de mineralização de AF (dia^{-1}); k_4 = coeficiente de mineralização de AH (dia^{-1}); k_5 = coeficiente de mineralização do COPR (dia^{-1}); IN_1 e IN_2 = compostos inorgânicos decorrentes da rota de mineralização de AF e AH; CM = carbono mineralizado (%); t = tempo (dia).

Os tempos de meia vida ($t_{1/2}$) dos processos envolvidos nas mineralizações foram calculados empregando a Equação (9):

$$t_{1/2} = \ln 0,5 / -k \quad (9),$$

em que: k = coeficientes das reações (formação e mineralização; i.e. k_T , k_1 , k_2 , k_3 , k_4 e k_5).

4.10. Cálculo de Q_{10}

O cálculo do coeficiente de temperatura Q_{10} foi obtido através de regressão linear entre as temperaturas 20 e 28 °C para os resultados temporais de CM(s) dos

experimentos (EP 1,2 e 3) relação externa, Equação 10 e 11 (BOWIE et al., 1985):

$$Q_{10} = \left(\frac{CM_{28}}{CM_{20}} \right)^{\left(\frac{10}{T_{28} - T_{20}} \right)} \quad (10),$$

$$Q_{10} = S^{\left(\frac{10}{T_M - T_m} \right)} \quad (11),$$

em que: Q_{10} = coeficiente de temperatura; S = coeficiente angular (regressão linear, $\frac{CM_{28}}{CM_{20}}$); CM = carbono mineralizado; T_{28} = maior temperatura (°C); T_{20} = menor temperatura (°C).

O cálculo do Q_{10} foi também efetuado para os coeficientes cinéticos obtidos da parametrização (relação interna da decomposição). Nesse caso, a Equação (12) foi utilizada. Para o cálculo do coeficiente global de temperatura (Q_{10-T}) para cada experimento, foi calculado a partir da média ponderada entre os $Q_{10(s)}$ parciais de cada parâmetro e a quantidade de recurso envolvido, Equação (13):

$$Q_{10(s)} = \frac{k_{s(28)}^{\left(\frac{10}{T_{28} - T_{20}} \right)}}{k_{s(20)}} \quad (12),$$

em que: $Q_{10(s)}$ = coeficiente de temperatura calculado a partir dos coeficientes cinéticos de formação de AF e AH e mineralização da fração COPR; k_s = coeficientes de formação de massa (k_1 e k_3 e k_5).

$$Q_{10-T} = \left(Q_{10(s)} \times \frac{\overline{AF}}{100} \right) + \left(Q_{10(s)} \times \frac{\overline{AH}}{100} \right) + \left(Q_{10(s)} \times \frac{\overline{COPR}}{100} \right) \quad (13),$$

em que: Q_{10-T} = coeficiente de temperatura global para cada experimento; \overline{AF} = média da concentração de ácidos fúlvicos obtidos pelo modelo (20 e 28 °C) em %; \overline{AH} = média da concentração de ácidos húmicos obtidos pelo modelo (20 e 28 °C) em %; e \overline{COPR} = média do carbono mineralizado (20 e 28 °C) da rota do C remanescente em %.

4.11. ANÁLISES ESTATÍSTICAS

As variações das perdas de massa, formação e perda do material húmico e dados espectrofotométricos sob o efeito das duas temperaturas selecionadas foram analisadas utilizando o teste ANOVA (medidas repetidas) para resultados paramétricos por meio do teste de post hoc (Tukey) e para resultados não paramétricos análise de Kruskal-Wallis em conjunto com a comparação múltipla de Dunn (CENTENO, 1999). O nível de significância adotado foi de 5%, sendo teste da normalidade por Shapiro-Wilk (CENTENO, 1999). O modelo matemático global tanto para perda de massa do detrito quanto par formação e mineralização do material húmico foram validados através da regressão linear entre os valores experimentais de carbono mineralizado (CM, AF e AH) e os calculados a partir da parametrização do modelo.

5. RESULTADOS

5.1. BALANÇO DA PERDA DE CARBONO

Os rendimentos de conversão do carbono orgânico para inorgânico durante a decomposição foram obtidos para os experimentos conforme se observa na Figura 8 e no ANEXO A. As frações COPLS para os mesmos tipos de tratamentos iniciais dos detritos indicaram valores próximos de ambas as temperaturas. Entre os diferentes tipos de tratamentos iniciais dos detritos (EPs) foram encontrados maiores valores de COPLS para os EP 1 (29,2% a 20 °C e 38,3% a 28 °C) seguido dos EP 3 (20,8% a 20 °C e 20,6% a 28 °C) (Tabela 3). As frações de COPR também apresentaram valores próximos ao se comparar os resultados dos tratamentos para EP 2 e EP 3 de ambas as temperaturas. Entre os diferentes tipos de tratamentos iniciais do detrito, verificaram-se valores maiores de COPR para EP 2 e 3 nas duas temperaturas (Tabela 3). Observou-se que a tanto para 20 °C quanto para 28 °C, o EP 1 apresentou durante a perda de massa de COPR diferença significativa aos teores de EP 2 e EP 3 ($p < 0,001$). Não houve diferenças significativas ($p > 0,005$) apenas para EP 2 e EP 3 de ambas as temperaturas.

Nos EP 1 e EP 2, os valores de CM de ambas as temperaturas foram próximos, mas também apresentaram diferenças estatísticas significativas ($p < 0,001$; $F = 21,626$); para o EP 3, o CM foi ca. 2 vezes maior para 28 °C, embora não houve diferença estatística significativa ($p > 0,05$; $F = 21,626$). Ao se comparar os rendimentos de CM entre os diferentes tratamentos, verificam-se que os EP 1 e 2 foram maiores que o EP 3. No geral, foram observados valores maiores de mineralização a 28 °C (Tabela 3). O EP 1 a 20 °C somente não apresentou diferenças para o EP 1 a 28 °C ($p > 0,05$; $F =$

21,626). O EP 2 a 28 °C apresentou diferenças significativas para todos os tratamentos de ambas as temperaturas.

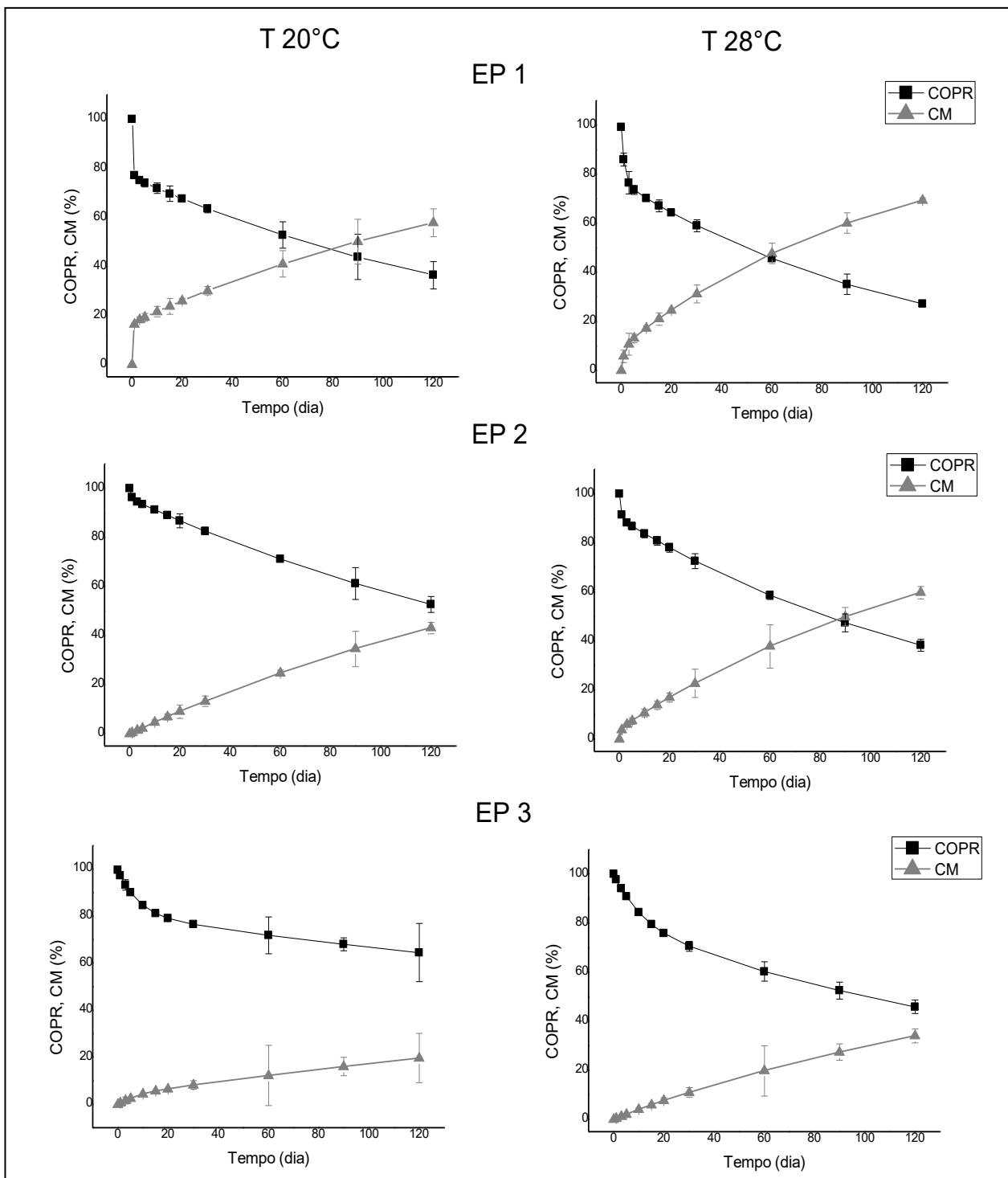


Figura 8. Balanço de perda de massa das diferentes frações do detrito de *Eichhornia crassipes* em concorrência do processo de mineralização nas condições de temperatura de 20°C e 28°C. Legenda: COPR = carbono orgânico particulado refratário e CM = carbono mineralizado modelado. Fonte: SOUZA (2019).

Tabela 3. Parâmetros da mineralização de *Eichhornia crassipes* proveniente das incubações anaeróbias a temperaturas de 20 e 28 °C, em que: COPLS = carbono orgânico particulado lábil/solúvel; COPR = carbono orgânico particulado refratário; k_T = coeficiente global de perda de massa de COPLS; k_5 = coeficiente de mineralização do COPR; AF= ácidos fúlvicos; AH = ácidos húmicos; k_1 = coeficiente de formação do AF; k_2 = coeficiente de mineralização do AF; k_3 = coeficiente de formação do AH; k_4 = coeficiente de mineralização do AH; SHT = substâncias húmicas totais (AF + AH); CM = carbono mineralizado. Valores com erros (± 0.00) tiveram os valores colocados para os ajustes matemáticos.

| <i>E. crassipes</i> | | | | | | |
|--------------------------|---------------------|---------------------|---------------------|----------------------|---------------------|----------------------|
| | Temperatura 20 °C | | | Temperatura 28 °C | | |
| | EP 1 | EP 2 | EP 3 | EP 1 | EP 2 | EP 3 |
| COPLS (%) | 29,2 \pm 2,98 | 13,7 \pm 4,5 | 20,8 \pm 3,27 | 38,3 \pm 5,6 | 13,7 \pm 0,00 | 20,6 \pm 4,9 |
| k_T (d ⁻¹) | 3,02 \pm 2,08 | 2,06 \pm 2,6 | 0,13 \pm 0,05 | 0,22 \pm 0,07 | 0,35 \pm 0,23 | 0,097 \pm 0,04 |
| $t_{1/2}$ (day) | 0,23 | 0,33 | 5,4 | 3,1 | 1,94 | 7,13 |
| COPR (%) | 70,8 \pm 1,42 | 86,3 \pm 2,1 | 79 \pm 3,25 | 56,3 \pm 4,9 | 86,3 \pm 0,00 | 79,1 \pm 5,2 |
| k_5 (d ⁻¹) | 0,0073 \pm 0,0005 | 0,0057 \pm 0,0004 | 0,002 \pm 0,00003 | 0,008 \pm 0,001 | 0,008 \pm 0,00007 | 0,0047 \pm 0,00008 |
| $t_{1/2}$ (day) | 94 | 121 | 341 | 84 | 84 | 146 |
| r^2 | 0,98 | 0,94 | 0,96 | 0,96 | 0,94 | 0,98 |
| CM (%) | 57,8 | 43,2 | 19,7 | 69,5 | 59,8 | 34,2 |
| AF | 6,1 \pm 0,28 | 5,57 \pm 0,21 | 1,49 \pm 0,05 | 4,57 \pm 0,06 | 5,1 \pm 0,39 | 1,07 \pm 0,05 |
| r^2 | 0,82 | 0,87 | 0,95 | 0,98 | 0,62 | 0,74 |
| k_1 | 1,72 \pm 0,8 | 1,8 \pm 0,7 | 0,2 \pm 0,03 | 3,55 \pm 1,6 | 1,62 \pm 0,002 | 3,5 \pm 0,00 |
| $t_{1/2}$ (day) | 0,4 | 0,38 | 3,35 | 0,19 | 0,43 | 0,19 |
| k_2 | - | - | - | - | - | - |
| AH | 0,52 \pm 0,04 | 0,009 \pm 0,0004 | 0,002 \pm 0,0004 | 0,0002 \pm 0,00005 | 0,001 \pm 0,00003 | 0,00002 \pm 0,00 |
| r^2 | 0,56 | 0,82 | 0,81 | 0,60 | 0,81 | 0,23 |
| k_3 | 1,6 \pm 1,37 | 1,54 \pm 0,7 | 0,08 \pm 0,03 | 3,5 \pm 0,00 | 0,083 \pm 0,02 | 3,5 \pm 0,00 |
| $t_{1/2}$ (day) | 0,42 | 0,44 | 8,3 | 0,19 | 8,3 | 0,19 |
| k_4 | - | - | - | - | - | - |
| SHT (%) | 6,61 | 5,58 | 1,49 | 4,57 | 5,1 | 1,07 |

Os coeficientes k_T (coeficiente global de perda de massa da fração COPLS) para temperatura de 20 °C foram em média 7 vezes maiores do que para a temperatura de 28 °C, com exceção para EP 3 ca. 1,3 vezes maior. Os k_T de EP 1 e 2 variaram de 0,22 d⁻¹ a 3,02 d⁻¹ (variação dos $t_{1/2}$: 3,1 d a 0,23 d) e foram maiores que os obtidos do EP 3 (0,09 d⁻¹ e 0,12 d⁻¹; $t_{1/2}$: 7,1 d e 5,4 d) (Tabela 3). Contudo, os valores foram invariavelmente elevados em todas as condições.

Considerando os valores de k_5 (coeficientes de mineralização da fração COPR) em ambas as temperaturas, os EP 1 obtiveram-se valores maiores (0,007 d⁻¹ e 0,008 d⁻¹) do que os EP 2 e 3 (Tabela 3). Ao comparar os mesmos tratamentos iniciais do detrito, os coeficientes k_5 foram maiores a 28 °C do que a 20 °C.

Ao se fazer uma simulação temporal da formação do CM (correspondendo a 90 % dos detritos) obteve-se para o carbono mineralizado modelado (CM) para 20 °C, o EP 1 demoraria ca. 330 d, EP 2 ca. 454 d e EP 3 ca. 1156 d, e para 28 °C teremos para o EP 1 ca. 236 d, EP 2 ca. 309 d e EP 3 ca. 458 dias.

Ao confrontar os valores brutos de CM dos três experimentos em ambas as temperaturas (eixo x) e os calculados pelo modelo - CM (eixo y) para $n = 60$ por regressão linear foi possível verificar valores elevados para o coeficiente angular (0,98) e para o coeficiente de determinação ($r^2 = 0,97$; Figura 9). Desse confronto foi possível verificar que o modelo subestimou os valores experimentais de CM (em menos de 3%).

Com relação aos AF e AH que foram gerados durante o processo de perda de massa da fração COPR, temos que tanto para os AF quanto para os AH, maiores concentrações na condição de 20 °C, sendo que o EP 3 em ambas as temperaturas apresentou as menores concentrações de AF (1,49 % - T 20 °C e 1,07 % - T 28 °C) e AH (2×10^{-3} - T 20 °C e 2×10^{-5} % - T 28 °C) quando comparados com EP 1 e EP 2 (Tabela 3 e Figura 11), e também estatisticamente foram diferenças ($p < 0,001$). Para

os AH, apenas o EP 1 da condição T 20°C apresentou diferenças significativas com todos os experimentos de ambas temperaturas ($p < 0,001$).

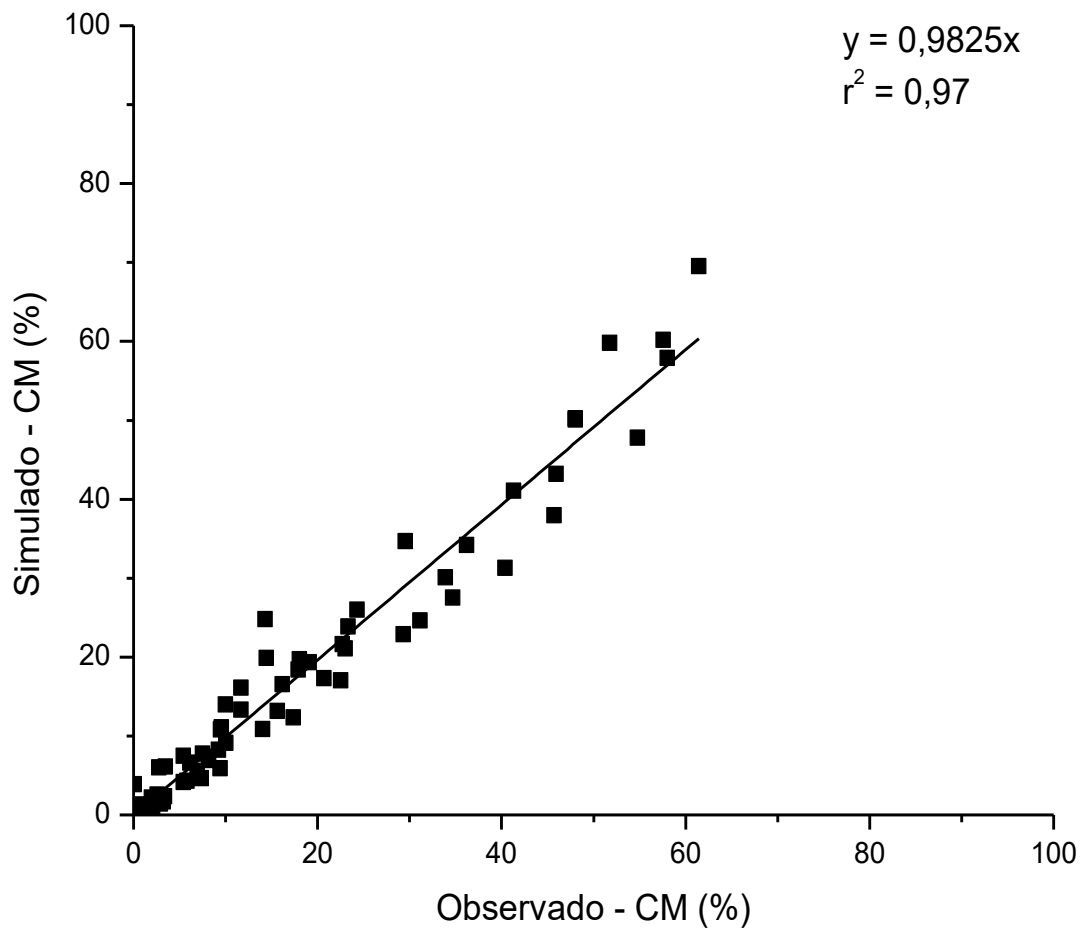


Figura 9. Resultados experimentais de carbono mineralizado observado - CM e carbono mineralizado modelado - CM. Fonte: SOUZA (2019).

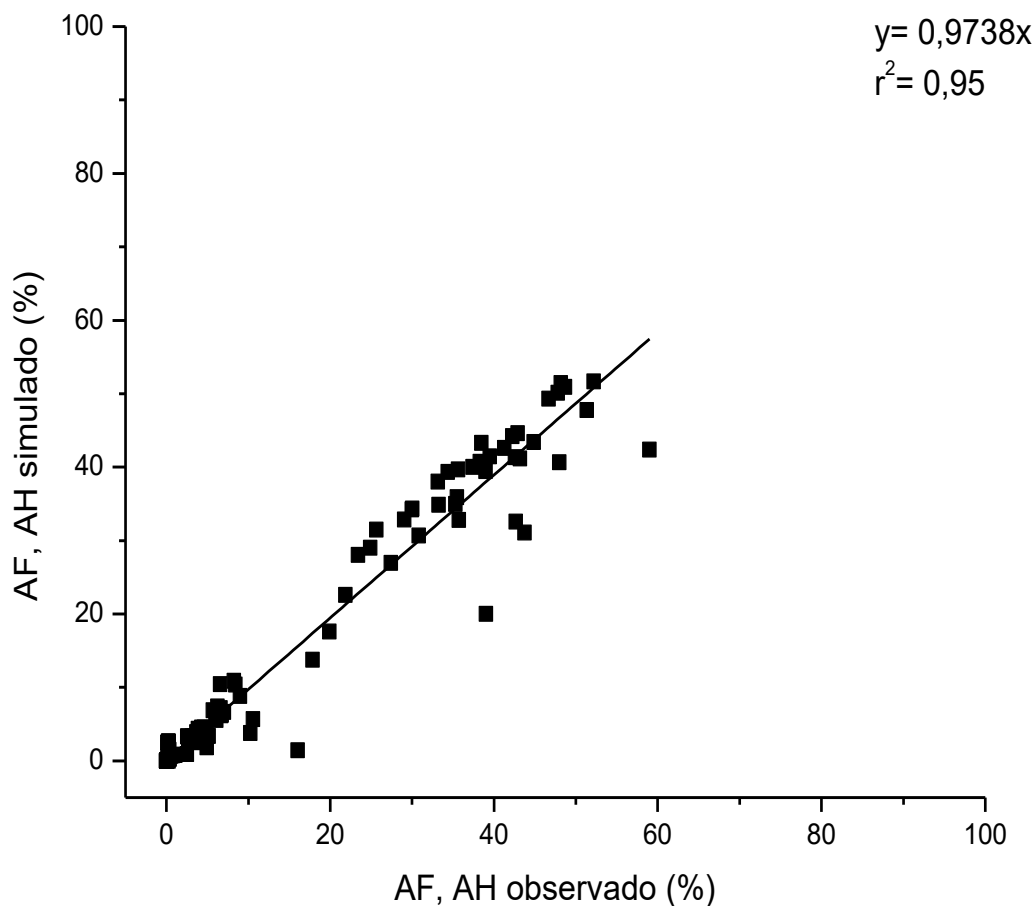


Figura 10. Dados observados (eixo x) com os dados simulados (eixo y) dos AF e AH (ácidos fúlvicos e húmicos) (n = 360) dos detritos incubados em meio anaeróbio. Fonte: SOUZA (2019).

Do confronto dos valores brutos de AF + AH observado dos três experimentos em ambas as temperaturas (eixo x) e os calculados pelo modelo – AF + AH simulado (eixo y) por regressão linear (n = 360) foi possível verificar valores elevados para o coeficiente angular (0,97) e para o coeficiente de determinação ($r^2 = 0,95$; Figura 10). Desse confronto foi possível verificar que o modelo subestimou os valores experimentais de AF + AH em menos de 1%.

Para os coeficientes de formação de AF e AH (k_1 e k_3), não foi possível observar padrão que tendência a relação para a variação de temperatura. No entanto, ao se comparar apenas os experimentos, temos para o EP 1, os maiores valores dos coeficientes de formação de materiais húmicos a 28 °C, no EP 2, os maiores valores a 20 °C e no EP 3, os maiores valores a 28 °C. Entre os experimentos, temos o maior valor de k_1 e k_3 para EP 1 e 3 a 28 °C (Tabela 3).

Considerando os valores de k_2 e k_4 (coeficientes de mineralização de AF e AH) foram encontrados valores nulos para todos os experimentos de ambas temperaturas. Portanto, essas frações húmicas não foram consumidas durante o processo de decomposição dos detritos da macrófita, como demonstrado pela tendência de estabilização (linhas retas) na Figura 11 ao longo dos dias amostrais.

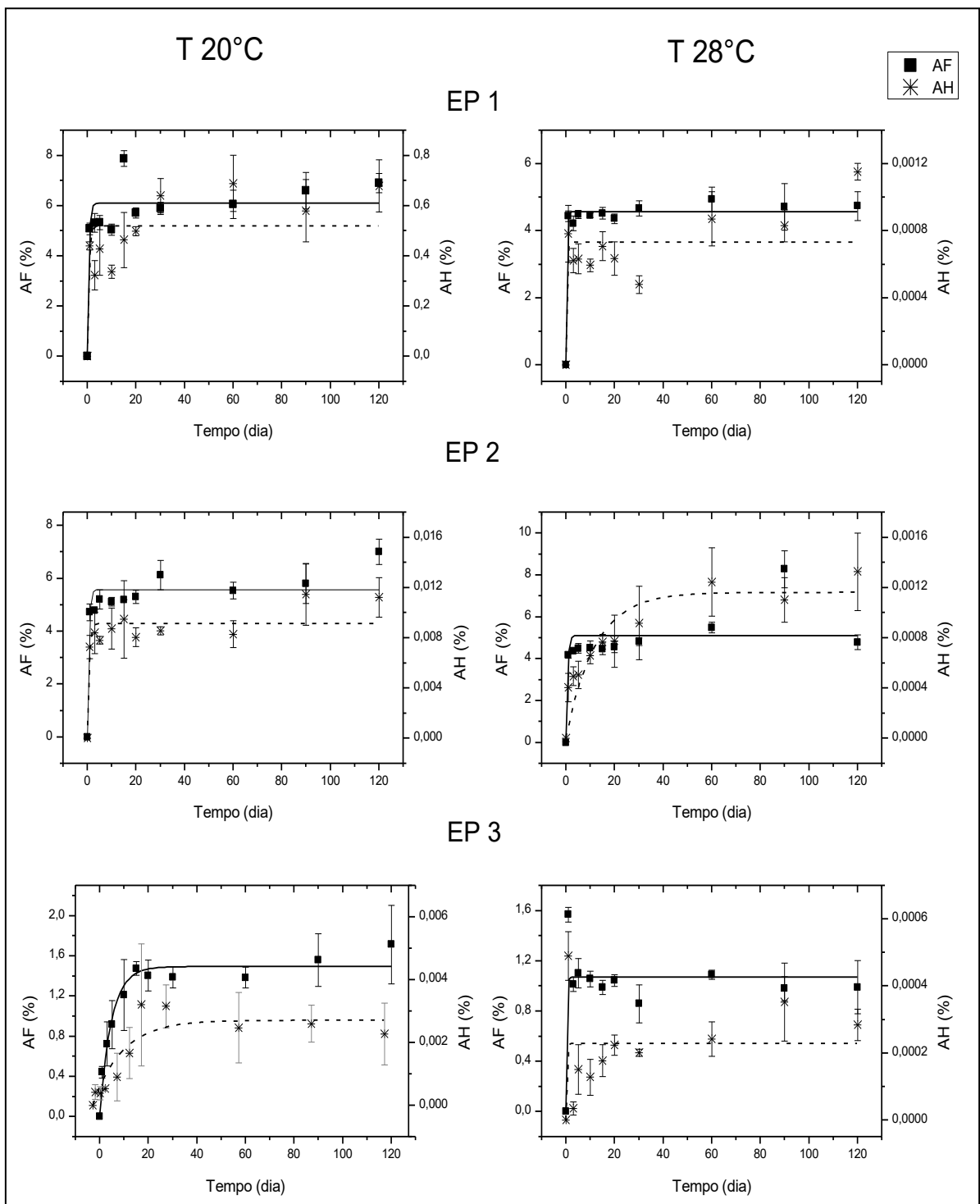


Figura 11. Formação e consumo de ácidos fúlvicos (linha contínua) e ácidos húmicos (linha segmentada) da degradação de *Eichhornia crassipes*. Fonte: SOUZA (2019).

5.2. FIBRAS

Nos EP 1 e 2 que representam o detrito recentemente aduzido ao sedimento e detrito sem extrativos (após alguns dias de decomposição) de ambas temperaturas foram observados incremento da concentração de fração da parede celular (FPC) e celulose. Sendo, os maiores picos de proporcionalidade de celulose para FPC nos EP 1 (82% - 20 °C e 76% - 28 °C) e EP 2 (83% - 20 °C e 70 % - 28 °C), e diminuição da concentração de lignina ao longo processo de decomposição do detrito da macrófita (Figuras 12 e 13).

Para o EP 3 (que representa os detritos em estágio avançados de decomposição) em ambas temperaturas foram observados incremento da concentração de fração da parede celular (FPC), sendo proporcional ao aumento de lignina e diminuição de celulose ao longo processo de decomposição do detrito (Figura 14). Os maiores valores dos picos de proporcionalidade de lignina com relação ao FPC foram para EP 3 (99% - 20 °C e 99% - 28 °C).

As análises estatísticas indicaram que o EP 3 a 28°C apresentou diferenças significativas ($p < 0,001$) em relação aos EP 1 e 2 de ambas as temperaturas, para FPC, celulose e lignina.

Ao verificar o rendimento de proporcionalidade entre as fibras (lignina e celulose) e os materiais húmicos (AF e AH), temos que para a lignina, tanto os AF quanto os AH são negativamente correlacionados. Por outro lado, para a celulose, ambas frações húmicas foram correlacionados (Figura 15).

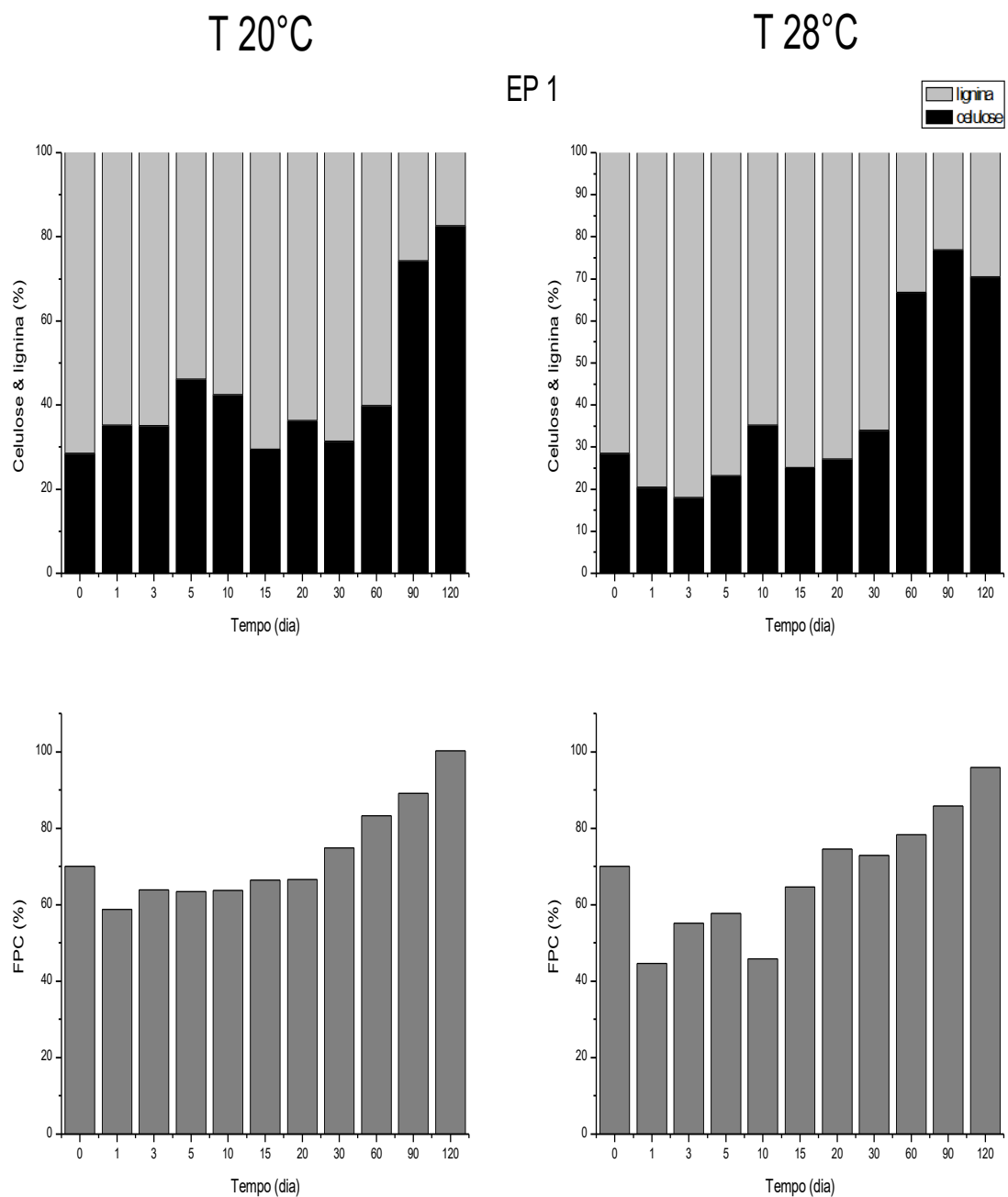


Figura 12. Variações da constituição de fibras dos detritos de *Eichhornia crassipes* ao longo do processo de decomposição para o experimento EP 1 (detritos in natura caracterizados como o início do processo de decomposição). Fonte: SOUZA (2019).

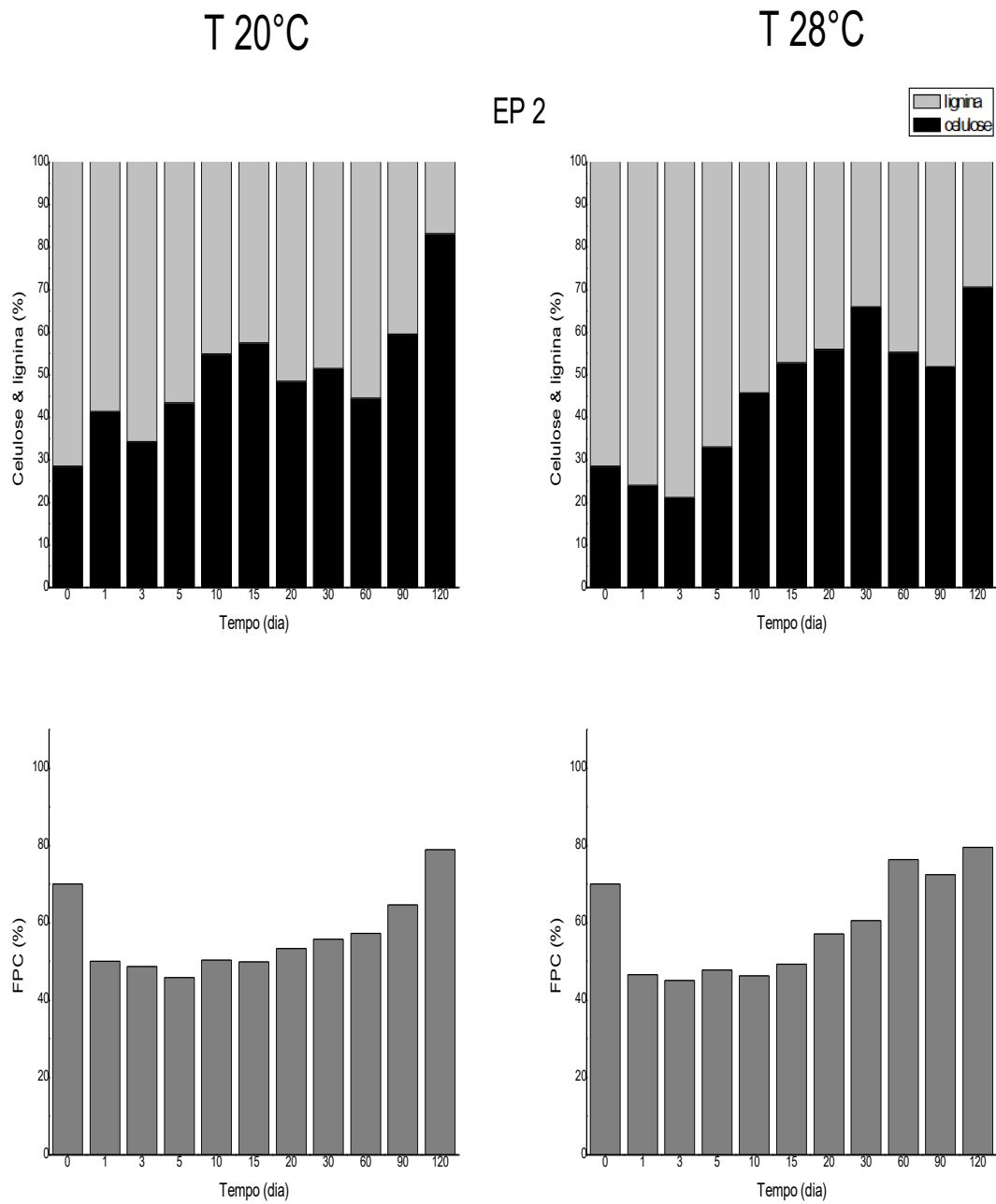


Figura 13. Variações da constituição de fibras dos detritos de *Eichhornia crassipes* ao longo do processo de decomposição para o experimento EP 2 (detritos caracterizados como intermediários do processo de decomposição). Fonte: SOUZA (2019).

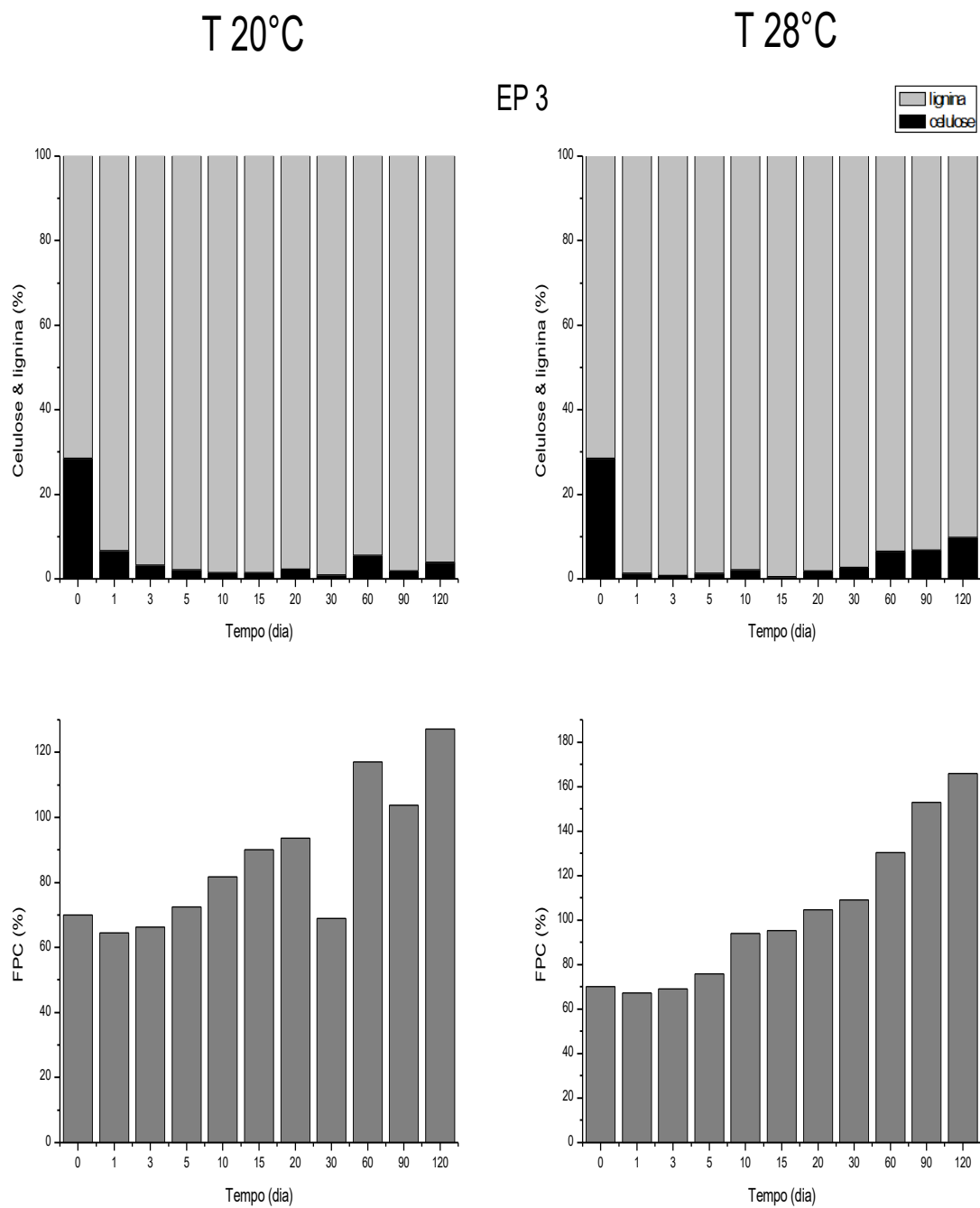


Figura 14. Variações da constituição de fibras dos detritos de *Eichhornia crassipes* ao longo do processo de decomposição para o experimento EP 3 (detritos caracterizados como avançados no processo de decomposição). Fonte: SOUZA (2019).

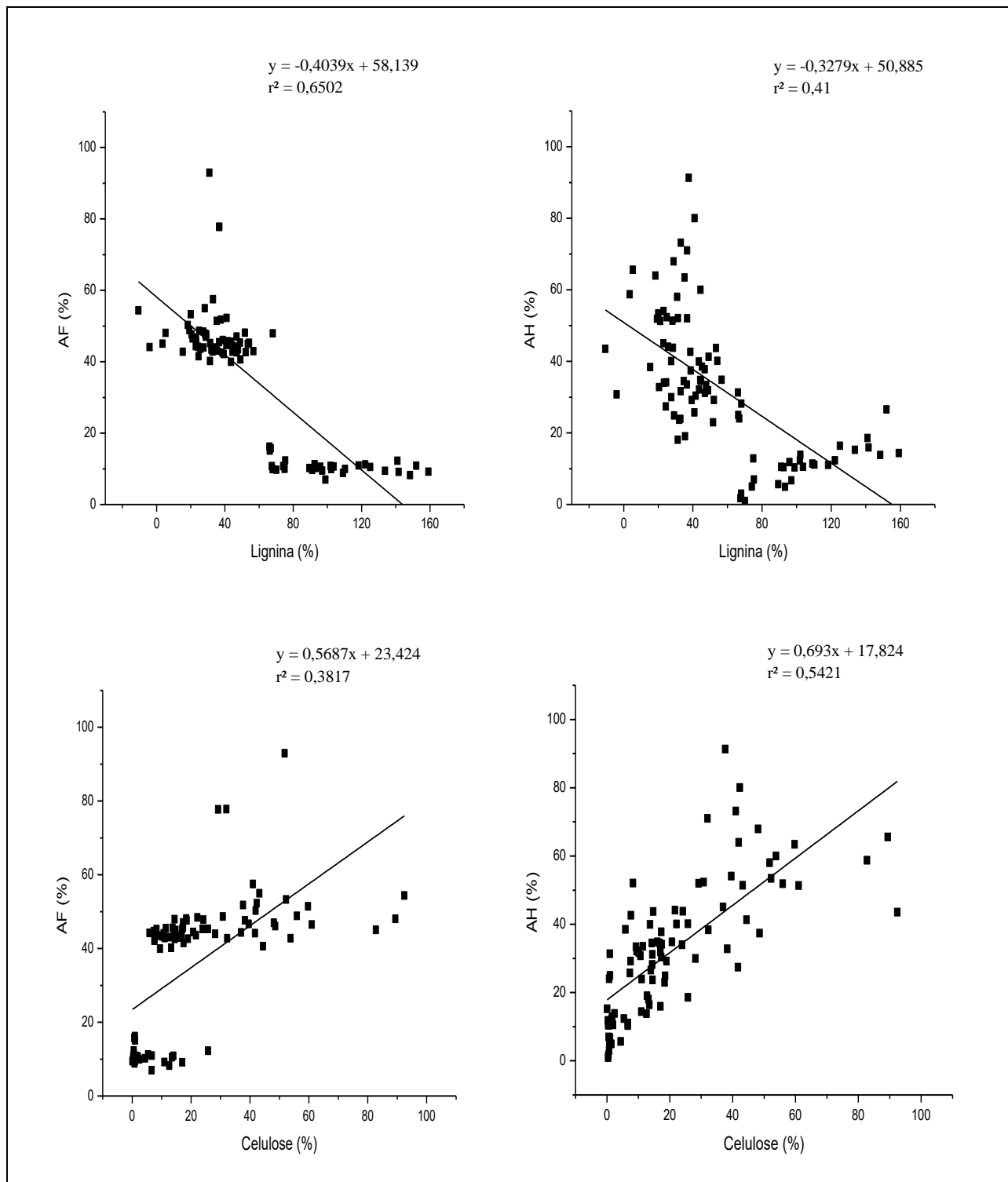


Figura 15. Relação de proporcionalidade entre as fibras (lignina e celulose) com as frações húmicas (AF e AH). Legenda: AF = ácidos fúlvicos e AH = ácidos húmicos. Fonte: SOUZA (2019).

5.3. RESULTADOS DE Q₁₀

Os valores de Q₁₀ calculados do carbono mineralizado (propriedade extrínseca) estão relacionados na (Tabela 4). Verificou-se que no EP 1 o Q₁₀ foi 1,15, enquanto valores maiores foram encontrados para o EP 2 e EP 3, com Q₁₀ iguais a 1,60 e 1,69, respectivamente. Com base nos cálculos de Q₁₀ a partir dos coeficientes cinéticos (processo interno) verificou-se que foi expressivamente maior para EP 3 com 2,3 respectivamente.

Tabela 4. Valores de Q₁₀ referentes ao carbono mineralizado (CM) e Q_{10-T} referente ao coeficiente global de temperatura entre os mesmos experimentos de diferentes condições de temperatura.

| | Processo externo | Processo interno |
|----------------------|----------------------|-------------------|
| | Q ₁₀ (CM) | Q _{10-T} |
| EP 1 (20°C x 28°C) | 1,15 | 0,66 |
| EP 2 (20°C x 28°C) | 1,60 | 1,27 |
| EP 3 (20°C x 28°C) | 1,69 | 2,30 |
| EP 1-3 (20°C x 28°C) | 1,28 | - |

5.4. RESULTADOS ESPECTROFOTOMÉTRICOS

As características espectroscópicas para os materiais húmicos analisados pela absorção no comprimento de onda específico de 280 nm, podem ser observadas na (Tabela 5). Verificou-se que houve aumento ao longo do processo de decomposição e os valores foram maiores na temperatura de 28 °C tanto para os AF quanto para o AH. Estatisticamente, o material húmico dos experimentos a 20 °C foram significativamente diferentes ($p < 0,001$, KW = 125,6) aos experimentos de 28 °C. Especificamente, para os AH provenientes do EP 3 a 20 °C e 28 °C não houve diferenças estatísticas ($p >$

0,05).

Considerando a razão E2/E3, as maiores médias de valores foram observadas para os AF em ambas as temperaturas (Tabela 6). No geral, tanto para AF quanto para os AH, a condição de temperatura a 20 °C apresentaram maiores valores. Para o EP 3 (20 °C) e EP 2 (28 °C) apresentaram as maiores médias de valores (11,6 e 5,5). A 20 °C foi observada tendência à estabilização na variação de valores a partir do 30° dia amostral enquanto a 28 °C essa característica foi observada a partir do 15° dia amostral. Estatisticamente, todos os experimentos da condição de 20 °C foram significativamente diferentes ($p < 0,001$) dos experimentos a 28 °C para AF. Para AH, todos os experimentos a 20 °C, apresentaram diferenças significativas ($p < 0,001$) apenas com relação ao EP 1 e 2 a 28 °C.

De acordo com os resultados espectroscópicos dos AF e AH, os maiores valores médios da E3/E4 foram encontrados para nos tratamentos EP 1 e EP 2 a 20 e a 28 °C respectivamente. Observou-se tendência de estabilização de valores após 30° dia experimental e uma leve tendência à diminuição de valores ao longo do período amostral em ambas as temperaturas (Tabela 7). No tratamento EP 3 a 20 °C não ocorreram diferenças significativas ($p > 0,05$) para com todos os experimentos a 28 °C tanto para os AF quanto para os AH.

Para a razão E4/E6 as maiores médias de AF foram observadas à 28 °C, enquanto para os AH, foram para temperatura de 20 °C. Dentre os experimentos foram observadas tanto para AF quanto para AH maiores médias para o EP 2 em ambas as condições de temperatura. Foram observadas tendências a estabilização de valores apenas nos últimos dias do período amostral, pois, em vários momentos amostrais os valores apresentaram-se discrepantes e nulos para as frações húmicas de todos os experimentos em ambas temperaturas (Tabela 8). Foram observadas diferenças

significativas ($p < 0,001$) pela comparação de AF para EP 2 a 28 °C e para os AH houve diferenças significativas ($p < 0,001$) apenas para o EP 3 a 20 °C quando comparado com os outros tratamentos.

Tabela 5. Resultados da análise do comprimento de onda de 280 nm relativo aos experimentos (EP 1,2 e 3) incubados *in vitro* nas temperaturas 20 °C e 28 °C; em que: AF= ácidos fúlvicos; AH= ácidos húmicos, para cada dia experimental.

| Dia | AF | | | | | | AH | | | | | |
|------------|------------------|-----------|-----------|------------------|-----------|-----------|------------------|-----------|-----------|------------------|-----------|-----------|
| | Temperatura 20°C | | | Temperatura 28°C | | | Temperatura 20°C | | | Temperatura 28°C | | |
| | EP 1 | EP 2 | EP 3 | EP 1 | EP 2 | EP 3 | EP 1 | EP 2 | EP 3 | EP 1 | EP 2 | EP 3 |
| 0 | 0,0 ± 0,0 | 0,0 ± 0,0 | 0,0 ± 0,0 | 0,0 ± 0,0 | 0,0 ± 0,0 | 0,0 ± 0,0 | 0,0 ± 0,0 | 0,0 ± 0,0 | 0,0 ± 0,0 | 0,0 ± 0,0 | 0,0 ± 0,0 | 0,0 ± 0,0 |
| 1 | 0,9 ± 0,03 | 0,9 ± 0,0 | 0,1 ± 0,0 | 2,1 ± 0,2 | 2,2 ± 0,1 | 0,4 ± 0,0 | 2,5 ± 0,1 | 2,3 ± 0,4 | 0,0 ± 0,0 | 3,9 ± 0,4 | 4,1 ± 0,3 | 0,0 ± 0,0 |
| 3 | 1,1 ± 0,0 | 1,0 ± 0,0 | 0,1 ± 0,0 | 2,5 ± 0,1 | 2,3 ± 0,2 | 0,5 ± 0,0 | 2,6 ± 0,5 | 2,3 ± 0,1 | 0,0 ± 0,0 | 3,9 ± 0,1 | 4,1 ± 0,3 | 0,1 ± 0,0 |
| 5 | 1,1 ± 0,05 | 0,9 ± 0,0 | 0,1 ± 0,0 | 2,7 ± 0,1 | 2,1 ± 0,0 | 0,5 ± 0,0 | 2,8 ± 0,8 | 2,6 ± 0,1 | 0,0 ± 0,0 | 3,8 ± 0,2 | 3,9 ± 0,0 | 0,1 ± 0,0 |
| 10 | 1,0 ± 0,05 | 1,0 ± 0,0 | 0,1 ± 0,0 | 2,5 ± 0,0 | 2,1 ± 0,1 | 0,7 ± 0,1 | 2,3 ± 0,3 | 2,1 ± 0,9 | 0,0 ± 0,0 | 3,8 ± 0,2 | 4,2 ± 0,3 | 0,1 ± 0,1 |
| 15 | 1,0 ± 0,08 | 1,1 ± 0,0 | 0,1 ± 0,0 | 2,9 ± 0,0 | 2,3 ± 0,1 | 0,6 ± 0,0 | 3,8 ± 0,4 | 2,1 ± 0,3 | 0,0 ± 0,0 | 3,8 ± 0,0 | 4,0 ± 0,3 | 0,4 ± 0,1 |
| 20 | 1,2 ± 0,02 | 1,1 ± 0,0 | 0,1 ± 0,0 | 2,9 ± 0,0 | 2,3 ± 0,1 | 0,7 ± 0,0 | 3,4 ± 0,2 | 2,8 ± 0,1 | 0,0 ± 0,0 | 4,5 ± 0,5 | 4,3 ± 0,5 | 0,8 ± 0,1 |
| 30 | 1,2 ± 0,1 | 1,1 ± 0,0 | 0,1 ± 0,0 | 2,6 ± 0,4 | 2,4 ± 0,1 | 0,5 ± 0,1 | 4,0 ± 0,0 | 3,4 ± 0,2 | 0,0 ± 0,0 | 3,7 ± 0,1 | 4,3 ± 0,7 | 1,0 ± 0,4 |
| 60 | 1,4 ± 0,2 | 1,2 ± 0,0 | 0,1 ± 0,0 | 2,4 ± 0,1 | 2,7 ± 0,1 | 0,7 ± 0,1 | 3,9 ± 0,3 | 3,1 ± 0,2 | 0,2 ± 0,2 | 3,6 ± 0,1 | 4,0 ± 0,2 | 1,3 ± 0,3 |
| 90 | 1,4 ± 0,1 | 1,3 ± 0,2 | 0,2 ± 0,0 | 1,7 ± 0,1 | 2,1 ± 0,2 | 0,6 ± 0,1 | 3,5 ± 0,6 | 3,6 ± 0,4 | 0,2 ± 0,1 | 3,8 ± 0,4 | 3,9 ± 0,2 | 2,2 ± 1,0 |
| 120 | 1,4 ± 0,1 | 1,6 ± 0,1 | 0,2 ± 0,0 | 2,7 ± 0,1 | 2,6 ± 0,2 | 0,5 ± 0,0 | 3,6 ± 0,1 | 4,0 ± 0,5 | 0,3 ± 0,2 | 4,6 ± 0,2 | 3,9 ± 0,1 | 2,7 ± 0,3 |

Tabela 6. Razões de absorções para a relação E2/E3 relativo aos comprimentos de onda de 250 nm e 365 nm, para os experimentos (EP 1, 2 e 3) incubados *in vitro* nas temperaturas 20 °C e 28 °C; em que: AF= ácidos fúlvicos; AH= ácidos húmicos, para cada dia experimental.

| Dia | AF | | | | | | AH | | | | | |
|------------|------------------|-----------|-------------|------------------|-----------|-----------|------------------|-----------|------------|------------------|-----------|-----------|
| | Temperatura 20°C | | | Temperatura 28°C | | | Temperatura 20°C | | | Temperatura 28°C | | |
| | EP 1 | EP 2 | EP 3 | EP 1 | EP 2 | EP 3 | EP 1 | EP 2 | EP 3 | EP 1 | EP 2 | EP 3 |
| 0 | 0,0 ± 0,0 | 0,0 ± 0,0 | 0,0 ± 0,0 | 0,0 ± 0,0 | 0,0 ± 0,0 | 0,0 ± 0,0 | 0,0 ± 0,0 | 0,0 ± 0,0 | 0,0 ± 0,0 | 0,0 ± 0,0 | 0,0 ± 0,0 | 0,0 ± 0,0 |
| 1 | 7,1 ± 0,4 | 7,3 ± 0,0 | 12,4 ± 8,3 | 5,4 ± 1,1 | 6,7 ± 0,0 | 5,5 ± 0,1 | 3,7 ± 0,0 | 3,9 ± 0,0 | 0,0 ± 0,0 | 2,1 ± 0,4 | 2,5 ± 0,7 | 5,1 ± 2,3 |
| 3 | 6,9 ± 0,3 | 7,2 ± 0,4 | 16,7 ± 13,1 | 6,2 ± 0,2 | 6,4 ± 0,2 | 5,1 ± 0,3 | 3,5 ± 0,4 | 3,8 ± 0,0 | 0,0 ± 0,0 | 2,0 ± 0,3 | 1,8 ± 0,2 | 3,6 ± 0,4 |
| 5 | 7,1 ± 0,6 | 7,4 ± 0,3 | 10,2 ± 7,4 | 5,8 ± 0,2 | 6,4 ± 0,3 | 5,7 ± 0,2 | 3,6 ± 0,2 | 3,8 ± 0,0 | 2,3 ± 2,8 | 2,0 ± 0,3 | 2,1 ± 0,8 | 0,0 ± 0,0 |
| 10 | 6,8 ± 0,5 | 7,4 ± 0,2 | 6,1 ± 1,4 | 5,8 ± 0,3 | 6,1 ± 0,2 | 5,3 ± 0,0 | 3,7 ± 0,0 | 3,9 ± 0,2 | 6,1 ± 4,5 | 2,1 ± 0,0 | 1,7 ± 0,2 | 3,8 ± 0,6 |
| 15 | 7,9 ± 0,17 | 6,9 ± 0,2 | 0,0 ± 0,0 | 5,8 ± 0,0 | 6,0 ± 0,1 | 5,6 ± 0,3 | 2,3 ± 0,3 | 3,8 ± 0,1 | 0,0 ± 0,0 | 1,7 ± 0,2 | 1,9 ± 0,4 | 3,8 ± 0,2 |
| 20 | 7,1 ± 0,28 | 7,5 ± 0,2 | 9,5 ± 1,4 | 5,9 ± 0,0 | 6,0 ± 0,0 | 5,7 ± 0,4 | 3,4 ± 0,0 | 3,7 ± 0,0 | 2,8 ± 5,6 | 1,8 ± 0,2 | 1,6 ± 0,4 | 3,4 ± 0,0 |
| 30 | 7,2 ± 0,04 | 7,4 ± 0,5 | 10,3 ± 7,8 | 5,7 ± 0,2 | 6,0 ± 0,4 | 5,6 ± 0,4 | 2,8 ± 0,3 | 3,4 ± 0,3 | 8,7 ± 27,7 | 1,9 ± 0,1 | 1,8 ± 0,7 | 3,4 ± 0,0 |
| 60 | 7,3 ± 0,3 | 6,9 ± 0,2 | 8,6 ± 1,1 | 5,8 ± 0,0 | 5,7 ± 0,0 | 5,8 ± 0,1 | 2,7 ± 0,2 | 3,6 ± 0,0 | 6,3 ± 2,2 | 1,6 ± 0,3 | 1,2 ± 0,0 | 3,5 ± 0,0 |
| 90 | 7,8 ± 0,7 | 6,9 ± 0,3 | 5,8 ± 0,3 | 5,6 ± 0,0 | 5,7 ± 0,0 | 5,3 ± 0,0 | 3,5 ± 0,6 | 3,2 ± 0,4 | 4,3 ± 0,6 | 1,5 ± 0,0 | 1,2 ± 0,0 | 3,2 ± 0,2 |
| 120 | 7,9 ± 0,06 | 6,9 ± 0,1 | 6,4 ± 0,3 | 5,0 ± 0,2 | 5,5 ± 0,1 | 4,9 ± 0,6 | 2,9 ± 0,8 | 2,9 ± 0,5 | 4,2 ± 0,3 | 1,4 ± 0,0 | 1,3 ± 0,0 | 3,2 ± 0,0 |

Tabela 7. Razões de absorções para a relação E3/E4 relativo aos comprimentos de onda de 300 nm e 400 nm, para os experimentos (EP 1, 2 e 3) incubados *in vitro* nas temperaturas 20 °C e 28 °C; em que: AF= ácidos fúlvicos; AH= ácidos húmicos, para cada dia experimental.

| Dia | AF | | | | | | AH | | | | | |
|------------|------------------|------------|------------|------------------|-----------|-----------|------------------|-----------|------------|------------------|-----------|-----------|
| | Temperatura 20°C | | | Temperatura 28°C | | | Temperatura 20°C | | | Temperatura 28°C | | |
| | EP 1 | EP 2 | EP 3 | EP 1 | EP 2 | EP 3 | EP 1 | EP 2 | EP 3 | EP 1 | EP 2 | EP 3 |
| 0 | 0,0 ± 0,0 | 0,0 ± 0,0 | 0,0 ± 0,0 | 0,0 ± 0,0 | 0,0 ± 0,0 | 0,0 ± 0,0 | 0,0 ± 0,0 | 0,0 ± 0,0 | 0,0 ± 0,0 | 0,0 ± 0,0 | 0,0 ± 0,0 | 0,0 ± 0,0 |
| 1 | 10,3 ± 0,9 | 10,0 ± 0,3 | 8,9 ± 1,5 | 7,8 ± 1,1 | 9,4 ± 0,2 | 5,8 ± 0,0 | 4,3 ± 0,0 | 4,4 ± 0,2 | 5,1 ± 5,6 | 3,1 ± 0,6 | 3,3 ± 0,7 | 4,8 ± 2,0 |
| 3 | 10,6 ± 0,2 | 10,1 ± 0,1 | 8,8 ± 7,3 | 9,4 ± 0,7 | 9,4 ± 0,2 | 6,4 ± 0,5 | 4,1 ± 0,0 | 4,3 ± 0,1 | 5,5 ± 1,5 | 3,0 ± 0,2 | 2,8 ± 0,6 | 5,6 ± 2,5 |
| 5 | 11,8 ± 2,5 | 11,1 ± 0,9 | 7,6 ± 1,5 | 8,2 ± 0,7 | 9,3 ± 0,3 | 6,4 ± 0,3 | 4,3 ± 0,0 | 4,3 ± 0,0 | 0,0 ± 0,0 | 3,0 ± 0,5 | 3,0 ± 0,7 | 0,0 ± 0,0 |
| 10 | 10,9 ± 1,1 | 11,2 ± 0,1 | 7,7 ± 2,4 | 7,6 ± 0,2 | 8,5 ± 0,1 | 5,5 ± 0,4 | 4,2 ± 0,0 | 4,4 ± 0,1 | 5,4 ± 8,1 | 3,2 ± 0,4 | 2,7 ± 0,6 | 4,8 ± 1,2 |
| 15 | 10,8 ± 0,1 | 9,9 ± 0,6 | 0,0 ± 0,0 | 8,0 ± 0,4 | 8,2 ± 0,2 | 6,0 ± 0,3 | 2,7 ± 0,0 | 4,2 ± 0,1 | 0,0 ± 0,0 | 2,6 ± 0,3 | 2,7 ± 0,6 | 4,1 ± 0,4 |
| 20 | 10,1 ± 0,2 | 11,2 ± 1,3 | 0,0 ± 0,0 | 8,1 ± 0,3 | 8,8 ± 0,0 | 6,3 ± 0,5 | 3,9 ± 0,0 | 4,2 ± 0,0 | 0,0 ± 0,0 | 2,6 ± 0,2 | 2,2 ± 0,6 | 3,7 ± 0,0 |
| 30 | 9,7 ± 0,4 | 11,0 ± 0,9 | 15,5 ± 5,5 | 7,3 ± 0,4 | 8,0 ± 0,3 | 5,5 ± 0,8 | 3,7 ± 0,0 | 3,8 ± 0,2 | 0,0 ± 0,0 | 3,0 ± 0,4 | 2,1 ± 0,7 | 3,5 ± 0,0 |
| 0,0 | 10,0 ± 0,3 | 9,9 ± 0,4 | 13,2 ± 6,5 | 7,5 ± 0,2 | 7,7 ± 0,0 | 6,1 ± 0,3 | 3,7 ± 0,0 | 4,1 ± 0,0 | 10,7 ± 7,0 | 2,2 ± 0,5 | 1,6 ± 0,0 | 3,6 ± 0,0 |
| 90 | 11,1 ± 1,0 | 10,3 ± 0,8 | 7,3 ± 1,3 | 6,9 ± 0,2 | 7,5 ± 0,1 | 6,2 ± 0,1 | 4,3 ± 0,0 | 4,0 ± 0,2 | 3,8 ± 0,5 | 2,1 ± 0,3 | 1,5 ± 0,1 | 3,3 ± 0,0 |
| 120 | 10,6 ± 0,2 | 9,9 ± 0,3 | 5,6 ± 0,6 | 6,2 ± 0,4 | 7,0 ± 0,3 | 5,7 ± 0,4 | 3,9 ± 0,0 | 3,9 ± 0,4 | 4,3 ± 0,3 | 1,6 ± 0,0 | 1,5 ± 0,1 | 3,3 ± 0,0 |

Tabela 8. Razões de absorções para a relação E4/E6 relativo aos comprimentos de onda de 465 nm e 665 nm, para os experimentos (EP 1,2 e 3) incubados *in vitro* nas temperaturas 20 °C e 28 °C; em que: AF= ácidos fúlvicos; AH= ácidos húmicos, para cada dia experimental.

| Dia | AF | | | | | | AH | | | | | |
|-----|------------------|-------------|-----------|------------------|-------------|------------|------------------|------------|-----------|------------------|------------|------------|
| | Temperatura 20°C | | | Temperatura 28°C | | | Temperatura 20°C | | | Temperatura 28°C | | |
| | EP 1 | EP 2 | EP 3 | EP 1 | EP 2 | EP 3 | EP 1 | EP 2 | EP 3 | EP 1 | EP 2 | EP 3 |
| 0 | 0,0 ± 0,0 | 0,0 ± 0,0 | 0,0 ± 0,0 | 0,0 ± 0,0 | 0,0 ± 0,0 | 0,0 ± 0,0 | 0,0 ± 0,0 | 0,0 ± 0,0 | 0,0 ± 0,0 | 0,0 ± 0,0 | 0,0 ± 0,0 | 0,0 ± 0,0 |
| 1 | 0,0 ± 0,0 | 5,9 ± 2,7 | 0,0 ± 0,0 | 0,0 ± 0,0 | 0,0 ± 0,0 | 6,6 ± 2,4 | 11,7 ± 0,3 | 11,2 ± 0,5 | 0,0 ± 0,0 | 7,9 ± 1,3 | 11,1 ± 0,8 | 0,1 ± 2,6 |
| 3 | 0,0 ± 0,0 | 0,0 ± 14,8 | 1,1 ± 3,1 | 0,0 ± 25,4 | 37,5 ± 11,8 | 0,0 ± 0,0 | 9,9 ± 5,2 | 10,1 ± 0,6 | 0,0 ± 0,0 | 12,0 ± 0,1 | 11,0 ± 0,6 | 2,4 ± 3,6 |
| 5 | 0,0 ± 0,0 | 0,0 ± 3,4 | 0,4 ± 0,9 | 13,9 ± 8,1 | 0,0 ± 0,0 | 0,0 ± 0,0 | 13,0 ± 1,9 | 11,7 ± 2,0 | 0,0 ± 0,0 | 10,4 ± 1,0 | 10,2 ± 0,2 | 0,0 ± 0,0 |
| 10 | 0,0 ± 0,0 | 0,0 ± 0,0 | 0,0 ± 0,0 | 17,4 ± 0,0 | 25,6 ± 5,1 | 21,2 ± 7,6 | 12,4 ± 2,1 | 12,3 ± 3,2 | 0,0 ± 0,0 | 9,7 ± 1,4 | 9,7 ± 0,5 | 0,0 ± 0,0 |
| 15 | 11,6 ± 9,0 | 11,7 ± 10,1 | 0,8 ± 0,3 | 15,4 ± 5,3 | 21,2 ± 9,4 | 0,0 ± 0,0 | 2,7 ± 0,3 | 10,9 ± 0,9 | 0,9 ± 0,3 | 8,3 ± 0,9 | 10,5 ± 0,7 | 6,7 ± 20,0 |
| 20 | 14,0 ± 6,6 | 2,4 ± 13,1 | 0,7 ± 0,3 | 11,8 ± 1,3 | 39,1 ± 27,6 | 6,2 ± 15,4 | 8,2 ± 2,6 | 11,6 ± 0,6 | 1,7 ± 0,4 | 9,7 ± 1,2 | 10,2 ± 0,0 | 16,0 ± 6,5 |
| 30 | 0,0 ± 0,0 | 0,0 ± 0,0 | 1,0 ± 1,6 | 12,5 ± 1,1 | 36,1 ± 30,4 | 0,0 ± 0,0 | 10,7 ± 0,2 | 7,5 ± 1,8 | 0,6 ± 0,4 | 9,0 ± 0,3 | 10,3 ± 0,0 | 11,6 ± 1,2 |
| 60 | 17,6 ± 11,6 | 1,5 ± 12,5 | 0,0 ± 0,0 | 0,0 ± 0,0 | 24,1 ± 17,6 | 0,0 ± 0,0 | 11,8 ± 2,0 | 11,3 ± 0,5 | 0,0 ± 0,0 | 9,4 ± 0,9 | 10,0 ± 0,1 | 11,6 ± 2,4 |
| 90 | 0,0 ± 0,0 | 0,0 ± 0,0 | 0,0 ± 0,0 | 0,0 ± 0,0 | 0,0 ± 0,0 | 12,8 ± 2,4 | 15,2 ± 1,2 | 12,1 ± 1,7 | 6,8 ± 8,7 | 7,3 ± 2,3 | 6,5 ± 2,3 | 9,3 ± 0,6 |
| 120 | 0,0 ± 0,0 | 27,0 ± 2 | 0,8 ± 5,3 | 11,2 ± 1,6 | 16,0 ± 1,6 | 0,0 ± 0,0 | 15,3 ± 2,2 | 12,1 ± 1,6 | 7,4 ± 3,0 | 6,7 ± 0,5 | 8,1 ± 0,6 | 12,0 ± 0,9 |

6. DISCUSSÃO

A matéria orgânica nos ecossistemas aquáticos permeia toda a continuidade dos processos de incorporação e mineralização das diversas formas orgânicas e inorgânicas, atendendo às necessidades para a manutenção das diferentes cadeias tróficas destes ambientes (MOORE et al., 2004). Assim, o material detrital proveniente das macrófitas aquáticas pode constituir-se em um valioso recurso visto que dependendo das concentrações de compostos lábeis podem ser rapidamente assimiladas pelos microrganismos heterotróficos (BIANCHINI Jr. & CUNHA-SANTINO, 2008; PASSERINI, 2014; SOUZA, 2015) sendo que, as frações refratárias são acumuladas no sedimento (BIANCHINI Jr. & CUNHA-SANTINO, 2008; BOTTINO et al., 2013).

A decomposição das plantas aquáticas as torna uma importante fonte de carbono para os organismos mesmo quando ocorrem os eventos de ciclos hidrológicos (e.g. estação de cheia e seca; PEDRO, 2003), pois, os detritos orgânicos nos sedimentos dos ecossistemas aquáticos sofrem ação de ectoenzimas (CHRÓST & SIUDA, 2002) que fazem com que se tornem menos complexos e elementos inorgânicos. Que, por sua vez, passam a ser mais facilmente incorporados nas diferentes cadeias tróficas de organismos decompositores (e.g. bactérias e fungos; SALA & GUDE, 1999; MOORHEAD & SINSABAUGH, 2000; BIANCHINI Jr. & CUNHA-SANTINO, 2008), consumidores (e.g. macroinvertebrados e zooplâncton; BATTLE & MIHUC, 2000; STRIPARI & HENRY, 2002) e produtores (e.g. macrófitas e fitoplânctons; PEDRO, 2003; THOMAZ & ESTEVES, 2011; BOTTINO et al., 2018).

A heterogeneidade química do detrito de *E. crassipes* foi indicada pelas distintas proporções entre as frações COPLS e COPR. Esse comportamento, também, seguiu

os padrões de outros estudos de decomposição de macrófitas (e.g. *Eichhornia azurea*, *Pistia stratiotes*, *Sagittaria montevidensis*, *Salvinia auriculata*, *Urochloa arrecta*), nos quais COPLS variou entre 17,3 a 36% e COPR 63,3 a 82,7% (SINGHAL et al., 1992; STRIPARI & HENRY, 2002; ROCHA, 2012).

No curto prazo ($\pm 5^\circ$ dia experimental) para ambas as temperaturas, houve uma rápida perda de massa do detrito da macrófita e após o 10º dia, o processo de mineralização foi mais evidente podendo ser caracterizado como um processo concorrente ao da perda de carbono na forma de COPR. Esse padrão relacionou-se ao próprio comportamento de perda de massa do detrito, no qual se caracteriza por uma etapa de rápida perda de massa nos primeiros dias de decomposição, pois, contém as frações dissolvidas e lábeis e a outra etapa de perda lenta de massa, representada decaimento de massa dos constituintes refratários (lignocelulósicos) do detrito (CUNHA-SANTINO & BIANCHINI Jr., 2006). Como relatado por Cunha-Santino e Bianchini Jr. (2001), a matéria orgânica particulada é a que se acumula no ambiente por se constituir de compostos lignocelulósicos, sendo necessária atuação enzimática produzida por microrganismos decompositores de fibras (BOTTINO et al., 2015).

As diferenças nos valores encontrados para COPLS e COPR podem ser atribuídas as alterações iniciais que o detrito da macrófita sofreu antes que ocorresse o processo de decomposição. Dessa forma, ao observar o EP 2 estas características ficam mais evidente, pois, abrangeu os detritos da macrófita sem a fração lixiviável (i.e., hidrossolúvel), conseqüentemente, apresentou os menores valores da fração COPLS, mas em contrapartida apresentou os maiores valores da fração COPR.

Os detritos do EP 3 por terem sofrido mais intensamente a remoção de seus materiais iniciais, esperava-se que constituíssem valores baixos ou nulos de COPLS, mas pelo modelo matemático empregado (1ª ordem) foi possível verificar que os

detrítos acabaram apresentando também características da rota lixiviável (primeira rota do processo de decomposição). Desta forma, pode-se atribuir que a própria alteração química que o detrito da macrófita sofreu antes do processo de decomposição para o experimento 3, fez com que fosse identificado um comportamento heterogêneo do detrito.

Assim, como nos EP 2 e EP 3, os seus detritos iniciais por simularem estágios avançados da decomposição não apresentaram as maiores conversões dos remanescentes fibrosos e recalcitrantes em materiais húmicos, como também não apresentaram as maiores concentrações de carbono mineralizado. Principalmente, o EP 3 de ambas as temperaturas, mesmo com as alterações químicas iniciais que os detritos desses dois experimentos sofreram, devido a extração dos constituintes aquosos e alcalinos. Provavelmente a própria qualidade do detrito (e.g. concentração de fibras, KRISTENSEN et al., 1995), no que diz a respeito do EP 1 (detrítos incubados sem alterações químicas iniciais), pode ter sido um fator de influência pela maior conversão do material refratário em compostos húmicos, como também possibilitado maior atratividade na decomposição dos detritos.

As variedades morfológicas das macrófitas geram alterações na qualidade do detrito de macrófitas devido aos seus diferentes hábitos de vida (e.g. emergente, flutuantes e emersas) e conseqüentemente, acabam refletindo na relação C:N:P (POTT & POTT, 2000; LI et al., 2012; QUIROZ-CASTAÑEDA et al., 2013), que por sua vez atuam na ação dos microrganismos decompositores e nos coeficientes cinéticos de mineralização (BOTTINO et al., 2019). No presente estudo, os coeficientes de mineralização (k_T e k_5) também foram maiores nos experimentos que menos tiveram alterações em seus constituintes iniciais dos detritos, ou seja, EP 1 e EP 2 de ambas temperaturas.

No estudo da mineralização do carbono e formação de compostos húmicos da decomposição (aeróbia e anaeróbia) de macrófitas da Lagoa do Óleo (Assunção, 2015) a qualidade do detrito (propriedade intrínseca) constituiu-se num fator fundamental para transformação do detrito em materiais húmicos, assim como verificado no presente estudo nos tratamentos EP 1 e EP 2 em ambas temperaturas. O mesmo estudo (ASSUNÇÃO, 2015) também observou que quanto mais refratário for o detrito maiores serão os teores de material húmico formados durante o processo de decomposição. Esse fato não identificado no presente estudo, uma vez que os EP 3 apresentaram baixas taxas de decomposição e, portanto, menores conversões do detrito em frações húmicas.

A temperatura mais baixa (20 °C) pode ter contribuído para uma maior formação de material húmico, uma vez que a 28 °C houve maior mineralização do carbono. Estudo *in vitro* de Bitar (2003) sobre o processo de mineralização e formação de gases na decomposição de *Eichhornia azurea* e *Egeria najas*, demonstrou que em temperaturas mais baixas há tendência em formar compostos húmicos mais complexos (i.e., AH), e que em temperaturas mais altas houve incremento nos coeficientes de mineralização da espécie *Eichhornia azurea*. Esse fato corrobora os estudos que demonstram que em regiões tropicais, onde há uma menor amplitude de variação de temperatura, além de ser naturalmente mais alta, o processo de mineralização do carbono tende a ser maior do que o processo de humificação (BIANCHINI Jr. et al., 2004). Assim, após suceder os primeiros dias do processo de decomposição, onde ocorre a rápida perda de massa do detrito pela lixiviação, os compostos remanescentes (usualmente mais refratários) são processados lentamente pela comunidade microbiana (CHUDOBA, 1985).

Dessa forma, os detritos mais fragmentados e catabolizados são passíveis de se

aglomerarem e se transformarem nos subprodutos do processo de decomposição, que são as substâncias húmicas (SOUZA, 2015). Como uma mistura heterogênea de substâncias refratárias, a fração húmica é de ocorrência natural e que possui massa molecular alta (MACCARTHY et al., 1990; PICCOLO, 2001). Isso faz com que o material húmico possua relativa resistência a degradação enzimática microbiana (SWABY & LADD, 1962). Esse fato foi evidenciado no presente trabalho pelo fato de os coeficientes de mineralização dos AF e AH serem nulos para todos os experimentos de ambas temperaturas, i.e., o material húmico está sendo acumulado no sistema. Isso implica que estas frações húmicas desempenham um papel fundamental nos ecossistemas aquáticos, que é de reserva de carbono (i.e., sumidouro) ou reserva de energia (BERG & MCCLAUGHERTY, 2008).

O principal constituinte do material húmico identificado foram os AF (em média ca. 98%) para os todos os experimentos e ambas temperaturas. Este fato corrobora com vários estudos que demonstram que os AF são os principais precursores dos AH (STEVENSON, 1994; CUNHA & BIANCHINI Jr., 2001; STEINBERG, 2003; ROCKER et al., 2012; HOU et al., 2014). Em contra partida, um estudo recente tenha apontado que os AH sejam os principais precursores dos AF, e que os AH são provenientes das reações químicas dos produtos lignocelulósicos do detrito da macrófita (ASSUNÇÃO, 2015).

Os coeficientes de formação dos AF e AH (k_1 e k_3) foram relativamente altos nos experimentos e em ambas as temperaturas, essa constatação implica que no ambiente aquático estes compostos são produzidos rapidamente o ponto de serem acumulados no sistema. Semelhantes observações também foram verificadas por Bitar (2003), onde as proporções de AF e AH, provenientes da decomposição de duas espécies de macrófitas aquáticas (*E. azurea* e *E. najas*) e em diferentes temperaturas, sugerem que

são rapidamente formados e por isso acabam sendo acumulados no sedimento.

Uma relação de proporcionalidade entre as formações de AF e AH com as fibras, mostrou que os compostos húmicos apresentaram correlação positiva com os teores de celulose ($r^2 = 0,38$ e $0,54$) e negativa para concentração de lignina ($r^2 = 0,61$ e $0,41$) ao longo da decomposição. Portanto, para os EP 1 e 2 de ambas temperaturas e ao longo do tempo de incubação, os detritos ficaram mais concentrados de celulose do que de lignina, fazendo com que a FPC ficasse praticamente representado pela concentração de celulose, portanto, a concentração de AF e AH foram maiores em EP 1 e 2. Como relatado por Bottino et al. (2019), ao estudarem a cinética da decomposição do material húmico em diferentes condições tróficas, quanto mais alta a fração de celulose e lignina nas macrófitas, maiores serão os rendimentos de formação de materiais húmicos.

O EP 3, por conter detritos já previamente modificados quimicamente, em ambas temperaturas fez com que a lignina predomina-se ao longo do processo de decomposição indicando uma menor a concentração de AF e AH. Os rendimentos de SH frente à proporção de lignina sugerem que o principal precursor das SH tenha sido a lignina. Provavelmente, a presença de maiores concentrações de lignina no detrito retarde indiretamente o processo de decomposição principalmente pela a supressão das ligninases que são as enzimas produzidas pelos microrganismos responsáveis pela degradação de lignina (PASSERINI, 2014).

Trabalho realizado por Souza (2015) sobre a concentração de AF e AH dos detritos de 5 macrófitas aquáticas incubadas *in situ* e em condição aeróbia em dois reservatórios tropicais com diferentes graus de trofia e concentrações de fibras (i.e., lignina e celulose), constatou-se que os AF foram positivamente relacionados com a celulose enquanto os AH com a lignina. No presente estudo, os experimentos

ocorreram em condição anaeróbia, sendo constatado que ambas as frações húmicas correlacionaram de modo iguais na presença de fibras e que por sua vez a concentração das fibras foram influenciadas pela qualidade inicial do detrito antes do processo de decomposição.

E como no presente estudo a proporção de folha, talo e raiz, foram diferentes, para cada tipo de experimento (considerando o processo de tratamento inicial que os detritos sofreram), tem-se que a qualidade do detrito pode ter sido influenciada os rendimentos das frações húmicas.

Na presença de materiais mais resistentes (como por exemplo, as ligninas) às ações enzimáticas microbianas diminuem a degradação desta fibra seja mais lenta pelos microrganismos decompositores, como foi constatado nos EP 3. Deste modo, o maior teor de lignina pode ter influenciado na velocidade da degradação de outros constituintes fibrosos, como por exemplo a celulose. (AQUINO-BOLAÑOS & MERCADO-SILVA 2004; BIANCHINI Jr. et al., 2014). Consequentemente, acabou interferindo, também, na assimilação dos subprodutos de características húmicas e que são mais resistentes ao metabolismo microbiano enzimático (CUNHA-SANTINO et al., 2008), sendo observados pela constatação de valores nulos dos coeficientes de mineralização das frações húmicas.

Em condições ambientais onde ocorram sinergicamente várias funções de força presença das frações reativas, da temperatura, da concentração de oxigênio dissolvido e estado trófico do ambiente aquático (COATES et al., 2002; BOTTINO et al., 2016) na degradação dos materiais húmicos, provavelmente haverá mudanças de comportamento metabólico e nos valores dos coeficientes de mineralização destes materiais.

Em condições anaeróbias há tendência maior de formação de compostos

húmicos (ASSUNÇÃO et al., 2016), e que por sua vez poderá ser sedimentado no ambiente aquático devido seu baixo coeficiente de mineralização quando comparado com as frações COPSL e COPR. Este comportamento também foi identificado neste estudo pelos coeficientes de mineralização nulos para AF e AH. O que significa que embora haja perda de massa da fração COPR, uma parte dela está sendo rapidamente transformada em material húmico (k_1 e k_3) e acumulada no ambiente (k_2 e k_4). Assim, pode-se inferir que as SH são potencialmente fontes importantes carbono para o crescimento bacteriano, que podem chegar a cerca de 90% de seu recurso metabólico (DONDESKI & BURKOWSKA, 2000).

Para os tratamentos selecionados observou-se: (i) EP 1 parte dos detritos foram prontamente liberados para o ambiente (lábil); outra parte, que compôs COPR e perdeu massa; (ii) EP 2 parte dos detritos da fração COPLS foram removidos onde parte da fração COPR perdeu massa; (iii) EP 3, corresponde ao nível mais avançado de decomposição e mostrou uma tendência de que as fibras se dissolvam mais, a ponto de que o processo se torne repetitivo, i.e. parte dos detritos adquirem características que prontamente são liberados para o ambiente por dissolução, outra parte irá apresentar características própria da fração COPR.

A água do reservatório de Barra Bonita utilizada nas incubações apresenta alta fertilidade (PENTEADO et al., 2017) uma vez que esse ambiente aquático é hipereutrófico. Diferentes condições de trofia nos ambientes aquáticos podem ser fatores de alteração nas velocidades dos coeficientes cinéticos de mineralização, pois, em elevadas concentrações de nitrogênio (N) e fósforo (P) os nutrientes não são limitantes na degradação dos detritos refratários (REJMÁNKOVÁ & HOUDKOVÁ, 2006; BOTTINO et al., 2016, 2019). Contudo, há estudos que sugerem uma relação oposta, i.e., em um meio onde a disponibilidades de nutrientes N e P são maiores os detritos

refratários tendem a acumular mais devido a preferência dos microrganismos em assimilar compostos que estão mais facilmente disponibilizados no meio (HOBBIE, 2008; SARNEEL et al., 2010).

Bottino et al. (2016) utilizou tanto a água quanto as macrófitas *Paspalum repens* e *Pistia stratiotes* do reservatório de Barra Bonita/SP e investigaram a decomposição em diferentes condições de trofia. Os autores verificaram que quando o ambiente aquático apresenta concentrações elevadas de N e P (caracterizado como ambiente eutrófico e hipereutrófico) as frações refratárias dos detritos de macrófitas tendem a serem mais assimiladas pelos microrganismos decompositores.

Nos EP 2 e EP 3 que representam a decomposição em estágios intermediários e mais avançado por ter sido retirado a fração solúvel, entendeu-se que os detritos sejam pobres em nutrientes e pouco solúveis. Entretanto, devido à presença de águas eutróficas (ARAUJO, 2009) utilizadas nas câmaras de incubação, os microrganismos decompositores possivelmente obtiveram os nutrientes necessários para realizarem suas atividades metabólicas pela ação de suas ecotenzimas (CHRÓST & SIUDA, 2002; MANSFIELD, 2005); podendo dessa forma, a condição de trofia indiretamente ter sido um fator de força na conversão do detrito em formas mais simples .

Considerando o EP 1, por não haver remoções iniciais das frações do detrito, vários nutrientes que facilitam a assimilação do carbono em todas as rotas de mineralização não foram limitantes, assim, além do próprio grau de trofia do meio, a qualidade do detrito pôde também ter influenciado nos valores de maiores conversões do carbono mineralizado em ambas temperaturas de incubação.

Como todos os tratamentos foram submetidas a mesma condição de trofia, não foi possível verificar se houve a contribuição do N e P na degradação do material refratário como relatado na literatura (CHRÓST & SIUDA, 2002; MANSFIELD, 2005).

Em condições eutróficas e hipereutróficas há tendência em ocorrer maiores perdas de massa dos componentes refratários das macrófitas com concentrações maiores de fibras (k_4 , 0,0009 d⁻¹ a 0,002 d⁻¹) (BOTTINO et al., 2016). Dessa forma, a decomposição esteve intrinsecamente relacionada com a qualidade do detrito, pois, dependendo do hábito de vida da macrófita aquática esse fator pode influenciar na qualidade do detrito (POTT & POTT, 2000; LI et al., 2012; QUIROZ-CASTAÑEDA et al., 2013; BOTTINO et al., 2019).

Com relação à fração refratária do detrito (COPR) houve aumento dos valores de k_5 (coeficiente cinético de mineralização de COPR) com aumento da temperatura. Influências da temperatura foram encontradas também em trabalhos, nos quais os coeficientes cinéticos de perda de COPR da planta aquática (*E. azurea*) sofreram aumentos em seus valores quando houve elevação na temperatura (k_4 , 0,0001 d⁻¹ a 0,0031 d⁻¹; BITAR, 2003; BOTTINO et al., 2013; PASSERINI et al., 2016). Sendo este fator de comparação corroborado pelo trabalho de Bianchini Jr e Cunha-Santino (2008), que relataram que a temperatura foi um fator acelerador da cinética de decomposição das macrófitas aquáticas.

Em relação ao Q_{10} pode-se verificar que em EP 2 e EP 3, valores maiores, indicaram uma maior sensibilidade (alterações nas taxas metabólicas) da mineralização em relação à temperatura, mesmo que as decomposições dos compostos refratários sejam mais lentas em condição anaeróbia devido à baixa quantidade de enzimas que são capazes de degradar estes materiais (SCHINK et al., 2000; FREEMAN et al., 2001). Ao se obter o Q_{10-T} , considerando os parâmetros cinéticos calculados através dos coeficientes de formação de AF e AH, verificou-se, também, maior sensibilidade ao aumento de temperatura nos EP 2 e EP 3.

Todas as rotas de decomposição e de formação de materiais húmicos nos

ambientes aquáticos ocorrem concomitantemente (PASSERINI et al., 2016), mas nesse estudo foi possível verificar que determinadas rotas não levaram necessariamente a mineralização o que reafirma a necessidade conjunta e simultânea de processos físicos, i.e., revolvimento da coluna d'água, pH, oxigênio, estado trófico, etc, para que todas as rotas possam ocorrer concomitantemente. Para tanto o EP 3, onde os detritos apresentaram características predominantemente refratárias, e assim pode-se inferir o que acontece nos sedimentos dos ambientes aquáticos para que possa ocorrer degradação simultânea do detrito é preciso que haja transformação em diferentes frações para que o mesmo se torne acessível para as comunidades de microrganismos ao longo da coluna d'água.

Desta forma, como os coeficientes de mineralização de AF e AH foram nulos para todos os experimentos, para a fração COPR foi possível analisar quais fatores (i.e., qualidade do detrito ou temperatura) influenciaram mais expressivamente no seu coeficiente de decomposição (k_5). Em média, o k_5 foi ca. 1,38 vezes maior a 28 °C do que a 20 °C, ao passo que ao se confrontar os k_5 dos diferentes tratamentos iniciais do detrito a 20 °C, em média, os k_5 dos EP 1 e 2 foram ca. 3,25 vezes maior que o EP 3, e a 28 °C ca. 1,7 vezes maior. Dessa forma ficou evidente que houve a contribuição da temperatura no aumento dos valores de k_5 ; entretanto, ao comparar os k_5 entre os diferentes experimentos de ambas temperaturas verificou-se que as contribuições da qualidade do detrito tiveram grande relevância. Bottino et al. (2019), observaram que os k_4 na decomposição a 25°C anaeróbia de *Pistia stratites* e *Paspalum repens* em diferentes condições de trofia a qualidade do detrito da macrófita foi mais expressiva do que a própria condição de trofia do ambiente. No entanto, no estudo de Gimenes (2011) verificou que, na decomposição anaeróbia de *E. azurea* incubados com águas de uma lagoa marginal, com características oligo-mesotróficas (Lagoa do Óleo), não

foram identificadas alterações dos valores de k_R (coeficiente de mineralização da fração refratária do detrito) em função da temperatura, tanto neste caso, como no caso do reservatório de Barra Bonita, a condição trófica do sistema analisado poderia ser um fator de influência.

Temperaturas muito baixas ou elevadas podem influenciar os coeficientes de decomposição do que a própria qualidade do detrito, como verificado na decomposição anaeróbia (*in vitro*) de *E. crassipes*, por Passerini et al. (2016), que retrata que a 15 °C k_R foi nulo, a 25 °C o maior valor ($k_R = 0,007 \text{ d}^{-1}$), mas a 30 °C houve diminuição, enquanto que experimentos *in situ* na região do epilímnio mostrou uma menor diferença em relação a temperatura nos valores de k_R (15° C, 0,0026 d^{-1} e a 25 °C 0,0023 d^{-1}) (BOTTINO et al., 2013), neste caso a presença de oxigênio dissolvido pode ter minimizado estas diferenças (COATES et al., 2002; BOTTINO et al., 2015).

A complexidade, em termos qualitativos, dos materiais húmicos comumente é realizada pelas análises de UV-VIS. Foi observado que para o comprimento de onda específico de 280 nm houve detecções em todos os experimentos e ambas as temperaturas, que significa que independentemente da condição ocorreu a presença de lignina e quinonas (ZBYTNIIEWSKI & BUSZEWSKI, 2005), que também está de acordo com as análises de fibras realizadas. Este comprimento de onda, também, indica os intervalos de transições eletrônicas ($\pi-\pi$)* que também ocorrem nessa região UV, para detecção de substâncias fenólicas, ácidos benzoicos, derivados de anilinas, polienos e hidrocarbonetos aromáticos policíclicos (CHIN et al., 1994; PEURAVOURI & PIHLAJA, 1997). Os experimentos a 28 °C apresentaram maiores valores para AF e AH ao longo do processo de decomposição, significa que estes materiais passaram a compor as frações húmicas mais intensamente à medida que o processo de decomposição foi ocorrendo. Essas propriedades são importantes, pois, podem indicar

o comportamento no qual materiais húmicos podem interagir com poluentes orgânicos não polares, metais e radionuclídeos (CHIN et al., 1994).

A razão E2/E3 é utilizada para calcular indiretamente o grau de aromaticidade e tamanho molecular (AZEVEDO & NOZAKI, 2008) do material húmico ou matéria orgânica (SORIANO-DISLA et al., 2010). No presente estudo, a 28 °C houve uma tendência a diminuição dos valores da razão E2/E3, enquanto a 20 °C apesar de terem sido encontrados os maiores valores para essa razão, este por sua vez, apresentou um comportamento estável. A diminuição da razão ao longo do tempo é um indicativo de que houve um aumento do tamanho molecular da substância e grau de aromaticidade, ao mesmo tempo em que ocorrem maiores concentrações de solutos na molécula (PEURAVOURI & PIHLAJA, 1997).

Para AF entre os experimentos obtiveram maiores valores da razão do que AH e com relação a temperatura, maiores valores para AF e AH foram observados na condição de 20 °C. Como a temperatura foi um fator de influência nas taxas metabólicas dos microrganismos decompositores, visto que, os coeficientes de mineralização da fração COPR (k_5) aumentaram com o aumento da temperatura, podem ter possibilitado que os compostos húmicos dos experimentos a 20 °C se aglomerassem mais, pois, as substâncias húmicas são caracterizadas como moléculas bastante diversificadas e ativas (PICOLLO et al., 2000), além disso, em temperaturas menores as taxas metabólicas dos microrganismos decompositores também tendem a ser menores (CASTRO et al., 2013; COATES et al., 2002; CHIN et al., 1999).

A razão E3/E4 que também é utilizada para descrever o comportamento das mudanças estruturais do material húmico (STEVENSON, 1994; AZEVEDO & NOZAKI, 2008), indicou que houve aumento do grau de humificação, aromaticidade e massa molecular ao longo do tempo (ARTINGER et al., 2000). Nesse caso, se o valor de

E3/E4 para AH for $< 3,5$ e $> 3,5$ para AF e se o valor específico das absorvâncias forem maiores que os valores da razão admite-se que houve aumento no grau de humificação (ARTINGER et al., 2000). Nos EP 1 e 2 a 28 °C, foram observadas aumento do grau de humificação, aromaticidade e massa molecular tanto para os AF quanto para os AH, ao passo que a 20 °C os valores tenderam a estabilização ao longo do tempo de incubação. Na razão E3/E4, verificou-se que a temperatura e a qualidade do detrito foram fatores de influência, pois, a 20 °C e nos experimentos, nos quais os detritos iniciais sofreram menos alterações ou nenhuma (EP 1 e 2), ocorreram os maiores de E3/E4 do que a 28 °C. Assim, pôde-se inferir que a 28 °C (devido provavelmente as maiores atividades metabólicas dos organismos decompositores) houve maior disponibilidade de precursores de material húmico, como também maiores assimilações dos componentes do detrito refratário.

A razão E4/E6 é comumente utilizada como “índice de humificação” (ZBYTNIIEWSKI & BUSZEWSKI, 2005; SORIANO-DISLA et al., 2010) e informa possíveis características qualitativas do material húmico, como por exemplo, grau de condensação dos anéis aromáticos (STEVENSON, 1994). Nesse estudo foram observados na maior parte dos experimentos e nas duas temperaturas, valores de E4/E6 para AF > 5 . Apenas o EP 3 a 20 °C apresentou valores de E4/E6 para AH < 5 . Verificou-se, portanto, que o material húmico gerado nos experimentos apresentou maiores condensações de anéis aromáticos.

Devido aos valores nulos de extinção a 665 nm, vários dias amostrais apresentaram razão E4/E6 inexistentes, esse evento que pôde prejudicar a análise qualitativa temporal para esta razão. Semelhante situação também foi observada no trabalho de Peuravuori & Pihlaj (1997) quando analisaram as características espectroscópicas de materiais húmicos aquáticos pela razão E4/E6 e verificaram que

os dados não tiveram uma relação consistente entre a aromaticidade e os valores da razão. Ao abordar análise do espectro (UV-VIS) entre 200 nm a 700 nm, em se tratando de AF e AH aquáticos, a absorvância diminui rapidamente quando comparada com os materiais húmicos de solo à medida que aumenta o comprimento de onda. Uma explicação possível seria o fato de que os materiais húmicos aquáticos são menores e menos polidispersos (CHIN et al., 1994). Então, análises comparativas com maiores comprimentos de onda (e.g. 400 nm a 700 nm), poderiam gerar dados inconsistentes (WANG & HSIEH, 2001). Portanto, a razão E4/E6 parece não ser a mais indicada para ser aplicada para análise de materiais húmicos aquáticos.

Mesmo que a temperatura tenha influenciado os valores de k_5 e nas características espectrofotométricas dos materiais húmicos dos experimentos, a qualidade do detrito (características intrínsecas) nas variações de temperatura foi mais expressiva, corroborando assim com a hipótese inicial, pois, quanto maior a qualidade do detrito (QUIROZ-CASTAÑEDA et al., 2013), o tamanho do detrito e a estrutura química (PASSERINI, 2014) mais facilmente incorporados e mineralizados os detritos serão e maiores conversões de parte desses detritos em materiais húmicos poderão ocorrer.

7. CONSIDERAÇÕES FINAIS

Pelo modelo experimental adotado, que consistiu na simulação dos diferentes estádios da decomposição de *Eichhornia crassipes*, obteve-se que:

- Independentemente da constituição química inicial do detrito, eles se mostraram com características heterogêneas de acordo com o modelo

matemático adotado. Essas características foram representadas pelos parâmetros COPLS e COPR;

- Os coeficientes de mineralização (k_T e k_5) foram bastante afetados pela qualidade do detrito, embora a temperatura tenha também exercido o papel de potencializar esses coeficientes;
- Observou-se que os materiais húmicos (AF e AH) derivaram predominantemente da lignina;
- A temperatura e a qualidade do detrito influenciaram na mineralização do carbono;
- O principal constituinte do material húmico foram os ácidos fúlvicos;
- Houve rápida transformação de parte da fração COPR em compostos húmicos (AF e AH), indicando a tendência de acúmulo dessas substâncias nos sedimentos, visto que seus coeficientes de mineralização (k_2 e k_4) foram nulos;
- As análises espectroscópicas dos materiais húmicos constituíram-se em ferramenta importante, pois retrataram a complexidade inerente à formação e à degradação dos ácidos húmicos e fúlvicos. Indicaram, ainda, o potencial de interação das SH com outros compostos sintéticos no ambiente aquático. O uso da razão E4/E6 pode não ser o mais indicado para a análise de materiais húmicos aquáticos.

REFERÊNCIA BIBLIOGRÁFICAS

AES Tietê. **Relatório de Sustentabilidade**. São Paulo, 2006, 77 p.

AHMED, Z.; BANU, H.; RAHMAN, M. M.; AKHTER, F.; HAQUE, M. S. Microbial Activity on the Degradation of Lignocellulosic Polysaccharides. **OnLine Journal of Biological Sciences**, v. 1, n. 10, p. 993-997, 2001.

ANTONIO, R. M. **Potencial de heterotrofia do reservatório de Barra Bonita (SP), com ênfase na decomposição de polissacarídeos extracelulares de espécies fitoplanctônicas**. 150 p. Dissertação, Universidade Federal de São Carlos. 2004.

AMARAL, M. C. E.; BITTRICH, V. FARIA, A. D.; ANDERSON, AONA, L. Y. S. **Guia de Campo para Plantas Aquáticas e Palustres do Estado de São Paulo**. Ribeirão Preto: Holos, 2008, 452 p.

APEZZATODA-GLÓRIA, B.; CARMELLO-GUERREIRO, S. M. **Anatomia Vegetal**. 3 Ed. Editora FGV, 2006, 438 p.

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.

ARAÚJO, L. M. R. (2009) **Estudos das interações fitoplâncton-protozooplâncton no reservatório de Barra Bonita, SP, com ênfase na toxicidade de microcistinas**.

126 p. Dissertação, Universidade Federal de São Carlos.

ARTINGER, R.; BUCKAU, G.; GEYER, S.; FRITZ, P.; WOLF, M.; KIM, J. L. Characterization of groundwater humic substances: influence of sedimentary organic carbon. **Applied Geochemistry**, v. 15, n. 1, p. 97-116, 2000.

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

ASSUNÇÃO, A. W. A. **Cinética e variação molecular de substâncias húmicas formadas da lixiviação de macrófitas aquáticas**. 105 p. Tese (Doutorado em Ciências) – Departamento de Hidrobiologia, Universidade Federal de São Carlos, São Carlos, 2015.

ASSUNÇÃO, A. W. A.; SOUZA, B. P.; CUNHA-SANTINO, M. B.; BIANCHINI Jr. I. Formation and mineralization kinetics of dissolved humic substances from aquatic macrophytes decomposition. **Journal Soils and Sediments**, v. 18, n. 4, p.1252-1264, 2016.

AZAM, F.; MARTINEZ, J.; SMITH, D. C. Bacteria-organic matter coupling on marine aggregates. In: GUERRERO, R.; PEDRÓS-ALIÓ, C. **Trends in microbial ecology**. Eds. Barcelona: Spanish Society for Microbiology, 1993, p. 410-414.

AZEVEDO, J. C. R.; NOZAKI, J. Fluorescence analysis of humic substances extracted

from water, soil and sediment of Patos lagoon. **Química Nova**, v. 3, n. 6, p. 11324-1329, 2008.

BARBOSA, F. A. R.; PADIÁK, J.; ESPINDOLA, E. L. G.; BORICS, G.; ROCHA, O. The Cascading Reservoir Continuum Concept (CRCC) and its Application to the River Tietê-Basin, São Paulo State, Brazil. **Theoretical Reservoir Ecology Applications**, p. 425-437, 1999.

BATTLE, J. M.; MIHUC, T. B. Decomposition dynamics of aquatic macrophytes in the lower Atchafalaya, a large floodplain river. **Hydrobiologia**, v. 418, n. 1, p. 123–136, 2000.

BENFIELD, E. F. Decomposition of leaf material. In: HAUER, F. R.; LAMBERTI, G. A. **Methods in stream ecology**. 2 Ed. San Diego: Academic Press, 2007, p. 711-720.

BERG, B.; MCCLAUGHERTY, C. **Plant Litter: Decomposition, Humus Formation, Carbon Sequestration**. 2 Ed. German: Springer, 2008. 341 p.

BIANCHINI, Jr. I; TOLEDO, A. P. P. **Estudo dos processos da humificação de *Nymphoides indica* (L.) O. Kuntze**. 285 p. Tese (Doutorado em Ciências) – Departamento de Hidrobiologia, Universidade Federal de São Carlos, São Carlos, 1985.

BIANCHINI, Jr. I. Aspectos do processo de decomposição nos ecossistemas aquáticos continentais. In: POMPÊO, M. L. M. **Perspectivas da Limnologia no Brasil**. Ed. São

Luíz: Gráfica e Editora União, 1999, p. 1-20.

BIANCHINI Jr, I. Modelos de crescimento e decomposição de macrófitas aquáticas. p. 86-126. In: THOMAZ, D. .M; BINI, L. M. (ed.). **Ecologia e manejo de macrófitas aquáticas**. Ed. Maringá: EDUEM, 2003, 341 p.

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

BIANCHINI, Jr. I.; CUNHA-SANTINO, M. B. The release pathways of carbon from detritus of aquatic macrophytes. **Oecologia Brasilliensis**, v. 12, n. 1, p. 20-29, 2008.

BIANCHINI Jr. I.; CUNHA-SANTINO, M. B.; ROMEIRO, F.; BITAR, A. L. Emissions of methane and carbon dioxide during anaerobic decomposition of aquatic macrophytes from a tropical lagoon (São Paulo, Brazil). **Acta Limnologica Brasiliensia**, v. 22, n. 2, p. 157-164, 2010.

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.; RIBEIRO, J. U.; PENTEADO, D. G. B. Implication of anaerobic and aerobic decomposition of *Eichhornia azurea* (Sw.) Kunth.

on the carbon cycling in a subtropical reservoir. **Brazilian Journal of Biology**, v. 74, n. 1, p. 100-110, 2014.

BITAR, A. L. **Mineralização e formação de gases da degradação de *Eichhornia azurea* Kunth e *Egeria najas* Planch.** 133 p. Tese (Doutorado em Ciências) – Departamento de Hidrobiologia, Universidade Federal de São Carlos, São Carlos, 2003.

BOTTINO, F.; CALIJURI, M. D. 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.

BOTTINO, F.; CHUNHA-SANTINO, M. B.; BIANCHINI, I Jr. Decomposition of Particulate Organic Carbon from Aquatic Macrophytes Under Different Nutrient Conditions. **Aquatic Geochemistry**, v. 22, n. 1, p. 17-33, 2016.

BOTTINO, F.; VARGAS, S. R.; MIWA, A. C. P.; CALIJURI, M. C.; BIANCHINI Jr., I.; CUNHA, D. G. F. Effects of macrophyte leachate on *Anabaena* sp. and *Chlamydomonas moewusii* growth in freshwater tropical ecosystems. **Limnology**, v. 19, n. 2, p. 171-176, 2018.

BOTTINO, F.; CHUNHA-SANTINO, M. B.; BIANCHINI, I Jr. Kinetic aspects of humic substances derived from macrophyte detritus decomposition under different nutrient conditions. **Environmental Science and Pollution Research**, v. 26, n. 16, p.15931–15942, 2019.

BOWIE, G. L.; MILLS, W. B.; PORCELLA, D. B.; CAMPBELL, C. L.; PAGENKOPF, J. R.; RUPP, G. L.; JHONSON, K. M.; CHAN, P. W. H.; GHERINI, S. A. **Rates, constants, and kinetics formulations in surface water quality modeling**. 2 Ed. Athens: Government Printing Office, 1985, 472 p.

BUCKAU, G.; WOLF, M.; GEYER, S.; ARTINGER, R.; KIM, J. I. Influence of humic substances on the migration of actinides in groundwater. p. 184-190. In: GHABBOUR, E. A.; DAVIES, G. **Humic substances: Nature's Most Versatile Materials**. Ed. New York: Taylor and Francis, 2005, 238 p.

BUZELLI, G. M.; CHUNHA-SANTINO, M. B. Análise e diagnóstico da qualidade da água e estado trófico do reservatório de Barra Bonita (SP). **Revista Ambiente & Água**, v. 8, n. 1, p. 86-205, 2013.

BRAMORSKI, J. **Avaliação da qualidade de sedimentos dos rios Tietê e Piracicaba nos seus compartimentos de entrada no reservatório de Barra Bonita, SP**. 145 p. Mestre (Mestre em ciências da Engenharia Ambiental) – Escola de Engenharia de São Carlos, Universidade de São Paulo, 2004.

CALIJURI, M. C. **Respostas fisio-ecológicas da comunidade fitoplanctônica e fatores ecológicos em ecossistemas de diferentes estágios de eutrofização**. 293 p. Tese (Doutorado em Engenharia Ambiental), Escola de Engenharia de São Paulo, Universidade de São Paulo, São Carlos, 1988.

CALIJURI, M. C.; TUNDISI, J. G. Limnologia comparada das represas do Lobo (Broa) e Barra Bonita – Estado de São Paulo: Mecanismos de funcionamento e bases para o gerenciamento. **Revista Brasileira de Biologia**, v. 50, n. 4, p. 839-913, 1990.

CANHOTO, C.; GRAÇA, M. A. S. Decomposition of *Eucalyptus globulus* leaves and three native leaf species (*Alnus glutinosa*, *Castanea sativa* and *Quercus faginea*) in a Portuguese low order stream. **Hydrobiologia**, v. 333, n. 2, p. 79-85, 1996.

CAMARGO, A. F. M.; PEZZATO, M. M.; HENRY-SILVA, G. G. Fatores limitantes à produção primária. In: THOMAZ, S. M.; BINI, L. M. **Ecologia e manejo de macrófitas aquáticas**. Eds. Maringá: Eduem, 2003, p 59-83.

CASTRO, C. 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.

CENTENO, A. J.; **Curso de Estatística Aplicada à Biologia**. Ed. Goiânia: Editora UFG, 1999, 234 p.

CETESB. **Relatório de qualidade das águas interiores do Estado de São Paulo**, CETESB, São Paulo, 2008, 537 p.

CHANG, R. R; MYLOTTE, R.; HAYES, M. H. B.; MCINERNEY, R.; TZOU, Y. M. A comparison of the compositional differences between humic fractions isolated by the IHSS and exhaustive extraction procedures. **Naturwissenschaften**, v. 101, n. 3, p.

197-209, 2014.

CHIN, Y. P.; AIKEN, G.; O'LOUGHLIN, E. Molecular weight, polydispersity, and spectroscopic properties of aquatic humic substances. **Environmental Science & Technology**, v. 28, n. 11, p. 1853-1858, 1994.

CHIN, J. K.; LUCKOW, T.; STUBNER, S.; CONRAD, R. Structure and function of the ethanogenic archaeal community in stable cellulose-degrading enrichment cultures at two different temperatures (15°C and 30°C). **FEMS Microbial Ecology**, v. 30, n. 4, p. 313-326, 1999.

CHRÓST, R. J.; SIUDA, W. Ecology of microbial enzymes in lake ecosystems. In: BURNS, R. G.; DICK, R. P. **Enzymes in the environment: activity, ecology, and applications**. Eds. New York: Mercel Dekker, Inc, 2002, p. 35-72.

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.

COATES, J. D.; COLE, K. A.; CHAKRABORTY, R.; APOS O.; CONNOR, S. M.; ACHENBACH, L. A. Diversity and ubiquity of bacteria capable of utilizing humic substances as electron donors for anaerobic respiration. **Applied and Environmental Microbiology**, v. 68, n. 5, p. 2445-2452, 2002.

COSTA, M. L. R.; HENRY, R. Phosphorus, nitrogen, and carbon contents of

macrophytes in lakes lateral to a tropical river (Paranapanema River, São Paulo, Brazil).

Acta Limnologica Brasiliensia, v. 22, n. 2, p. 122-132, 2010.

CUNHA-SANTINO, M. B.; BIANCHINI Jr., I. Decomposição aeróbia e anaeróbia de *Salvinia auriculata* da lagoa do Infernã. In: SANTOS, J. E.; PIRES, J. S. R. **Estudos integrados em Ecossistemas – Estação Ecológica de Jataí**. São Carlos: Rima, 2000, p. 631-643.

CUNHA-SANTINO, M. B.; BIANCHINI, Jr. I. Formação de compostos húmicos a partir da degradação de *Scirpus cubensis* e *Cabomba piauhyensis*. **Acta Limnologica Brasiliensia**, v. 13, n. 2, p. 35-43, 2001.

CUNHA-SANTINO, M. B.; BIANCHINI, Jr. I. Mathematical models applied to the decomposition studies of aquatic macrophytes. **Oecologia Brasiliensis**, v. 10, n. 2, p. 154-164, 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, n. 2, p. 230-236, 2007.

CUNHA-SANTINO, M. B.; SCIESSERE, L.; BIANCHINI, Jr. I. As atividades das enzimas na decomposição da matéria orgânica particulada em ambientes aquáticos continentais. **Oecologia Brasiliensis**, v. 12, n. 1, p. 30-41, 2008.

CUNHA-SANTINO, M. B.; BIANCHINI, Jr. I. Humification and mineralization of aquatic macrophytes: a review. **Oecologia Brasiliensis**, v. 13, n. 4, p. 665-675, 2009.

DANGLES, O.; GESSNER, M. O.; GUEROLD, F.; CHAUVET, E. Impacts of stream acidification on litter breakdown: implications for assessing ecosystem functioning. **Journal of Applied Ecology**, v. 41, n. 2, p. 365-378, 2004.

DANELL K.; SJÖBERG, K. Decomposition of *Carex* and *Equisetum* in a northern Swedish lake: dry weight loss and colonization by macroinvertebrates. **Journal of Ecology**, v. 67, p. 191-200, 1979.

DAVIS III, S. E.; CORRONADO-MOLINA, C.; CHILDERS, D. L.; DAY Jr., J. W. Temporally dependent C, N, and P dynamics associated with the decay of *Rhizophora mangle* L. leaf litter in oligotrophic mangrove wetlands of the Southern Everglades. **Aquatic Botany**, v. 75, n. 3, p. 199-215, 2003.

DERENNE, S.; LARGEAU, C. A review of some important AF milies of refractory macromolecules: Composition, origin, and AF te in soils and sediments. **Soil Science**, v. 166, n. 11, p. 833-847, 2001.

DONDERSKI, W.; BURKOWSKA, A. Metabolic Activity of Heterotrophic Bacteria in the Presence of Humic Substances and Their Fractions. **Polish Journal of Environmental Studies**, v. 9, n. 4, p. 267-271, 2000.

ESTEVEES, A. F. **Fundamentos de Limnologia**. 3 Ed. Rio de Janeiro: Interciência,

2011. 790 p.

FERREIRA, V.; CHAUVET, E. Synergistic effects of water temperature and dissolved nutrients on litter decomposition and associated fungi. **Global Change Biology**, v. 17, n.1, p. 551-564, 2011.

FONSECA, A. L. S.; BIANCHINI Jr., I.; PIMENTA, C. M. M.; SOARES, C. B. P.; MANGIAVACCHI, N. The flow velocity as driving force for decomposition of leaves and twigs. **Hydrobiologia**, v. 703, n. 1, p. 59-67, 2012.

FRANCE, R.; Culbert, H.; Freeborough, C.; Peters, R. Leaching and early mass loss of boreal leaves and wood in oligotrophic water. **Hydrobiologia**, v. 345, n. 2-3, p. 209-214, 1997.

FREEMAN, C.; OSTLE, N., KANG, H. An enzymic latch on a global carbon store. **Nature**, v. 409, n. 6817, p. 149-150, 2001.

GAUTHIER, T. D.; SEITZ, W. R.; GRANT, C. L. Effects of structural and compositional variations of dissolved humic materials on pyrene KOC values. **Environmental Science & Technology**, v. 21, n. 3, p. 243-248, 1987.

GESSNER, M. O.; CHAUVET, E.; DOBSON, M. A perspective on leaf litter breakdown in streams. **Oikos**, v. 85, n. 2, p. 377-384, 1999.

GIMENES, K. Z. **Aspectos cinéticos da degradação aeróbia e anaeróbia de**

***Cyperus giganteus*, *Eichhornia azurea* e *Egeria najas* da lagoa do Óleo (Estação Ecológica do Jataí, Luiz Antônio, SP)**, Dissertação - Universidade Federal de São Carlos, 2011.

GODSHALK, G. L.; WETZEL, R. G. Decomposition of aquatic angiosperms. II. Particulate components. **Aquatic Botany**, v. 5, p. 301-32, 1978.

GOLDSTEIN, I. S. **Organic Chemical from Biomass**. 1 ed. Racon: CRC Press Boca, 1981, 318 p.

GONÇALVES Jr., J. F.; FRANÇA, J. S.; MEDEIROS, A. O.; ROSA, C. A.; CALLISTO, M. Leaf Breakdown in a Tropical Stream. **International Review of Hydrobiology**, v. 91, n. 2, p. 164-177, 2006.

GRAÇA, M. A. S. The Role of Invertebrates on Leaf Litter Decomposition in Streams – a Review. **International Review of Hydrobiology**, v. 86, n. 4-5, p. 383-393, 2001.

GRANT-REID, J. S. Carbohydrate Metabolism: structural Carbohydrates. p. 205-236. In: DEY, P. M.; HARBORNE, J. B. (ed.). **Plant Biochemistry**, San Diego: Academic Press, 1977.

HAYES, M. H. B.; SWIFT, R. S. The chemistry of soil organic colloids. In: GREENLAND, D. J. E; HAYES, M. H. B. **The chemistry of soil constituents**. Eds. Chichester: Wiley, 1978, p. 179-230.

HAYES, M. H. B.; SWIFT, R. S.; BYRNE, C. M.; SIMPSON, A. J. The Isolation and characterization of Humic Substances and Humin from Grey Brown Podzolic and Gley Grassland Soils. **IUSS**, 2010. Disponível em:

<<http://www.iuss.org/19th%20WCSS/Symposium/pdf/2343.pdf>> Acessado em 8 mar. 2016

HOBBIE, S. E. Nitrogen effects on decomposition: a five-year experiment in eight temperate sites. **Ecology**, v. 89, n. 9, p. 2633–2644, 2008.

HOEHNE, R. C. **Plantas Aquáticas**. São Paulo: Fonseca (Instituto de Botânica), 1979.

HOU, D.; HE, J.; LÜ, C.; WANG, W.; ZHANG, F. Spatial Distributions of Humic Substances and Evaluation of Sediment Organic Index on Lake Dalinouer, China. **Journal of Geochemistry**, ID 502597, 2014.

INTERNATIONAL LAKE ENVIRONMENTAL COMMITTEE (ILEC). Barra Bonita Reservoir. Disponível em:

<<http://wldb.ilec.or.jp/Lake.asp?LakeID=SSAM040&RoutePrm=0%3A%3B14%3Aload%3B>>. Acesso em: 23 fev. 2016.

JEFFRIES, T. W. Biodegradation of lignin and hemicelluloses. In: RATLEDGE, C. **Biochemistry of microbial degradation**. Eds. Dordrecht: Springer, 1994, p. 233-277.

JUNK, W. J.; PIEDADE, M. T. F. Biomass and primary-production of herbaceous plant communities in the Amazon floodplain. **Hydrobiologia**, v. 263, n. 3, p. 155-162, 1993a.

KUPRYSZEWSKI, G.; PEMPKOWIAK, J.; KEDZIA, A. The effect of humic substances isolated from a variety of marine and lacustrine environments on different microorganisms. **Oceanologia**, v. 43, n. 2, p. 257-261, 2001.

KRISTENSEN, E.; AHMED, S. I.; DEVOL, A. H. Aerobic and anaerobic decomposition of organic matter in marine sediment: which is fastest? **Limnology and Oceanography**, v. 40, n. 8, p. 1430–1437, 1995.

LASSO, C. A.; GUTIÉRREZ, F. P.; MORALES-B, D. X. **Humedales Interiores de Colombia: identificación, caracterización y establecimiento de límites según criterios biológicos y ecológicos**. Colombia: JAVEGRAF, 2015. 254 p.

LEYI, N. I. Effect of water column nutrient enrichment on growth of *Potamogeton maackianus* A. Been. **Journal of Aquatic Plant Management**, v. 39, p. 83-87, 2001.

LI, X; CUI, B; YANG, Q; TIAN, H; LAN, Y; WANG, T; HAN, Z. Detritus quality controls macrophyte decomposition under different nutrient concentrations in a eutrophic shallow lake, North China. **PLoS ONE**, v. 7, n. 7, p. e42042, 2012

MACCARTHY, P.; BLOOM, P. R.; CLAPP, C. E.; MALCOLM, R. L. Humic Substances in Soil and Crop Sciences: An Overview. In: MACCARTHY, P.; CLAPP, C. E.; MALCOLM, R. L.; BLOOM, P. R. **Humic Substances in Soil and Crop Sciences: Selected Readings**. Ed. New York: Copyright, 1990, p. 261-271.

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

MANSFIELD, S. D. **Extracellular fungal hydrolytic enzyme activity**. In: GRAÇA, M. A. S.; BARLOCHER, F.; GESSNER, M. O. (eds) *Methods to study litter decomposition: a practical guide*. Springer, Dordrecht, p 239-248, 2005.

MARTINOVA, M. V. Nitrogen and phosphor compounds in bottom sediments: mechanisms of accumulation, transformation and release. **Hydrobiologia**, v. 252, n. 1, p. 1-22, 1993.

MILLE-LINDBLOM, C.; FISCHER, H.; TRANVIK, L. J. Litter-associated bacteria and fungi – a comparison of biomass and communities across lakes and plant species. **Freshwater Biology**. v. 51, n. 4, p. 730-741, 2006.

MITCHELL, D. S. Water weeds. In: MITCHELL, D. S. **Aquatic vegetation and its use and control**. Eds. Paris: UNESCO, 1974, p. 13-22.

MOBED, J. J.; HEMMINGSEN, S. L.; AUTRY, J. L.; MCGOWN, L. B. Fluorescence characterization of IHSS humic substances: Total luminescence spectra with absorbance correction. **Environmental Science & Technology**, v. 30, n.10, p. 3061-3065, 1996.

MOORE, J. C.; BERLOW, E. L.; COLEMAN, D. C.; RUITER, P. C.; DONG, Q.; HASTINGS, A.; JHONSON, N. C.; MCCANN, K. S.; MELVILLE, K.; MORIN, P. J.;

NADELHOFFER, K.; ROSEMOND, A. D.; POST, D. M.; SABO, J. L.; SCOW, K. M.; VANNI, M. J.; WALL, D. H. Detritus, trophic dynamics and biodiversity. **Ecology Letters**, v. 7, n. 7, p. 584-600, 2004.

MOORHEAD, D. L.; SINSABAUGH, R. L. Simulated patterns of litter decay predict patterns of extracellular enzyme activities. **Applied Soil Ecology**, v. 14, n. 1, p. 71-79, 2000.

MUN, H. T.; NAMGUNG, J.; KIM, J. H. Decay Rate and Changes of Nutrients during the Decomposition of *Zizania latifolia*. **Korean Journal of Ecology and Environment**, v.24, p. 81-85, 2001.

NOVO, E. M.; LEITE, F. O Sistema de Informações Geográficas do Reservatório da UHE Barra Bonita. **Anais VIII Simpósio Brasileiro de Sensoriamento Remoto**, INPE (Salvador, Brasil), p. 227-232, 1996.

PASCOAL, C.; CÁSSIO, F.; MARCOTEGUI, A.; SANZ, B.; GOMES, P. Role of fungi, bacteria, and invertebrates in leaf litter breakdown in a polluted river. **Journal of the North American Benthological Society**. v. 24, n. 4, p. 784-797, 2005.

PASSERINI, M. D. **Balço do carbono e atividade enzimática na decomposição aeróbia e anaeróbia de três macrófitas aquáticas em diferentes temperaturas**. 2014. 145 p. Tese (Doutorado em Ciências) – Departamento de Hidrobiologia, Universidade Federal de São Carlos, São Carlos, 2014.

PASSERINI, M. D.; CUNHA-SANTINO, M. B.; BIANCHINI, Jr. I. Oxygen availability and temperature as driving forces for decomposition of aquatic macrophytes. **Aquatic Botany**, v. 130, p. 1-10, 2016.

PEDRO, F. **Ciclo hidrológico e dinâmica de dois rios intermitentes da região semi-árida da Brasil, com ênfase em macrófitas aquáticas**. Tese de doutorado, Universidade Federal de São Carlos. 2003.

PEÑA-MÉNDEZ, E. M.; HAVEL, J.; PATOČKA, J. Humic substances – compounds of still unknown structure: applications in agriculture, industry, environment, and biomedicine. **Journal of Applied Biomedicine**, v. 3, p. 13-24, 2005.

PENTEADO, C. L. C.; ALMEIDA, D. L.; BENASSI, R. F. Conflitos hídricos na gestão dos reservatórios Billings e Barra Bonita. **Estudos Avançados**, v. 31, n. 89, p. 299-322, 2017.

PEURAVUORI, J.; PIHLAJA, K. Molecular size distribution and spectroscopic properties of aquatic humic substances. **Analytica Chimica Acta**, v. 337, n. 2, p. 133-149, 1997.

PFLUGMACHER, S.; PIETSH, C.; RIEGER, W.; PAUL, A.; PREUER, T.; ZWIRNMANN, E.; STEINBERG, C. E. W. Humic substances and their direct effects on the Physiology of aquatic plants. In: GHABBOUR, E. A.; DAVIES, G. (ed.). **Humic substances: Nature's Most Versatile Materials**, New York: Taylor and Francis, p. 209-223.

PICOLLO, A; COZZOLINO, A; CONTE, P; SPACCINI, R. Polymerization of humic

substances by an enzyme-catalyzed oxidative coupling. **Naturwissenschaften**, v. 97, n. 9, p. 391-394, 2000.

PIEPENBROCK, A.; SCHRÖDER, C.; KAPPLER, A. Electron Transfer from Humic Substances to Biogenic and Abiogenic Fe (III) Oxyhydroxide Minerals. **Environmental Science & Technology**, v. 48, n. 3, p. 1656-1664, 2014.

PIONTEK, J.; HÄNDEL, N.; LANGER, G.; WOHLERS, J.; RIEBESELL, U.; ENGEL, A. Effects of rising temperature on the formation and microbial degradation of marine diatom aggregates. **Aquatic Microbial Ecology**, v. 54, n. 3, p. 305-318, 2009.

PITELLI, R. L. C. M. **Abordagens multivariadas no estudo da dinâmica de comunidades de macrófitas aquáticas**. Tese de Doutorado, Faculdade de Ciências Agrônômicas de Botucatu, Universidade Estadual Paulista, 2006.

POMPÊO, M. **Monitoramento e manejo de macrófitas aquáticas em reservatórios tropicais brasileiros**. São Paulo: Instituto de Biociências da USP, 2017, 138 p.

POTT, V. J.; POTT, A. **Plantas aquáticas do Pantanal**. Ed. Brasília: Embrapa Comunicação para Transferência de Tecnologia, 2000. 404 p.

PRESS, W. H.; TEUKOLSKY, S. A.; VETTERLING, W. T.; FLANNERY, B. P. **Numerical recipes: the art of scientific computing**. 3. ed. New York: Cambridge University Press, 2007, 1262 p.

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. **Sustainable degradation of lignocellulosic biomass – techniques, applications, and commercialization**. (eds). Mexico: Morelos, 2013, p. 119-155.

REDDY, R. K.; DELAUNE, R. D. **Biogeochemistry of Wetlands: Science and Applications**. Ed. New York: CRC Press, 2008, 800 p.

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.

ROCHA, R. J. S. **Decomposição de macrófitas aquáticas em reservatórios com diferentes estados tróficos**. 115 p. Dissertação (Mestrado em Ciências) – Departamento de Hidrobiologia, Universidade Federal de São Carlos, São Carlos, 2012.

ROCKER, D.; KISAND, V.; SCHOLZ-BOETTCHER, B.; KNEIB, T.; LEMKE, A.; RULLKÖTTER, J.; SIMON, M. Differential decomposition of humic acids by marine and estuarine bacterial communities at varying salinities. **Biogeochemistry**, v.111, n. 1-3, p. 331–346, 2012.

SANTOS-WISNIEWSKI, M. J.; ROCHA, O. Spatial distribution and secondary production of Copepoda in a tropical reservoir: Barra Bonita, SP, Brazil. **Brazilian Journal of Biology**, v. 67, n. 2, p. 223-233, 2007.

SALA, M. M.; GÜDE, H. Role of protozoans on the microbial ectoenzymatic activity during the degradation of macrophytes. **Aquatic Microbial Ecology**, v. 20, n. 1, p. 75-82, 1999.

SÃO PAULO. **Conselho Estadual de Recursos Hídricos. Plano Estadual de Recursos Hídricos: primeiro plano do Estado de São Paulo - Síntese.** São Paulo, DAEE, 1990, 120 p.

SARNEEL, J. M.; GEURTS, J. J. M.; BELTMAN, B.; LAMERS, L. P. M.; NIJZINK, M. M.; SOONS, M. B.; VERHOEVEN, J. T. A. The effect of enrichment of either the bank or the surface water on shoreline vegetation and decomposition. **Ecosystems**, v. 13, n. 8, p. 1275–1286, 2010.

SCHINK, B. Y.; PHILIPP, B.; MÜLLER, J. Anaerobic degradation of phenolic compounds. **Naturwissenschaften**, v. 87, n. 1, p. 12–23, 2000.

SONG, G.; HAYES, M. H. B.; NOVOTNY, E. H.; SIMPSON, A. J. Isolation and fractionation of soil humin using alkaline urea and dimethylsulphoxide plus sulphuric acid. **Naturwissenschaften**, v. 98, n. 1, p. 7-13, 2011.

SORIANO-DISLA, J. M.; GÓMEZ, I.; NAVARRO-PEDREÑO J. Assessment of the Evolution and Efficiency of a Full-Scale Sewage Sludge Composting Process. **Compost Science & Utilization**, v. 18, n. 2, p. 81-88, 2010.

SOTERO-SANTOS, R. B.; SILVA, C. R. S. E.; VERANI, N. F.; NONAKA, K. O.; ROCHA, O. Toxicity of a cyanobacteria bloom in Barra Bonita Reservoir (Middle Tietê River, São Paulo, Brazil). **Ecotoxicology and Environmental Safety**, v. 64, n. 2, p. 163–170, 2006.

SOUZA, B. P. **Formação e mineralização de substâncias húmicas da decomposição de macrófitas aquáticas em reservatórios tropicais com diferentes graus de trofia**. 79 p. Dissertação (mestrado em Ciências) – Departamento de Hidrobiologia, Universidade Federal de São Carlos, São Carlos, 2015.

STEVENSON, F. J. **Humus chemistry: genesis, composition, reactions**. 2. ed. New York: Wiley, 1994. 512 p.

STEINBERG, C. E. W. **Ecology of humic substances in freshwater**. Berlin: Springer, 2003, 440 p.

STEINBERG, C. E. W. et al. Dissolved humic substances – ecological driving forces from the individual to the ecosystem level? **Freshwater Biology**, v. 51, n. 7, p. 1189-1210, 2006.

STRIPARI, N. L.; HENRY, R. The invertebrate colonization during decomposition of *E. crassipes* Kunth in lateral lake in the mouth zone of Paranapanema River into Jurumirim Reservoir (São Paulo, Brazil). **Brazilian Journal of Biology**, v. 62, n. 2, p. 293-310, 2002.

SWABY, R. J.; LADD, J. N. **Chemical nature, microbial resistance, and origin of soil humus**. In: NEALE, G. J. (eds) Trans. Jt. Meet. Comm. 4, 5, IUSS - The International Union of Soil Sciences, Palmerston North, New Zealand, p 197-202, 1962.

TAIZ, L.; ZEIGER, E. **Fisiologia Vegetal**. 3 ed. Sunderland: Sinauer Associates, 2006. 690 p.

THOMAZ, S. M.; ESTEVES, F. A. Comunidade de Macrófitas Aquáticas. In: Esteves, A. S. **Fundamentos de Limnologia**. 3ªed. Rio de Janeiro: Interciencia, 2011, p 461-521.

TORREMORELL, A.; PÉREZ, G.; LAGOMARSINO, L.; HUBER, P.; QUEIMALIÑOS, C.; BUSTINGORRY, J.; FERMANI, P.; LLAMES, M. E.; UNREIN, F. Microbial pelagic metabolism and CDOM characterization in a phytoplankton-dominated versus a macrophyte-dominated shallow lake. **Hydrobiologia**, v. 752, n. 1, p. 203–221, 2014.

TUNDISI, J. G. Reservatórios como Sistemas complexos: Teoria, Aplicações, e Perspectivas para Usos Múltiplos. In: HENRY, R. **Ecologia de Reservatórios: Estrutura, Função e Aspectos Sociais**. Ed. Botucatu: FUNDIBIO-FAPESP, 1999, 799 p.

TUNDISI, J. G.; TUNDISI, T. M. A Ecologia dinâmica das populações e comunidades vegetais aquáticas. In: TUNDISI, J. G.; TUNDISI, T. M. A. **Limnologia**. Ed. São Paulo: Copyright - Oficina de Textos, 2008, cap. 7, p.167-245.

VAN SOEST, P. J.; ROBERTSON, J. B. System of Analysis for Evaluating Fibrous

Feeds. In: PIGDEN, W. J.; BALCH, C. C.; GRAHAM, M. (eds) Standardization of analytical methodology for feeds. Eds. **International Development Research Centre**, Ottawa, Ont. Canada, 1980, p. 49-60.

WANG, GEN-SHUH.; HSIEH, SHU-TING. Monitoring natural organic matter in water with scanning spectrophotometer. **Environment International**, v. 26, n. 4, p. 205-212, 2001.

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**, Supplement: 29, p. 185-243, 1972.

WETZEL, R. G. Land-water interfaces: metabolic and limnological regulators. **Verh Internat Verein Limnol**, v. 24, n.1, p. 6-24, 1990.

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

ZAGANINI, R. L.; PERBICHE-NEVES, G.; NALIATO, D. A. O.; CARVALHO, E. D. Baixa diversidade de zooplâncton na desembocadura de uma represa eutrófica (SP, Brasil): reflexo da poluição? **Estudos de Biologia**, v. 32-33, n. 76-81, p. 17-24, 2011.

ZBYTNIIEWSKI, R.; BUSZEWSKI, B. Characterization of natural organic matter (NOM) derived from sewage sludge compost. Part 1: chemical and spectroscopic properties. **Bioresource Technology**, v. 96, n. 4, p. 471–478, 2005.

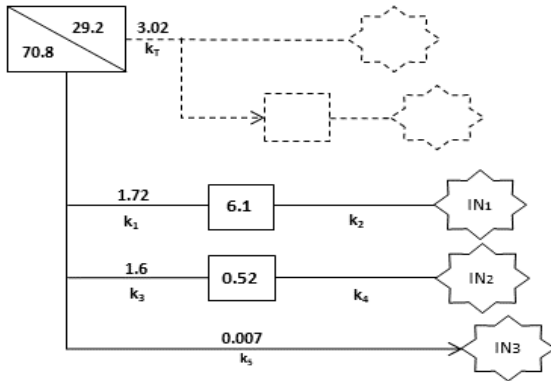
ANEXO A

Visão geral das rotas cinéticas dos experimentos

Temperatura 20°C

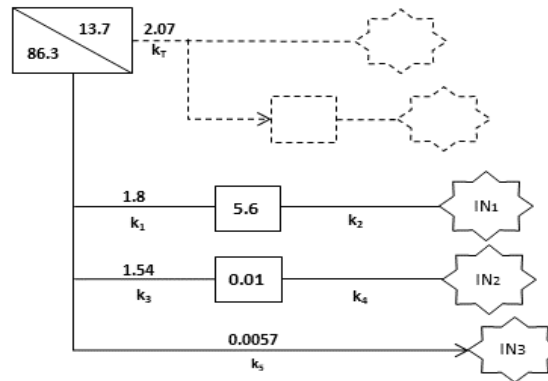
EP 1

Planta – detritos sem nenhum tratamento prévio



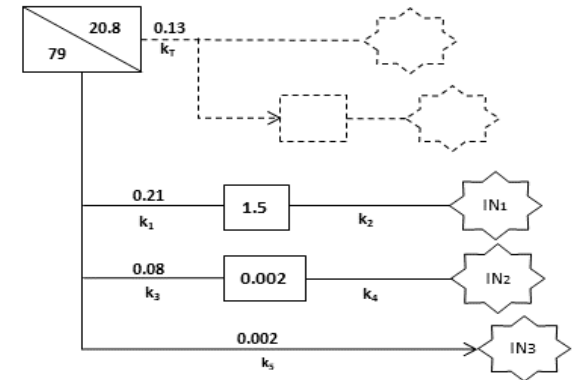
EP 2

Detrito – prévia extração aquosa



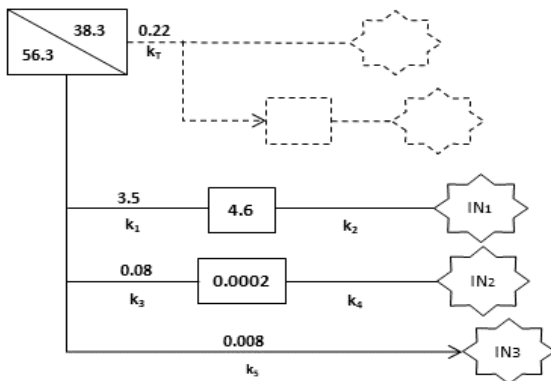
EP 3

Detrito – prévia extração alcalina

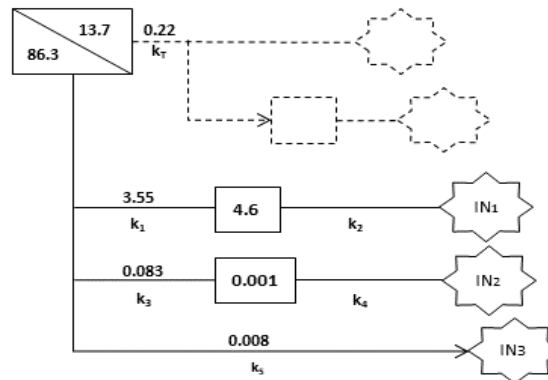


Temperatura 28°C

EP 1



EP 2



EP 3

