

UNIVERSIDADE DA REGIÃO DE JOINVILLE – UNIVILLE
MESTRADO EM ENGENHARIA DE PROCESSOS

**PRODUÇÃO DE BIOCMPÓSITOS DE *Pleurotus sajor-caju* UTILIZANDO
RESÍDUOS DE ERVA-MATE E GUARANÁ**

MARIA ISABEL ROCHA

JOINVILLE - SC
2018

MARIA ISABEL ROCHA

**PRODUÇÃO DE BIOCMPÓSITOS DE *Pleurotus sajor-caju* UTILIZANDO
RESÍDUOS DE ERVA-MATE E GUARANÁ**

Dissertação apresentada como parte dos requisitos para obtenção do título de Mestre em Engenharia de Processos, na Universidade da Região de Joinville.
Orientadora: Dra. Elisabeth Wisbeck.
Coorientadora: Dra. Josiane Costa Riani.

JOINVILLE - SC

2018

Catálogo na publicação pela Biblioteca Universitária da Univille

R672p Rocha, Maria Isabel
Produção de biocompósitos de *Pleurotus sajor-caju* utilizando resíduos de erva-
mate e guaraná/ Maria Isabel Rocha; orientadora Dra. Elisabeth Wisbeck;
coorientadora Dra. Josiane Costa Riani. – Joinville: UNIVILLE, 2018.

71 p.: il. ; 30 cm

Dissertação (Mestrado em Engenharia de Processos – Universidade da Região de
Joinville)

1. Resíduos vegetais - Reaproveitamento. 2. Embalagens – Indústria –
Reaproveitamento. 3. Fungos – Cultura e meio de cultura. I. Wisbeck, Elisabeth
(orient.). II. Riani, Josiane Costa (coorient.). III. Título.

CDD 688.8

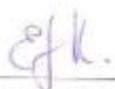
Termo de Aprovação

“Produção de Biocompósitos de *Pleurotus sajor-caju* Utilizando Resíduos de Erva-Mate e Guaraná”

por

Maria Isabel Rocha

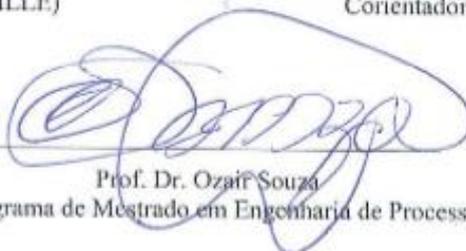
Dissertação julgada para a obtenção do título de Mestre em Engenharia de Processos, área de concentração Engenharia de Processos e Tecnologias Limpas e aprovada em sua forma final pelo Programa de Mestrado em Engenharia de Processos.



Prof. Dra. Elisabeth Wisbeck
Orientadora (UNIVILLE)



Prof. Dra. Josiane Costa Riani
Orientadora (UNIVILLE)

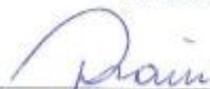


Prof. Dr. Ozair Souza
Coordenador do Programa de Mestrado em Engenharia de Processos (UNIVILLE)

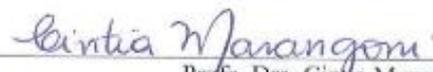
Banca Examinadora:



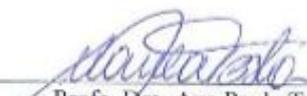
Prof. Dra. Elisabeth Wisbeck
Orientadora (UNIVILLE)



Prof. Dra. Josiane Costa Riani
Orientadora (UNIVILLE)



Prof. Dra. Cintia Marangoni
(UFSC)



Prof. Dra. Ana Paula Testa Pezzin
(UNIVILLE)

Joinville, 26 de março de 2018.

AGRADECIMENTOS

Agradeço aos meus pais Henrique Antonio Rocha e Sirlene Ponikerski Rocha pelo exemplo de vida, pela dedicação e por não medirem esforços para que eu chegasse até esta etapa de minha vida.

Ao Jean Carlos Randig, meu amor, por todo suporte, amor e paciência e por estar sempre ao meu lado.

Às amigas Grasielli Leite e Janara Aline Rocha pelo companheirismo, amizade e por todo apoio indispensável na confecção deste trabalho.

Agradeço à professora Dra. Elisabeth Wisbeck pela orientação deste trabalho, pelos ensinamentos, pela confiança e competência.

À professora Dra. Josiane Costa Riani, pela coorientação, incentivo e apoio técnico.

À professora Michele Garcia Formolo pela orientação no estágio docente.

Às minhas amigas de pesquisa Sara Benkendorf, Ana Ferreira e Eloisa Marschall pelo apoio no laboratório e pelo comprometimento com o trabalho.

Aos meus amigos e colegas de sala Ana Cristina, Ana, Jeniffer, Marcelo e Adriano pelos alegres momentos compartilhados.

Aos funcionários da Universidade da Região de Joinville (UNIVILLE) Aline, Maurício e Cláudia pelo auxílio nas atividades de laboratório.

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) pela oportunidade de realizar o mestrado por meio do apoio financeiro de bolsa de estudo.

Aos professores, pesquisadores e funcionários UNIVILLE que de alguma forma contribuíram para a realização deste trabalho.

A todos, meus sinceros agradecimentos,

Maria Isabel Rocha

RESUMO

O processo de fabricação de alimentos produz grande quantidade de resíduos orgânicos. Uma indústria de extração de aromas, por exemplo, pode gerar, anualmente, 104 e 92 toneladas de resíduo de erva-mate e guaraná, respectivamente. Uma alternativa para o reaproveitamento desse material lignocelulósico seria utilizá-los na produção de biocompósitos com micélio fúngico atuando como ligante das partículas do substrato. Os biocompósitos fúngicos são potenciais meios para o desenvolvimento de materiais renováveis de alto desempenho que podem ser aplicados na confecção de embalagens. Sendo assim, objetivou-se nesse trabalho a produção de biocompósitos de *Pleurotus sajor-caju* utilizando os resíduos de erva-mate e guaraná antes (*in natura*) e após a produção de basidiocarpos de *P. sajor-caju* (residual) na proporção (1:1), verificando a influência da fração de inóculo 10, 20 e 30% e da temperatura de secagem de 40 e 60 °C. Para cada condição testada foi avaliado o tempo de crescimento micelial, o teor de umidade, a velocidade inicial de secagem, a resistência à compressão, absorção de umidade do ar e absorção de água, a fim de definir a melhor condição de cultivo para cada substrato. Os biocompósitos definidos como melhor condição de processo (fração de inóculo e temperatura de secagem) em cada um dos substratos, *in natura* e residual, foram caracterizados pelas análises de microscopia eletrônica de varredura (MEV), análise termogravimétrica (TGA) e espectrometria no infravermelho com transformada de Fourier (FTIR). A condição determinada para a produção dos biocompósitos tanto para o substrato *in natura* quanto para o residual, foi a de 10% de inóculo e secagem a 60 °C, pois apresentou maior resistência à compressão (0,094 e 0,140 MPa), menor absorção de água (91 e 154%), maior velocidade de secagem (27,7 e 33,78 g/dia) e boa estabilidade térmica (300 e 310 °C). Os biocompósitos cultivados em ambos os substratos apresentaram potencial para a confecção de embalagens, pois são materiais seguros que apresentaram boa resistência a compressão, baixa absorção de água e boa estabilidade térmica. Ressalta-se que o cultivo de biocompósitos no substrato residual tem a vantagem de produção de basidiocarpos de *P. sajor-caju* agregando valor adicional ao resíduo proveniente da indústria de aromas.

Palavras-chave: *Pleurotus sajor-caju*, resíduos agroindustriais, erva-mate, guaraná, biocompósitos.

ABSTRACT

The food manufacturing generates a large amount of organic waste. A flavor industry, for example, can generate annually 104 and 92 tonnes of mate and guarana, respectively. An alternative to the reuse of this lignocellulosic material would be to use them in the production of biocomposites with fungal mycelium acting as a binder of the substrate particles. Fungal biocomposites are potential means for the development of high performance renewable materials that can be applied in the manufacture of packaging. Therefore, the objective of this work was to produce *Pleurotus sajor-caju* biocomposites using the mate and guarana residues before (*in natura*) and after the production of mushroom of *P. sajor-caju* (residual) in a ratio of (1:1), checking the influence of the 10, 20 and 30% inoculum fraction and the drying temperature of 40 °C and 60 °C. For each condition tested, mycelial growth time, moisture content, initial drying rate, compressive strength, air moisture absorption and water uptake were evaluated to be able to set the best growing condition for each substrate. The biocomposites set with the best process condition (inoculum fraction and drying temperature) in each of the substrates, *in natura* and residual, were characterized by scanning electron microscopy (SEM), thermogravimetric analysis (TGA) and Fourier Transform Infrared Spectrometry (FTIR). The condition determined to produce the biocomposites for both the substrate *in natura* and the residual was 10% of inoculum and drying at 60 °C, as it presented higher resistance to compression (0.094 and 0.140 MPa), lower absorption of water (91 and 154%), higher drying rate (27.7 and 33.78 g/day) and good thermal stability (300 and 310 °C). The biocomposites grown on both substrates presented potential for packaging, as they are safe materials that have good compressive strength, low water absorption and good thermal stability. It should be emphasized that the cultivation of biocomposites in the residual substrate has the advantage of producing mushroom of *P. sajor-caju* adding additional value to the residue from the flavor industry.

Key words: *Pleurotus sajor-caju*, agroindustrial residues, mate, guarana, biocomposites.

LISTA DE FIGURAS

Figura 1 – Ilustração botânica da <i>Ilex paraguariensis</i> ou erva-mate.	9
Figura 2 – Semente do guaranazeiro: o guaraná.	10
Figura 3 – Basidiocarpos do fungo <i>Pleurotus sajor-caju</i>	11
Figura 4 – Micrografia obtida por microscopia eletrônica de varredura de hifas miceliais crescendo em uma fibra natural.	15
Figura 5 – Produtos confeccionados com biocompósitos fúngicos comercializados industrialmente.	17
Figura 6 – Projetos de <i>designers</i> que utilizam biocompósitos fúngicos.	18
Figura 7 – Inóculo de <i>P. sajor-caju</i> : grãos de trigo colonizados com micélio.	22
Figura 8 – Resíduos de erva-mate (a), guaraná (b) e mistura de erva-mate e guaraná (1:1) (c).	23
Figura 9 – Fluxograma dos ensaios e condições experimentais realizados nos biocompósitos fúngicos e no EPS.	24
Figura 10 – Moldes com o substrato processado antes da incubação.	26
Figura 11 – Biocompósito colonizado antes (a) e após secagem (b).	27
Figura 12 – Corpos de prova em placas de Petri submetidos ao ensaio de absorção de umidade do ar.	29
Figura 13 – Corpos de prova do material biocompósito produzidos no substrato <i>in natura</i> com os teores de 10 (a), 20 (b) e 30% (c) de inóculo.	32
Figura 14 – Tempo de crescimento micelial e tempo total do processo de produção dos corpos de prova do material biocompósito no substrato <i>in natura</i> com 10, 20 ou 30% de inóculo.	33
Figura 15 – Curvas de secagem, massa (g) x tempo (dias), dos biocompósitos produzidos com 10, 20 ou 30% de inóculo no substrato <i>in natura</i> e secos a 40 e 60 °C.	34
Figura 16 - Tensão de compressão para os corpos de prova dos biocompósitos produzidos com 10, 20 ou 30% de inóculo no substrato <i>in natura</i> e secos a 40 e 60 °C. Letras iguais significam valores sem diferença significativa pelo teste de Tukey com nível de significância de 5%.	35
Figura 17 – Absorção de umidade do ar (AbsU _{ar} %) por tempo de exposição (dias) dos biocompósitos produzidos com 10, 20 e 30% de inóculo no substrato <i>in natura</i> e secos	

a 40 e 60 °C. As linhas segmentadas com símbolo (▲) e (Δ) referem-se à medida da umidade relativa do ar e a temperatura ambiente, respectivamente, no momento da pesagem.....	36
Figura 18 – Absorção de água (AA%) em 2 e 24h de imersão dos biocompósitos produzidos com 10, 20 e 30% de inóculo no substrato <i>in natura</i> e secos a 40 e 60 °C. Letras iguais significam valores sem diferença significativa pelo teste de Tukey com nível de significância de 5%.	37
Figura 19 – Corpos de prova do material biocompósito produzidos no substrato residual com os teores de 10 (a), 20 (b) e 30% (c) de inóculo.	38
Figura 20 – Tempo de crescimento micelial e tempo total do processo de produção dos corpos de prova do material biocompósito com 10, 20 ou 30% de inóculo no substrato residual.	39
Figura 21 – Curvas de secagem, massa (g) x tempo (dias), dos biocompósitos produzidos com 10, 20 ou 30% de inóculo no substrato residual e secos a 40 e 60 °C.	39
Figura 22 - Tensão de compressão para os corpos de prova dos biocompósitos produzidos com 10, 20 ou 30% de inóculo no substrato residual, secos a 40 e 60 °C. Letras iguais significam valores sem diferença significativa pelo teste de Tukey com nível de significância de 5%.	41
Figura 23 – Absorção de umidade do ar (AbsU _{ar} %) por tempo de exposição (dias) dos biocompósitos produzidos no substrato residual com 10% de inóculo, secos a 40 e 60 °C (a) e com 20 e 30% de inóculo, secos a 60 °C (b). As linhas segmentadas com símbolo (▲) e (Δ) referem-se à medida da umidade relativa do ar e a temperatura ambiente, respectivamente, no momento da pesagem.	42
Figura 24 – Absorção de água (AA%) em 2 e 24h de imersão dos biocompósitos produzidos com 10, 20 e 30% de inóculo no substrato residual e secos a 40 e 60 °C. Letras iguais significam valores sem diferença significativa pelo teste de Tukey com nível de significância de 5%.	43
Figura 25 – Biocompósitos com 10% de inóculo secos a 60 °C nos substratos <i>in natura</i> (a) e residual (b).	44
Figura 26 – Absorção de umidade do ar (AbsU _{ar} %) por tempo de exposição (dias) dos biocompósitos produzidos com 10% de inóculo secos a 60 °C nos substratos <i>in natura</i> e residual. As linhas segmentadas com símbolo (▲) e (Δ) referem-se à medida da umidade relativa do ar e a temperatura ambiente, respectivamente, no momento da	

pesagem.....	48
Figura 27 – Absorção de água (AA%) em 2 e 24h de imersão dos biocompósitos produzidos com 10% de inóculo secos a 60 °C nos substratos <i>in natura</i> e residual.	49
Figura 28 – Micrografias obtidas por MEV da superfície do biocompósito produzido no substrato <i>in natura</i> com 10% de inóculo seco a 60 °C com ampliação de a) 25x; b) 100x; c) 450x e d) 2000x.....	50
Figura 29 – Micrografias obtidas por MEV da superfície do biocompósito produzido no substrato residual com 10% de inóculo seco a 60 °C com ampliação de a) 25x; b) 100x e c) 1500x.....	51
Figura 30 – Curvas TG e DTG obtidas por TGA dos biocompósitos cultivados nos substratos <i>in natura</i> e residual com 10% de inóculo secos à 60 °C.....	52
Figura 31 – Espectro FTIR na faixa de 4000-600 cm ⁻¹ dos biocompósitos cultivados nos substratos <i>in natura</i> e residual, de <i>Pleurotus sajor-caju</i> , guaraná e erva-mate. .	56

LISTA DE TABELAS E QUADROS

Tabela 1 – Valores médios de teor de umidade inicial \pm dp (%), velocidade inicial de secagem \pm dp (g/dia) e tempo de secagem (dias) dos corpos de prova produzidos com 10, 20 e 30% de inóculo no substrato <i>in natura</i> e secos a 40 e 60 °C. Letras iguais nas colunas, significam médias sem diferença significativa pelo teste de Tukey com nível de confiança de 95%.....	34
Tabela 2 – Valores médios de teor de umidade inicial \pm dp (%), velocidade inicial de secagem \pm dp (g/dia) e tempo de secagem (dias) dos corpos de prova produzidos com 10, 20 e 30% de inóculo no substrato residual e secos a 40 e 60 °C. Letras iguais nas colunas, significam médias sem diferença significativa pelo teste de Tukey com nível de confiança de 95%.....	40
Tabela 3 – Valores médios de teor de umidade inicial \pm dp (%), velocidade inicial de secagem \pm dp (g/dia) e tempo de secagem (dias) dos corpos de prova produzidos com substrato <i>in natura</i> e residual, secos a 60 °C. Letras iguais nas colunas, significam médias sem diferença significativa pelo teste de Tukey com nível de confiança de 95%.	45
Tabela 4 – Tensão de compressão para diferentes materiais constituídos por material lignocelulósico e micélio fúngico e EPS (10 kg/m ³).....	46
Tabela 5 – Dados da análise termogravimétrica dos biocompósitos cultivados nos substratos <i>in natura</i> e residual com 10% de inóculo secos a 60 °C.....	53
Quadro 1 – Solventes de extração e concentração máxima de resíduos.	7
Quadro 2 – Empresas produtoras de biocompósitos fúngicos.	17
Quadro 3 – Projetos baseados em biocompósitos fúngicos.	18
Quadro 4 – Trabalhos realizados com biocompósitos fúngicos.	20
Quadro 5 – Bandas de absorção observadas nos espectros de FTIR/ATR (4000-600 cm ⁻¹) dos biocompósitos cultivados com o substrato <i>in natura</i> e residual.	57

LISTA DE SÍMBOLOS E ABREVIATURAS

A_0	Área da seção transversal
AA%	Absorção de água
AbsU _{ar} %	Absorção de umidade do ar
ANVISA	Agência Nacional de Vigilância Sanitária
ass	Assimétrica
ATR	<i>Attenuated total reflection</i> - Reflexão total atenuada
dp	Desvio padrão
DTG	Primeira derivada da análise termogravimétrica
EPS	Poliestireno expandido
FEG	<i>Field Emission Gun</i>
FMI	<i>Future Market Insights</i>
FTIR	Espectrometria no infravermelho com transformada de Fourier
IOFI	<i>International Organization of the Flavor Industry</i>
IPEA	Instituto de Pesquisa Econômica Aplicada
MDF	Painel de fibra de média densidade
MEV	Microscopia eletrônica de varredura
M_f	Massa final
M_i	Massa inicial
M_t	Massa no tempo t
OSB	Painel de fibras orientadas
PP	Polipropileno
RDC	Resolução de Diretoria Colegiada
σ_c	Tensão de compressão
sim	Simétrica
TDA	Trigo, dextrose e ágar
TGA	Análise termogravimétrica
U%	Teor de umidade
UV	Ultravioleta
δ	Deformação
v	Estiramento

SUMÁRIO

RESUMO	I
ABSTRACT	II
LISTA DE FIGURAS	III
LISTA DE TABELAS E QUADROS	VI
LISTA DE SÍMBOLOS E ABREVIATURAS	VII
INTRODUÇÃO	1
OBJETIVOS	3
1 REVISÃO DA LITERATURA	4
1.1 GERAÇÃO DE RESÍDUOS NA INDÚSTRIA DE ALIMENTOS.....	4
1.2 ADITIVOS ALIMENTARES	5
1.3 INDÚSTRIA DE AROMAS/AROMATIZANTES	6
1.3.1 Erva-mate	8
1.3.2 Guaraná.....	10
1.4 GÊNERO <i>Pleurotus</i>	11
1.5 BIOCAMPÓSITOS FÚNGICOS.....	13
2 MATERIAL E MÉTODOS	21
2.1 MICRORGANISMO E MANUTENÇÃO.....	21
2.2 PREPARO DO INÓCULO (<i>Spawn</i>)	21
2.3 PRODUÇÃO DOS BIOCAMPÓSITOS	22
2.3.1 Substrato de erva-mate e guaraná <i>in natura</i>	25
2.3.2 Substrato de erva-mate e guaraná residual.....	25
2.3.3 Preparo dos corpos de prova dos biocompósitos	25
2.3.4 Secagem dos corpos de prova	26
2.4 ANÁLISE DOS BIOCAMPÓSITOS.....	27
2.4.1 Resistência à compressão.....	28
2.4.2 Absorção de umidade do ar.....	28
2.4.3 Absorção de água.....	29
2.4.4 Microscopia eletrônica de varredura (MEV).....	30
2.4.5 Análise termogravimétrica (TGA).....	30
2.4.6 Espectrometria no infravermelho com transformada de Fourier (FTIR).....	30

2.5 ANÁLISE ESTATÍSTICA.....	31
3 RESULTADOS E DISCUSSÕES.....	32
3.1 AVALIAÇÃO DOS BIOCOMPÓSITOS COM SUBSTRATO <i>IN NATURA</i>	32
3.2 AVALIAÇÃO DOS BIOCOMPÓSITOS COM SUBSTRATO RESIDUAL.....	38
3.3 COMPARAÇÃO DOS BIOCOMPÓSITOS <i>IN NATURA</i> E RESIDUAL	43
CONCLUSÕES	59
REFERÊNCIAS.....	61

INTRODUÇÃO

A participação do setor de produção de alimentos e bebidas na economia brasileira em 2016 foi muito significativa, obtendo o maior faturamento da indústria de transformação com R\$ 614,3 bilhões (ABIA, 2016). Dentro da produção de alimentos, o segmento de aditivos alimentares está em amplo crescimento e estima-se que até 2026, no mundo, o faturamento desse mercado exceda US\$ 83 bilhões. A parcela mais lucrativa no segmento de aditivos alimentares é a de aromatizantes, os quais são responsáveis por quase 12% do total de aditivos (FMI, 2017, *web*).

As principais fontes para a produção de aromas naturais e óleos estão nas espécies vegetais (COUTO e SAROMÁN, 2016). O impulsionamento da utilização desses aditivos naturais está relacionado à preocupação dos consumidores com a saúde, aliado à conscientização sobre os benefícios do consumo de alimentos orgânicos (FMI, 2017, *web*).

Como consequência do expressivo destaque da atividade industrial de produção de alimentos, há uma maior demanda na extração de matérias-primas, processamento, produção, distribuição e geração de resíduos para tratamento e destinação. Uma indústria de extração de aromas, por exemplo, pode gerar, anualmente, 104 e 92 toneladas de resíduo de erva-mate e guaraná, respectivamente, após seu processo de extração (PALM, 2015). Uma alternativa para o aproveitamento desses resíduos é sua utilização na produção de basidiocarpos (cogumelos) de fungos do gênero *Pleurotus*. Westphal (2017), quando cultivou *Pleurotus sajor-caju* em resíduo de erva-mate e guaraná (resíduos da indústria de aromas) na proporção (1:1) chegou a uma eficiência biológica de 4,2% e perda de matéria orgânica de 41,3%, ou seja, para cada 100 g de resíduo seco obteve 4,2 g de cogumelos (base seca) e restaram 58,7 g de resíduo após o cultivo.

Fungos do gênero *Pleurotus* por produzirem um micélio branco e degradarem tanto a lignina como a celulose, podem usar como substrato uma grande variedade de resíduos lignocelulósicos (CHANG e MILES, 2004). Estes resíduos podem ser transformados em um biocompósito tendo como interface os resíduos industriais e a biomassa micelial de *Pleurotus*. O micélio fúngico, neste caso, forma uma rede de hifas na qual atua ligando as partículas dos resíduos que assumem o formato do recipiente em que são cultivados, podendo substituir embalagens de madeira e

polímeros em geral (BAYER *et al.*, 2008).

Os biocompósitos baseados em materiais naturais destacam-se como uma das áreas emergentes na ciência de polímeros (YANG *et al.*, 2017). O aumento de estudos desses materiais se dá principalmente por serem materiais biodegradáveis e assim possuem a possibilidade de compostagem sendo no final de seu ciclo de vida, devolvidos ao solo, transformando-se em nutrientes, oferecendo uma alternativa sustentável ao uso de plásticos à base de petróleo (JOHANSSON *et al.*, 2012; ZIEGLER *et al.*, 2016). O desenvolvimento e produção de biocompósitos fúngicos estão concentrados nos países europeus e nos EUA. Em Nova York, por exemplo, situa-se a empresa Ecovative Design LLC que possui tecnologia para o processo de produção de biocompósitos fúngicos utilizando resíduos agrícolas (BAYER *et al.*, 2008). No Brasil há apenas um trabalho relatado na literatura em que o biocompósito é produzido a partir de resíduos do processamento de pupunha com o fungo *Lentinula edodes* (PEDRI, 2014).

Assim, visando aproveitar os resíduos da indústria de aromas (erva-mate e guaraná) objetivou-se neste trabalho desenvolver biocompósitos fúngicos a partir destes resíduos e de micélio de *Pleurotus sajor-caju*. Os resíduos foram testados logo após a sua geração na indústria (substrato *in natura*) e após o cultivo de cogumelos (substrato residual). Os biocompósitos deverão ter propriedades mecânicas satisfatórias para serem utilizados em embalagens oferecendo uma alternativa sustentável ao uso de plásticos à base de petróleo.

OBJETIVOS

Objetivo Geral

Avaliar a produção de biocompósitos de *Pleurotus sajor-caju* utilizando resíduos de erva-mate e guaraná.

Objetivos Específicos

a – Produzir biocompósitos de *Pleurotus sajor-caju* utilizando resíduos de erva-mate e guaraná na proporção (1:1) (massa – base seca) antes do cultivo de *P. sajor-caju* (substrato *in natura*) com teores de inóculo de 10, 20 e 30% e secagem dos biocompósitos a 40 e 60 °C.

b – Avaliar a produção de biocompósitos de *Pleurotus sajor-caju* utilizando resíduos de erva-mate e guaraná na proporção (1:1) (massa – base seca) após o cultivo de *P. sajor-caju* (substrato residual) com teores de inóculo de 10, 20 e 30% e secagem dos biocompósitos a 40 e 60 °C.

c – Avaliar os biocompósitos com substratos *in natura* e residual em termos de tempo de produção dos corpos de prova (dias), velocidade de secagem (g/dia), resistência à compressão (MPa), absorção de umidade do ar (%) e absorção de água (%) para se definir o melhor teor de inóculo e melhor temperatura de secagem a serem utilizados na produção dos biocompósitos.

d – Comparar e caracterizar os biocompósitos, definidos como melhor condição nos substratos *in natura* e residual, por meio de microscopia eletrônica de varredura (MEV), análise termogravimétrica (TGA) e espectrometria no infravermelho com transformada de Fourier (FTIR) e definir qual substrato, *in natura* ou residual, é mais adequado para a produção de biocompósitos de *P. sajor-caju* utilizando resíduos de erva-mate e guaraná.

1 REVISÃO DA LITERATURA

1.1 GERAÇÃO DE RESÍDUOS NA INDÚSTRIA DE ALIMENTOS

De acordo com a Resolução Conama nº 313/2002, que dispõe sobre o Inventário Nacional de Resíduos Sólidos Industriais, a definição para resíduo sólido industrial:

é todo o resíduo que resulte de atividades industriais e que se encontre nos estados sólido, semissólido, gasoso – quando contido, e líquido – cujas particularidades tornem inviável o seu lançamento na rede pública de esgoto ou em corpos d'água, ou exijam para isto soluções técnicas ou economicamente inviáveis em face da melhor tecnologia disponível (BRASIL, 2002).

A Resolução Conama nº 313/2002 define também o Inventário Nacional de Resíduos Sólidos Industriais como “o conjunto de informações sobre a geração, características, armazenamento, transporte, tratamento, reutilização, reciclagem, recuperação e disposição final dos resíduos sólidos gerados pelas indústrias do país”.

Assim, consta no anexo II da mesma Resolução os códigos e descrições para classificação dos resíduos gerados pelas atividades industriais. Para classificar os resíduos provenientes da indústria de alimentos os códigos mais utilizados são o A599 que compreende os resíduos orgânicos de processo (sebo, soro, ossos, sangue, outros da indústria alimentícia etc.); o A699 resíduos de grãos (casca, película, farelo e outros de arroz, milho, soja etc.); e o A999 resíduos de frutas (bagaço, mosto, casca, etc.) (BRASIL, 2002).

Segundo dados do Relatório de Diagnóstico dos Resíduos Sólidos Industriais do Instituto de Pesquisa Econômica Aplicada (IPEA) não foi possível obter informações consolidadas do quantitativo de resíduos sólidos industriais no Brasil, devido à ausência de um inventário nacional e de vários inventários estaduais, que muitas vezes estão desatualizados e possuem falta de padronização na apresentação dos dados. Deste modo não há dados para mensurar a quantidade de resíduos industriais gerados pela atividade de produção de alimentos, uma vez que os dados são inexistentes ou não foram atualizados (são anteriores à 2003 e, portanto, já não refletem a situação atual da geração de resíduos nesses estados) (IPEA, 2012).

Um segmento importante da indústria de alimentos e que, portanto, também é gerador expressivo de resíduos industriais, é a produção de aditivos alimentares. Nesse segmento incluem-se os conservantes, antioxidantes, aromatizantes, corantes, edulcorantes, enzimas, emulsionantes, acidulantes e estabilizantes, os quais são comercialmente utilizados em alimentos industrializados (FMI, 2017, *web*).

1.2 ADITIVOS ALIMENTARES

De acordo com a Portaria nº 540 da Secretaria de Vigilância Sanitária aditivo alimentar pode ser definido como:

todo e qualquer ingrediente adicionado intencionalmente aos alimentos sem o propósito de nutrir, com o objetivo de modificar as características físicas, químicas, biológicas ou sensoriais, durante a fabricação, processamento, preparação, tratamento, embalagem, acondicionamento, armazenagem, transporte ou manipulação de um alimento (BRASIL, 1997).

A utilização dos aditivos é justificada por razões sensoriais, nutricionais ou tecnológicas. Só pode ser empregado um aditivo com a necessidade tecnológica se essa vantagem não puder ser alcançada por processo de fabricação mais adequado ou por maiores precauções de ordem higiênica ou operacional (ANVISA, 2017, *web*).

O mercado mundial de aditivos alimentares está em amplo crescimento. Na próxima década, espera-se que esse mercado, em termos de receitas, cresça 5,9% em CAGR (*Compound Annual Growth Rate* - Taxa composta de crescimento anual) e estima-se que até 2026 o mercado de aditivos exceda US\$ 83 bilhões (FMI, 2017, *web*).

Segundo dados do Future Market Insights (FMI), a ascensão do setor de aditivos alimentares está relacionada à preocupação dos consumidores com a saúde, aliada à conscientização sobre os benefícios do consumo de alimentos orgânicos impulsionando assim a adoção de aditivos alimentares naturais, como conservantes orgânicos e agentes aromatizantes, corantes naturais, edulcorantes à base de stevia, extratos de alecrim, entre outros. A parcela mais lucrativa no segmento de aditivos alimentares é a de aromatizantes, os quais são responsáveis por quase 12% do total de aditivos (FMI, 2017, *web*).

1.3 INDÚSTRIA DE AROMAS/AROMATIZANTES

De acordo com a RDC nº2, de 15 de janeiro de 2007 da Agência Nacional de Vigilância Sanitária (ANVISA), os aromas são definidos como “substâncias ou misturas de substâncias com propriedades odoríferas e ou sápidas, capazes de conferir ou intensificar o aroma e ou sabor dos alimentos”. Podem ser classificados em dois grupos: naturais ou sintéticos, sendo os primeiros obtidos exclusivamente mediante métodos físicos, microbiológicos ou enzimáticos a partir de substratos naturais de origem animal ou vegetal e que normalmente são utilizados na alimentação humana (BRASIL, 2007).

Os principais responsáveis pela elevação da qualidade comercial de alimentos e bebidas são os aromas em conjunto com os realçadores. Esses aditivos podem também melhorar o valor nutricional dos consumíveis. A maioria dos compostos aromatizantes são obtidos por meio de síntese química ou por extração de materiais naturais. Atualmente com mais de 60% de participação do mercado os aditivos sintéticos dominam os aditivos naturais. No entanto, os aditivos naturais estão em rápida ascensão e podem registrar o consumo de cerca de 1,3 mil toneladas anualmente (COUTO e SAROMÁN, 2016; FMI, 2017, *web*).

As plantas têm sido as principais fontes para a produção de aromas e óleos (COUTO e SAROMÁN, 2016). Os aromas contidos em espécies vegetais encontram-se na forma sólida, assim, é necessário separá-los dos outros constituintes. Para separar os solutos de uma fase sólida, esses são colocados em contato com uma fase líquida. Os solutos se difundem do estado sólido para a fase líquida, o que permite uma separação dos componentes. Essa separação sólido-líquido é denominada lixiviação, podendo ser considerada também como uma extração (GEANKOPLIS, 1998).

Devido aos componentes solúveis dos materiais biológicos estarem dentro de células a taxa de lixiviação é muito baixa. A secagem do material antes da extração ajuda a quebrar as paredes celulares e assim facilita a ação do solvente ao soluto (GEANKOPLIS, 1998).

A ANVISA regulamenta os solventes autorizados para obtenção dos extratos naturais, bem como a concentração máxima permitida de resíduos desses solventes no alimento (Quadro 1) (BRASIL, 2007).

Quadro 1 – Solventes de extração e concentração máxima de resíduos.

Solventes de extração	Concentração máxima de resíduos (mg/kg)
Acetato de etila	10
Acetona	2
1-Butanol	1
Ciclohexano	1
Diclorometano	0,1
Dióxido de carbono	Limite não especificado
Éter de petróleo	1
Éter dibutílico	2
Éter dietílico	2
Éter metil terc-butílico	2
Etil metil cetona	1
Hexano	1
Isobutano	1
Metanol	10
Propano	1
Tolueno	1

Fonte: Brasil, 2007.

Após a lixiviação dos aromas das matérias-primas vegetais quantidades significativas de resíduos podem ser geradas. Palm (2015) relata que a geração anual de resíduos para uma empresa de extração de aromas da região Sul do Brasil pode alcançar 61 toneladas para a produção de aroma de cacau, 95 toneladas de carvalho, 92 toneladas de guaraná e 104 toneladas de erva-mate. Desse volume de resíduo gerado, parte é armazenado e submetido à compostagem como adubo orgânico no cultivo de culturas na própria empresa e parte é encaminhado para aterros industriais.

Segundo o código de boas práticas da *International Organization of the Flavor Industry* (IOFI) “deve ser dada prioridade à redução da quantidade de resíduos produzidos. Na prática, sempre que possível deve-se destinar os resíduos para a produção de ração animal, energia ou para outros fins”. A gestão de resíduos deve considerar os métodos disponíveis em conformidade com os regulamentos vigentes (ABIFRA, 2010).

Os resíduos agroindustriais e agrícolas diferem entre si. Os resíduos agroindustriais são gerados após o processamento e beneficiamento de algumas culturas, enquanto os agrícolas são os resíduos vegetais produzidos no próprio campo no momento da colheita (por exemplo palha de arroz, palha de feijão, palha de soja, palha de milho e palha de trigo). Os resíduos agroindustriais, por sua vez, incluem

bagaço de malte, casca de arroz, casca de café, casca de soja e serragem, que são gerados durante o processamento das culturas ou em madeireiras (FELFLI *et al.*, 2011).

Há interesse em uma utilização mais eficiente desses resíduos agroindustriais gerados na indústria de aromas com a finalidade de reduzir o impacto ambiental negativo do descarte dos mesmos, transformando-os em um produto de maior valor agregado. Neste trabalho, os resíduos erva-mate e guaraná, gerados após o processamento em uma indústria de aromas, foram empregados como substratos para a produção de biocompósitos.

1.3.1 Erva-mate

A erva-mate ou mate (*Ilex paraguariensis* A. St. Hil) é uma árvore que ocorre naturalmente na Argentina, Brasil e Paraguai. Contudo, a maior área de ocorrência (80%) se situa no Brasil, distribuindo-se entre os estados: Mato Grosso do Sul, São Paulo, Paraná, Santa Catarina e Rio Grande do Sul (ESMELINDRO *et al.*, 2002).

Dentro do setor de extrativismo vegetal não madeireiro, a erva-mate é uma das principais espécies exploradas no Brasil (CARVALHO *et al.*, 2015). Segundo dados do Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística - IBGE (2017, *web*) a extração de erva-mate no Brasil foi de 338.801 toneladas para o ano de 2015. O desenvolvimento da atividade ervateira tem maior representatividade na região Sul do país, envolvendo aproximadamente 710.000 pessoas de 596 municípios (ESMELINDRO *et al.*, 2002).

A principal utilização da folha de erva-mate (Figura 1) é destinada à preparação de bebidas consumidas na forma de infusão como, chimarrão, tererê, mate solúvel e chá mate. Porém não se restringe apenas à essa aplicação, podendo ser utilizada para formulação de medicamentos (estimulantes, anti-inflamatórios, antirreumáticos, tônicos e diuréticos), corantes, detergentes, aromas e cosméticos (JACQUES, 2005; MENDES, 2005; PAGLIOSA, 2009).

Figura 1 – Ilustração botânica da *Ilex paraguariensis* ou erva-mate.



Fonte: *Ilex paraguariensis* by Köhler's Medizinal-Pflanzen, 2017, web.

De acordo com Esmelindro *et al.* (2002) a folha de erva-mate *in natura* é basicamente constituída de fibras (21,10%), proteínas (14,49%), gorduras (6,76%), cinzas (6,01%), sacarose (2,27%), glicose (1,50%) e cafeína (1,31%). Jacques (2005) relata que a composição química da erva-mate é muito complexa apresentando metilxantinas, saponinas, taninos, vitaminas, componentes minerais, substâncias aromáticas, ácidos graxos, terpenos, álcoois, cetonas, aldeídos, fenóis entre outros. Devido à essas características que se vislumbra a utilização da erva-mate para as mais diversas aplicações.

O resíduo de erva-mate utilizado neste trabalho como substrato para a produção dos biocompósitos é proveniente do processo de extração de aroma, no qual emprega água como solvente de lixiviação. Palm (2015) caracterizou o mesmo resíduo de erva-mate utilizado nesse trabalho e obteve relação de C:N de 22:1 e frações lignocelulósicas com 56,89% de celulose, 13,97% de lignina e 7,14% de hemicelulose.

1.3.2 Guaraná

O guaraná (Figura 2) é a semente do guaranazeiro (*Paullinia cupana* var. *sorbilis*) uma planta genuinamente brasileira que é de grande importância econômica e social no Estado do Amazonas. Essa importância é devido à uma grande demanda de sementes pelas indústrias de bebidas na produção de refrigerantes e energéticos (TAVARES *et al.*, 2005).

As propriedades das sementes moídas do guaraná já eram conhecidas pelos indígenas que as empregavam para produzir bebidas, além de outros usos, como amenizar a sede, fome e cansaço. A partir do conhecimento dessas propriedades benéficas, o guaraná se tornou uma importante matéria-prima para diversos setores industriais: fabricação de alimentos e bebidas, químico e de cosméticos (SCHOENINGER, 2014, *apud* LOPES, 2016).

Em termos comerciais, o Brasil é o único produtor de guaraná do mundo. A safra de produção de guaraná, para o ano de 2017, correspondeu a 3.288 toneladas. Estima-se que desta produção, 70% seja absorvida para a fabricação de refrigerantes e o restante seja comercializado na forma de xarope, bastão, pó, extrato e outras formas (CONAB, 2017; TAVARES *et al.*, 2005).

A partir das ramas do guaraná são obtidos o bastão, o guaraná em pó e o xarope concentrado. As ramas são resultantes de um processo de fermentação e secagem das sementes extraídas do fruto do guaraná (LOPES, 2016).

Figura 2 – Semente do guaranazeiro: o guaraná.



Fonte: Duas Rodas, 2017, *web*.

O resíduo de guaraná utilizado como substrato na produção de biocompósitos neste trabalho é originado após a extração de aroma utilizando uma solução etanol-água como solvente de lixiviação. Palm (2015) caracterizou o mesmo resíduo de guaraná utilizado nesse trabalho e obteve, com relação as frações lignocelulósicas, 29,93% de celulose, 4,37% de lignina e 13,12% de hemicelulose e relação C:N de 22:1.

1.4 GÊNERO *Pleurotus*

O gênero *Pleurotus* (Figura 3), da classe dos Basidiomicetos, abriga cerca de 70 espécies (KONG, 2004). Juntamente com outros fungos, formam o grupo denominado de “fungos de podridão branca”, possuindo enzimas como celulase, ligninase, celobiase, lacase e hemicelulase que fazem com que estes fungos degradem uma grande variedade de resíduos lignocelulósicos tais como palha de trigo (EICHLEROVÁ *et al.*, 2000), palha de arroz e de bananeira (BONATTI *et al.*, 2004), folhas de pupunheira (COGORNÍ *et al.*, 2014), bagaço de malte (SCHULZ, 2016) e os resíduos da indústria de aromas guaraná, carvalho, cacau e guaraná (WESTPHAL, 2017).

Figura 3 – Basidiocarpos do fungo *Pleurotus sajor-caju*.



Fonte: Benkendorf, 2017.

Devido a este complexo enzimático, além da aplicação direta como fonte de alimento de alto valor nutritivo (BONATTI *et al.*, 2004) os fungos do gênero *Pleurotus* podem ser utilizados também em diferentes áreas, como por exemplo, na indústria de fármacos, na biorremediação de solos contaminados por hidrocarbonetos aromáticos,

na degradação de poluentes ambientais e no tratamento de efluentes industriais, sendo capazes, inclusive, de bioacumular metais pesados (MARQUEZ-ROCHA *et al.*, 2000).

A maioria das espécies do gênero *Pleurotus* é comestível, sendo *Pleurotus ostreatus* uma das mais consumidas. Outras espécies como *P. ostreatoroseus*, *P. citrinupileatus* e *P. eryngii*, também são comumente encontradas, como também *Pleurotus ostreatus var. florida* (KOMURA, 2009).

A produção de *Pleurotus*, em cultivo sólido, envolve duas fases distintas, sendo a primeira a colonização do substrato, caracterizada pelo crescimento micelial (fase vegetativa), através de divisão celular. Este período dura de 20 a 30 dias e deve transcorrer sem iluminação. Após a colonização do substrato pelo micélio e em função da presença de luz, maior aeração e em alguns casos choque térmico, ocorre a indução dos primórdios frutíferos (fase reprodutiva), que são pequenas saliências de cerca de um milímetro, que em 3 a 4 dias podem ser colhidos (MADAN *et al.*, 1987).

O gênero *Pleurotus* cresce em uma ampla variedade de resíduos agroflorestais, tais como serragem, palhas de cereais, milho, bagaço de cana-de-açúcar, resíduo de café, folhas de bananeira, resíduo de agave, polpa de soja, etc., de forma a utilizar produtivamente o resíduo orgânico antes de sua decomposição natural no solo (CHANG e MILES, 2004). Para seu desenvolvimento, manutenção e reprodução necessitam fontes de carbono e nitrogênio. Utilizam diferentes carboidratos, carboidratos simples, como a glicose, dissacarídeos como a sacarose e a maltose, podendo armazenar substâncias de reserva como carboidratos e lipídeos em seu micélio. Fontes orgânicas e inorgânicas de nitrogênio como sais de amônio, nitratos, peptonas são necessários para seu crescimento. Sais minerais como sulfatos e fosfatos, nutrientes como ferro, zinco, manganês, cobre, molibdênio e cálcio são exigidos em menor quantidade para o seu crescimento (WEBSTER, 1980; ARORA *et al.*, 1992). A relação carbono/nitrogênio (C/N) do substrato para o cultivo do cogumelo é extremamente importante, sendo que a relação C/N ideal no cultivo de espécies de *Pleurotus* em substrato esterilizado é entre 20 a 50:1 (EIRA, 2004), pois proporcionam bom desempenho micelial e condições de produção de basidiocarpos (TONINI, 2004).

Geralmente os resíduos lignocelulósicos são misturados a outras fontes nutricionais, buscando aumentar o teor de nitrogênio, com destaque para os farelos e ureia, aumentando assim, o tempo de preparo e os custos de produção (MOLENA, 1989; LI *et al.*, 2001; MODA *et al.*, 2005). Outras misturas já foram encontradas na

literatura, resíduos de fibra de coco com polpa de café (GONZÁLEZ *et al.*, 1993), folhas e bainhas de pupunheira (DUPRAT *et al.*, 2015), bagaço de malte com serragem (GREGORI *et al.*, 2008), bagaço de cana-de-açúcar e palha de arroz (NASCIMENTO *et al.*, 2008) e bagaço de malte e folhas de bananeira (SCHULZ, 2016). Foi constatado por Westphal (2017) que a adição de 5% de farelo de arroz aumenta a perda de matéria orgânica por *Pleurotus sajor-caju* nos resíduos provenientes de indústria de extração de aromas (guaraná e mate).

O inóculo sólido ou “spawn”, é constituído por um suporte sólido, onde se inocula o micélio fúngico, preparado sob condições assépticas (BONATTI, 2001). De acordo com alguns autores (HESELTIME, 1987; ABE *et al.*, 1992) neste processo podem ser utilizados como suporte sólido diversos grãos como de centeio, arroz, trigo, painço e sorgo, mas Abe *et al.* (1992) citam que os melhores resultados foram obtidos com os grãos de arroz e de trigo.

1.5 BIOCAMPÓSITOS FÚNGICOS

Compósito é um material sólido resultante de duas ou mais substâncias diferentes, cada uma com suas características, que quando combinadas formam uma substância na qual as propriedades, para determinada aplicação, são superiores às dos componentes individuais. O termo compósito refere-se a um material estrutural (matriz) dentro do qual é incorporado um material fibroso (reforço). A combinação fibra-matriz reduz o potencial de fratura no material, pois, a matriz atua como ligante protegendo as fibras de danos físicos (COMPOSITE MATERIAL, 2017, *web*).

Biocompósito refere-se a materiais compósitos cujo uma ou mais das fases constituintes são derivadas de origens biológicas. O desenvolvimento de materiais biocompósitos teve início no final de 1980, sendo constituído tradicionalmente de uma matriz de polímeros sintéticos (derivados de petróleo) reforçados com fibras vegetais (MOHANTY *et al.*, 2000; JOHANSSON *et al.*, 2012; LILIVELT *et al.*, 2015).

Devido à baixa reatividade química, os polímeros petroquímicos são essencialmente inertes e não biodegradáveis, podendo assim resultar em impactos negativos ao meio ambiente quando descartados de forma incorreta (ZIEGLER *et al.*, 2016).

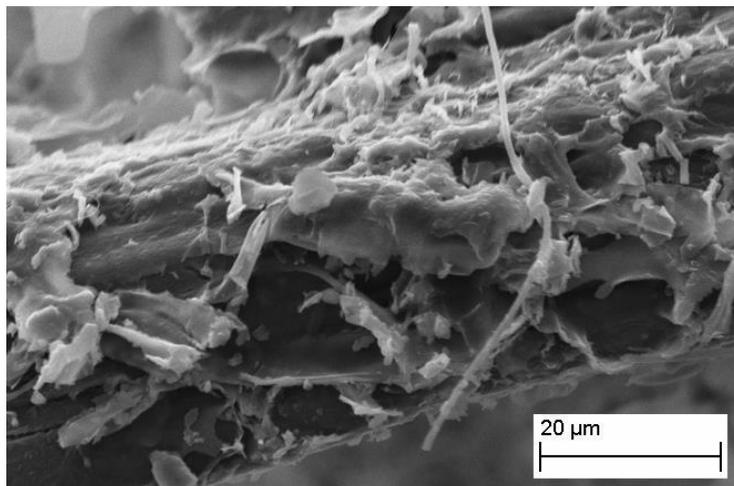
Um material só pode ser considerado biodegradável quando todas as fases constituintes são também biodegradáveis. Isso geralmente ocorre nos biocompósitos que são formados de matriz e reforço provenientes de fontes naturais, proporcionando assim, benefícios ambientais em relação ao descarte desses materiais após o uso. Como exemplo de matriz de polímeros naturais têm-se os polissacarídeos derivados de celulose, amido e ácido láctico. Em relação ao material de reforço, as fibras lignocelulósicas possuem vantagens quando comparadas aos materiais de reforço tradicionais, pois possuem baixo custo, baixa densidade, alta tenacidade, proporcionam desgaste reduzido da ferramenta, facilidade de separação e biodegradabilidade (MOHANTY *et al.*, 2000).

Os biocompósitos baseados em materiais naturais são uma das áreas emergentes na ciência de polímeros (YANG *et al.*, 2017). O aumento de estudo desses materiais se dá principalmente por serem materiais biodegradáveis e assim possuem a possibilidade de compostagem sendo no final de seu ciclo de vida, devolvidos ao solo, transformando-se em nutrientes, oferecendo uma alternativa sustentável ao uso de plásticos à base de petróleo (JOHANSSON *et al.*, 2012; ZIEGLER *et al.*, 2016).

Referindo-se às propriedades mecânicas para obtenção de um biocompósito de alta qualidade deve haver uma boa adesão fibra-matriz (MOHANTY *et al.*, 2000). Nesse sentido, em relação aos biocompósitos fúngicos, a parte vegetativa do fungo, o micélio, atua como matriz ligando as partículas do substrato em que é cultivado (LILIVELT *et al.*, 2015).

O crescimento do micélio fúngico no biocompósito forma uma rede de hifas (Figura 4), composta principalmente de quitina, na qual atua ligando as partículas do substrato e forma uma matriz tridimensional. Ao final do processo de produção do biocompósito, o micélio é inativado (morto) por tratamento térmico. A estrutura do micélio possui crescimento rápido e seguro, tendo assim potencial de uso como matriz para confecção de materiais para diversas aplicações (BAYER, 2010 *apud* ZIEGLER *et al.*, 2016; YANG *et al.*, 2017).

Figura 4 – Micrografia obtida por microscopia eletrônica de varredura de hifas miceliais crescendo em uma fibra natural.



Fonte: Jiang *et al.*, 2013 *apud* Jiang *et al.*, 2016.

Os biocompósitos fúngicos são materiais seguros porque possuem alta resistência à radiação ultravioleta, resistência química, resistência à oxidação e à temperatura. Também, o uso do tecido vegetativo do fungo inativado antes da formação dos basidiocarpos impede a formação de esporos, que são possíveis agentes alérgicos (JIANG *et al.*, 2017).

Os materiais biocompósitos fúngicos são, portanto, cultivados ao invés de serem fabricados ou sintetizados (YANG *et al.*, 2017). A matéria-prima utilizada para a obtenção de um bicomposto baseado em micélio é de baixo custo, pois consiste no emprego de resíduos/subprodutos agrícolas ou agroindustriais (TRAVAGLINI *et al.*, 2013). O processo de produção do biocomposto fúngico em resíduos agrícolas é uma tecnologia patenteada pela Ecovative Design LLC fundada em 2007 e situada em Nova York (BAYER *et al.*, 2008; ECOVATIVE, 2017, *web*).

Os biocompósitos fúngicos são considerados uma nova categoria de materiais e o método estabelecido para produzi-los envolve adaptações do cultivo de cogumelos. A primeira etapa de produção consiste na criação de um *habitat* para o fungo, assim, o substrato é preparado em um molde, o qual é esterilizado e inoculado com micélio fúngico. O cultivo ocorre até o estabelecimento das hifas em todo o substrato, após essa etapa o crescimento do micélio é interrompido por tratamento térmico tornando o material utilizável (MONTALTI, 2014 *apud* LILIVELT *et al.*, 2015). De acordo com Johansson *et al.* (2012) os biocompósitos fúngicos são potenciais meios para o desenvolvimento de materiais renováveis de alto desempenho para

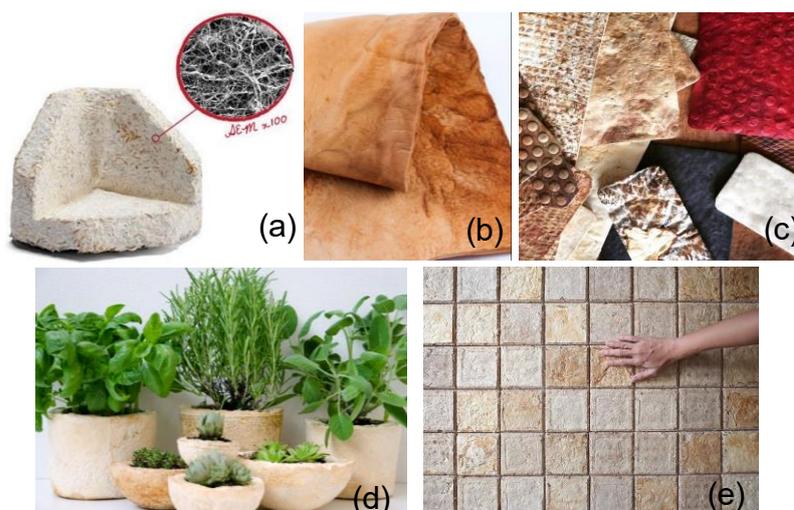
aplicação na indústria de embalagens. Tais aplicações são possíveis porque esses materiais apresentam boa resistência a compressão, baixa absorção de água, boa estabilidade térmica, utilizando grandes quantidades de resíduos lignocelulósicos agrícolas e agroindustriais (HOLT *et al.*, 2012).

O substrato utilizado para o cultivo de biocompósitos fúngicos pode ser qualquer material rico em celulose, pois os fungos, diferentemente de outros organismos vivos, podem quebrar a celulose em glicose, indicando assim que crescem rapidamente no substrato evitando a competição com outros organismos (WÖSTEN 2014 *apud* LILIVELT *et al.*, 2015). Outra vantagem de se utilizar esse substrato lignocelulósico é que o alto teor de celulose prevê uma maior resistência à tração, pois em nível molecular as fibras naturais são compostas de celulose rígida embutida em uma matriz de lignina (FARUK, *et al.*, 2012; SATYANARAYANA *et al.*, 2009).

Algumas empresas e projetos ao redor do mundo investem na produção de biocompósitos confeccionados por meio do crescimento de micélios fúngicos. As propriedades dos produtos são distintas e vão de acordo com a solicitação mecânica requerida para cada aplicação.

A empresa Ecovative, por exemplo, comercializa produtos estruturais como o *Myco Board* que se assemelha à madeira e o *Myco Foam* (Figura 5 (a)) para substituição de embalagens de poliestireno expandido (EPS – Isopor®). A Grado Zero Space, empresa situada na Itália, comercializa artigos de biocompósitos de *Phellinus ellipsoideus* com aspecto de couro (Figura 5 (b)). A MycoWorks, nos EUA, também produz materiais têxteis à base de micélio (Figura 5 (c)). Três linhas de produtos de biocompósitos fúngicos são comercializados na Mogu, na Itália: *Box* - materiais de embalagem substitutos de Isopor®; *Garden* - fabricação de vasos para distribuição de plantas (Figura 5 (d)) e *Home* - materiais para construção civil. A Mycotech, na Indonésia, é especializada na produção de tijolos à base de micélio (Figura 5 (e)). No Quadro 2 estão listadas as empresas que fabricam biocompósitos fúngicos com uma breve descrição de seus produtos.

Figura 5 – Produtos confeccionados com biocompósitos fúngicos comercializados industrialmente.



Fonte: (a) Ecovative, 2017; (b) Grado Zero Espace, 2017; (c) MycoWorks, 2017; (d) Mogu, 2017 e (e) Mycotech, 2017.

Quadro 2 – Empresas produtoras de biocompósitos fúngicos.

Empresa	Descrição	Cidade País
Ecovative (ECOVATIVE, 2017, web)	Produtos comercializados: Myco Board: se assemelha a madeira e pode ser utilizada em peças de decoração e construção. Myco Foam: espuma para substituir o Isopor® em embalagens (Figura 5 (a)). Kit GIY <i>Grow It Yourself</i> (faça você mesmo) para confecção de um produto pelo próprio cliente.	Nova York EUA
Grado Zero Espace (GRADO Zero Espace, 2017, web)	Empresa que fabrica artigos com aspecto de “couro”, a partir de biocompósito de <i>Phellinus ellipsoideus</i> (Figura 5 (b)).	Florença Itália
MycoWorks (MYCOWORKS, 2017, web)	Empresa especializada em fazer tecido à base de micélio, um material que se assemelha ao couro (Figura 5 (c)).	São Francisco EUA
Mogu (MOGU, 2017, web)	Empresa que comercializa as linhas de produto: MOGU-Box linha de produtos de materiais de embalagem substitutos de Isopor®. MOGU-Garden dedicada à produtos para produção e distribuição de plantas: vasos baseados em micélio (Figura 5 (d)). A MOGU-Home os produtos incluem painéis isolantes térmicos, painéis isolantes acústicos, telhas decorativas para interior ou exterior, módulos de materiais de construção, bem como madeiras de engenharia.	Inarzo Itália
Mycotech (MYCOTECH, 2017, web)	Empresa dedicada à produção de materiais para construção: tijolos à base de micélio (Figura 5 (e)).	Bandung Indonésia
Spawnfoam (SPAWNFOAM, 2017, web)	Empresa de biotecnologia fundada em 2017 que ainda não possui produtos definidos para comercialização.	Vila Real Portugal

Um maior número de projetos de *design* utilizando esses biocompósitos estão situados na Europa como o Myco-Morphs do BioCentric Design Group (Figura 6 (a)), o Growing Design do Materials Experience Lab (Figura 6 (b)) e o Myx (Figura 6 (c)). O projeto Vivorium (Figura 6 (d)) está situado nos EUA. Uma breve descrição dos projetos que utilizam biocompósitos está listada no Quadro 3.

Figura 6 – Projetos de *designers* que utilizam biocompósitos fúngicos.



Fonte: (a) Mycomorphs, 2017; (b) Materials Experience Lab, 2017; (c) Myx, 2017 e (d) Vivorium, 2017.

Quadro 3 – Projetos baseados em biocompósitos fúngicos.

Projetos	Descrição	Cidade País
BioCentric Design Group Myco-Morphs (MYCOMORPHS, 2017, <i>web</i>)	Projeto de <i>design</i> que utiliza PLA biodegradável impresso em 3D como molde temporário para o crescimento do micélio, podendo assim formar objetos com geometrias complexas (Figura 6 (a)).	Barcelona Espanha
Materials Experience Lab - Growing Design (MATERIALS Experience Lab, 2017, <i>web</i>)	Um grupo de <i>designers</i> que explora os biocompósitos para a confecção de diversos produtos (Figura 6 (b)).	Holanda
Myx (MYX, 2017, <i>web</i>)	Projeto do <i>designer</i> Jonas Edvard produção de diversos objetos (Figura 6 (c)) utilizando biocompósitos dentre eles uma luminária.	Copenhague Dinamarca
Vivorium (VIVORIUM, 2017, <i>web</i>)	Projeto da <i>designer</i> Ali Schachtschneider, desenvolveu um calçado a partir de biocompósitos fúngicos (Figura 6 (d)).	Nova York EUA

Na literatura, trabalhos recentes relatando o cultivo de biocompósitos fúngicos têm sido descritos, conforme observado no Quadro 4. Holt *et al.* (2012) empregaram resíduo de algodão inoculado com *Ganoderma* sp. e verificaram que esse material atingiu características semelhantes ao poliestireno. Arifin e Yusuf (2013), Pedri (2014), Ziegler *et al.* (2016) e Jones *et al.* (2017) também cultivaram biocompósitos fúngicos para aplicação como substituintes do poliestireno utilizando como substrato resíduos agroindustriais diversos (cascas de arroz, grãos de trigo, resíduo de processamento de pupunha e de algodão).

Lascas de carvalho vermelho e o fungo *Ganoderma lucidum* constituíram o biocompósito estudado por Travaglini *et al.* (2013) exibindo propriedades mecânicas promissoras para aplicação desse material como substituto de polímeros derivados de petróleo. Lilivelt *et al.* (2015), Attias *et al.* (2017) e Yang *et al.* (2017) também utilizaram resíduos de madeira como substratos para seus biocompósitos fúngicos empregando micélios de gêneros diferentes.

Attias *et al.* (2017) verificam os parâmetros de crescimento de 4 espécies fúngicas em 5 substratos diferentes (serragens) a fim de selecionar a melhor condição de crescimento para desenvolver um biocompósito.

Biocompósitos fúngicos para composição de placas de isolamento acústico foram cultivados por Pelletier *et al.* (2017) usando como substrato resíduos de algodão, palha de arroz, talos de sorgo, talos de milho e kenaf. As placas de biocompósitos mostraram-se uma alternativa viável, em termos de absorção acústica, para substituição de MDF (painel de fibra de média densidade) e OSB (painel de fibras orientadas) comumente empregados em isolamento acústico.

Haneef *et al.* (2017) utilizaram os fungos *Ganoderma lucidum* e *Pleurotus ostreatus* cultivados nos substratos de celulose e celulose/batata-dextrose para obtenção de filmes hidrofóbicos a base de micélio.

Quadro 4 – Trabalhos realizados com biocompósitos fúngicos.

Ano	Referência	Substrato, espécie fúngica e aplicação do biocompósito
2012	Holt <i>et al.</i>	Substrato: resíduo do processamento de algodão, amido e gesso. Fungo: <i>Ganoderma</i> sp. (dois tipos de inóculo sólido e líquido). Aplicação: substituição do poliestireno na confecção de embalagens.
2013	Arifin e Yusuf	Substrato: casca de arroz e grãos de trigo. Fungo: não citado. Aplicação: substituição do poliestireno.
	Travaglini <i>et al.</i>	Substrato: lascas de carvalho vermelho (<i>Quercus kelloggii</i>). Fungo: <i>Ganoderma lucidum</i> . Aplicação: não citado.
2014	Jiang <i>et al.</i>	Substrato: cânhamo e hibiscos reforçados com fibras têxteis naturais. Fungo: não citado. Aplicação: estruturas sanduíche de biocompósito.
	Nikolov e Pashov	Substrato: grãos de trigo. Fungo: não citado. Aplicação: material de construção.
	Pedri	Substrato: resíduo sólido do processamento de palmito de pupunha (bainha). Fungo: <i>Lentinula edodes</i> . Aplicação: substituição ao poliestireno expandido.
2015	Lilivelt <i>et al.</i>	Substrato: resíduo de cânhamo e lascas de madeira. Fungos: <i>Coriolus versicolor</i> e <i>Pleurotus ostreatus</i> . Aplicação: não citada.
2016	Jiang <i>et al.</i>	Substrato: não citado. Fungo: não citado. Aplicação: análise de custos na fabricação de biocompósitos.
	Jiang <i>et al.</i>	Substrato: não citado. Fungo: não citado. Aplicação: fabricação de um bicompósito reforçado com tecidos
	Ziegler <i>et al.</i>	Substrato: subprodutos de algodão e cânhamo, reforçado com tecido natural. Fungo: não citado. Aplicação: material de embalagem substituto ao poliestireno expandido.
2017	Attias <i>et al.</i>	Substrato: serragem de eucalipto, carvalho, pinho, macieira e videira. Fungos: <i>Pleurotus pulmonarius</i> , <i>P. ostreatus</i> , <i>P. salmoneostramineus</i> e <i>Aeegerita agrocibe</i> . Aplicação: materiais potenciais para utilização em arquitetura e <i>design</i> industrial.
	Bajwa <i>et al.</i>	Substrato: kenaf, cânhamo e milho. Fungos: <i>Daedaleopsis confragosa</i> , <i>Ganoderma resinaceum</i> e <i>Trametes versicolor</i> . Aplicação: não citada.
	Haneef <i>et al.</i>	Substrato: celulose e celulose/batata-dextrose. Fungos: <i>Ganoderma lucidum</i> e <i>Pleurotus ostreatus</i> Aplicação: filmes de micélio.
	Jiang <i>et al.</i>	Substrato: não citado. Fungo: não citado. Aplicação: fabricação de bicompósito reforçado com tecidos naturais.
	Jones <i>et al.</i>	Substrato: casca de arroz. Fungo: <i>Trametes versicolor</i> . Aplicação: substituição ao poliestireno expandido.
	Pelletier <i>et al.</i>	Substrato: resíduos de algodão, palha de arroz, talos de sorgo e milho e kenaf. Fungo: Basidiomicetos. Aplicação: placas acústicas, substituição de MDF e OSB.
	Yang <i>et al.</i>	Substrato: serragem de bétula do alasca (<i>Betula neoalaskana</i>), grão de milho, farelo de trigo, fibra natural e sulfato de cálcio. Fungo: <i>Irpex lacteus</i> . Aplicação: material isolante para construção.

2 MATERIAL E MÉTODOS

2.1 MICRORGANISMO E MANUTENÇÃO

A espécie *Pleurotus sajor-caju* utilizada foi obtida da Coleção de Culturas de Basidiomicetos do Instituto de Botânica (São Paulo/SP) sob o código CCB 019. A linhagem foi mantida em placas de Petri contendo o meio TDA (trigo, dextrose e ágar) (FURLAN *et al.*, 1997).

O meio TDA foi constituído por extrato de trigo, 20 g/L de dextrose e 15 g/L de ágar. O extrato de trigo foi obtido através do cozimento, por 10 minutos, de grãos de trigo em água destilada na proporção 1:2 (grãos de trigo: água, m/v). O meio foi esterilizado em autoclave (QUIMIS Q-290-23) por 20 minutos a 121 °C e 1 atm e em câmara de fluxo laminar (PACHANE PA420), foi adicionado ainda quente em placas de Petri. O resfriamento das placas ocorreu sob luz ultravioleta (UV) por 30 minutos, logo após foram vedadas (*Parafilm M*®) e incubadas a 30 ± 2 °C, por 7 dias para possíveis descartes em caso de contaminações. Posteriormente, cada placa foi inoculada com um disco de ágar (Ø= 12 ± 1 mm) contendo a espécie fúngica proveniente de uma cultura prévia. As placas foram incubadas na ausência de luz, em uma estufa bacteriológica (TECNAL TE-392/1 MP), a 28 ± 2 °C até a completa colonização da placa pelo micélio fúngico (cerca de 7 dias). Após a colonização, as placas contendo o micélio foram armazenadas sob refrigeração (4 °C) e os repiques foram realizados a cada 3 meses.

2.2 PREPARO DO INÓCULO (*Spawn*)

O inóculo consistiu de grãos de trigo colonizados com micélio de *Pleurotus sajor-caju* preparado conforme metodologia descrita por Bonatti *et al.* (2004). Os grãos de trigo foram lavados em água corrente e cozidos por 10 minutos (após início da fervura) em água destilada na proporção 1:2 (grãos de trigo: água, m/v). O extrato proveniente do cozimento foi drenado e utilizado na produção do meio TDA (item 2.1) e os grãos foram suplementados com carbonato de cálcio (CaCO₃) e sulfato de cálcio (CaSO₄) nas proporções de 0,35% e 1,3%, respectivamente, em relação a massa de

grãos de trigo secos. A adição destes componentes tem a finalidade de manter o pH ligeiramente alcalino e deixar os grãos descompactados. Em seguida, os grãos foram embalados (250 g de grãos de trigo por pacote de polipropileno 20 x 30 cm), fechados com um respiro de espuma para facilitar a troca gasosa e, então, foram esterilizados em autoclave (QUIMIS 9298-26) a 121 °C e 1 atm por 1 hora. Após a esterilização e resfriamento e em câmara de fluxo laminar (PACHANE PA420), cada pacote foi inoculado com 3 discos do meio TDA ($\varnothing = 12 \pm 1$ mm) contendo o micélio fúngico de *P. sajor-caju* CCB 019. Após a inoculação, os pacotes foram incubados em estufa bacteriológica (TECNAL TE-392/1 MP), a 28 ± 2 °C em ausência de luz até a completa colonização da superfície do grão pelo micélio fúngico (cerca de 20 dias) (Figura 7). Por fim, estes foram armazenados sob refrigeração a 4 °C por um período máximo de 3 meses.

Figura 7 – Inóculo de *P. sajor-caju*: grãos de trigo colonizados com micélio.

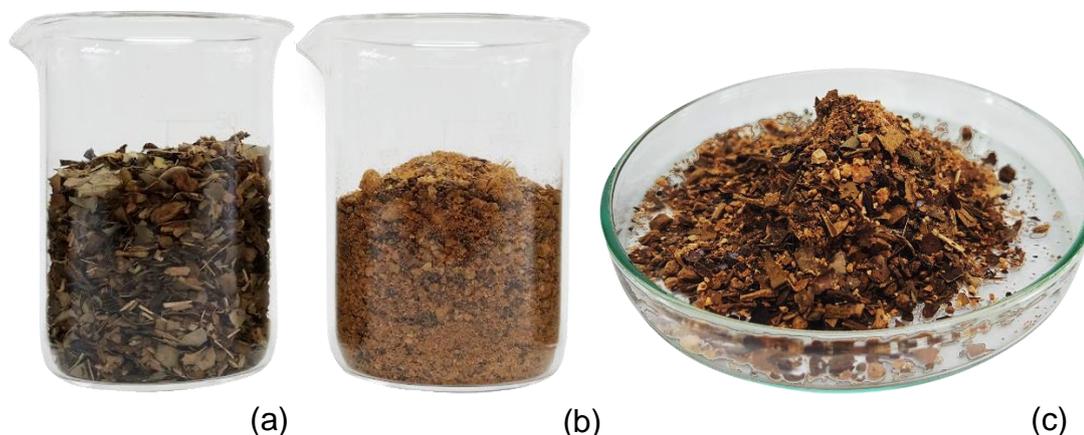


Fonte: Autor, 2017.

2.3 PRODUÇÃO DOS BIOCOMPÓSITOS

Os resíduos agroindustriais de erva-mate e guaraná, mostrados na Figura 8 (a) e (b), utilizados como substrato para os biocompósitos foram obtidos logo após o processo de extração de aromas por uma indústria alimentícia da região de Joinville.

Figura 8 – Resíduos de erva-mate (a), guaraná (b) e mistura de erva-mate e guaraná (1:1) (c).

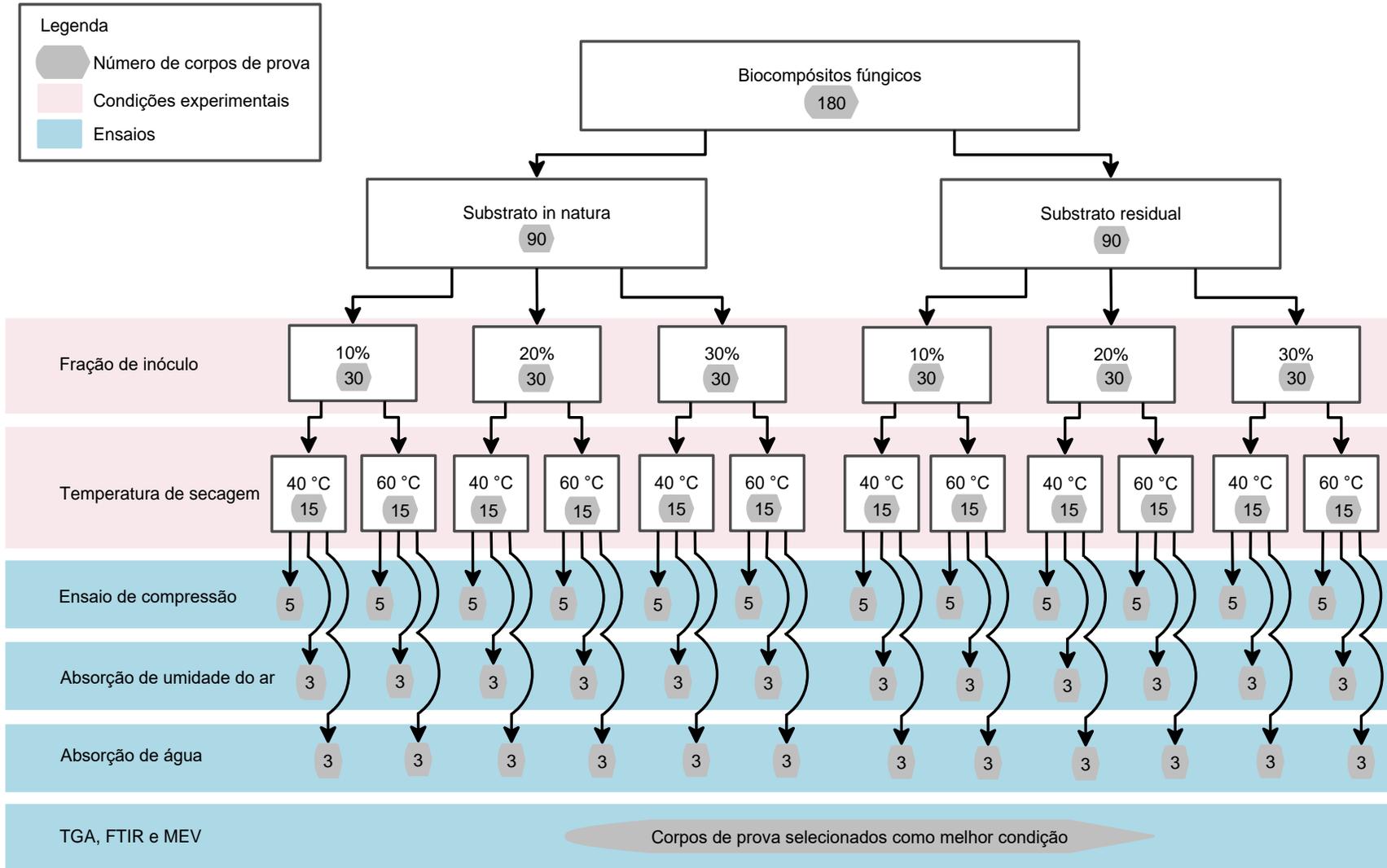


Fonte: Autor, 2017.

Westphal (2017) verificou que melhores resultados, em termos de parâmetros produtivos de basidiocarpos de *P. sajor-caju*, foram obtidos com a mistura de resíduos de erva-mate e guaraná na proporção (1:1) (massa em base seca). Essa proporção (Figura 8 (c)) foi utilizada para a produção das amostras dos biocompósitos denominados corpos de prova. Os corpos de prova foram produzidos utilizando o substrato de erva-mate e guaraná (1:1) em duas condições: *in natura* e residual.

Na Figura 9 é apresentado um fluxograma dos experimentos realizados nos biocompósitos fúngicos cultivados nos substratos *in natura* e residual.

Figura 9 – Fluxograma dos ensaios e condições experimentais realizados nos biocompósitos fúngicos e no EPS.



Fonte: Autor, 2018.

2.3.1 Substrato de erva-mate e guaraná *in natura*

O substrato de erva-mate e guaraná (1:1) foi embalado em saco rafia e imerso em água por 12 horas e escorrido por, cerca de 2 horas (MADAN *et al.*, 1987). À essa mistura foi adicionado 5% de farelo de arroz (WESTPHAL, 2017). Como esse substrato não foi submetido à produção de basidiocarpos será tratado aqui como substrato de erva-mate e guaraná *in natura*.

2.3.2 Substrato de erva-mate e guaraná residual

O resíduo de erva-mate e guaraná (1:1) com 5% de farelo de arroz foi utilizado para confecção dos biocompósitos após a produção de basidiocarpos de *Pleurotus sajor-caju*, sendo aqui chamado de substrato de erva-mate e guaraná residual, ou seja, após a colheita dos basidiocarpos, o substrato residual foi seco a 105 °C, despedaçado (esfarelado) e colocado em imersão da mesma forma que o substrato *in natura* (item 2.3.1) para então ser inoculado novamente no cultivo dos biocompósitos.

2.3.3 Preparo dos corpos de prova dos biocompósitos

Os substratos de erva-mate e guaraná (1:1) *in natura* e residual, preparados de acordo com o item 2.3.1 e 2.3.2, respectivamente, foram embalados em pacotes de polipropileno 28 x 40 cm e esterilizados em autoclave (QUIMIS 9298-26) a 121 °C e 1 atm por 1 hora. A quantidade da mistura em cada pacote foi de 150 g em relação à massa de substrato seco (WESTPHAL, 2017).

A inoculação foi realizada em câmara de fluxo laminar (PACHANE PA420) usando-se 10, 20 ou 30% de inóculo de *Pleurotus sajor-caju* em relação à massa de substrato seco. Foram preparados 4 pacotes de cada substrato para cada fração de inóculo, ou seja, 24 pacotes. Os pacotes foram incubados em estufa bacteriológica (TECNAL TE-392/1MP) a 30 ± 2 °C, na ausência de luz, até a completa colonização do substrato pelo micélio fúngico.

Os substratos colonizados foram triturados em miniprocessador de alimentos (BLACK & DECKER HC32P) até obter uma mistura homogênea. Em moldes plásticos cilíndricos (6 cm Ø) foi introduzido $15 \pm 0,5$ g (base seca) de substrato processado. Este foi compactado assepticamente, até atingir 2,5 cm de altura para obter-se os corpos de prova de acordo com a NBR 8082 (ABNT, 2016). Esse procedimento foi realizado em câmara de fluxo laminar. Tanto o miniprocessador quanto os moldes sofreram um tratamento asséptico com álcool 70% e permaneceram 15 minutos sob luz UV. Foram confeccionados 30 corpos de prova para cada substrato e fração de inóculo, totalizando 180 amostras. Os moldes foram fechados (Figura 10) e incubados em estufa bacteriológica (TECNAL TE-392/1MP) na ausência de luz, a 30 ± 2 °C, até recolonização e restabelecimento das hifas do micélio fúngico. Este tempo foi contabilizado para cada substrato e fração de inóculo utilizada.

Figura 10 – Moldes com o substrato processado antes da incubação.



Fonte: Autor, 2017.

2.3.4 Secagem dos corpos de prova

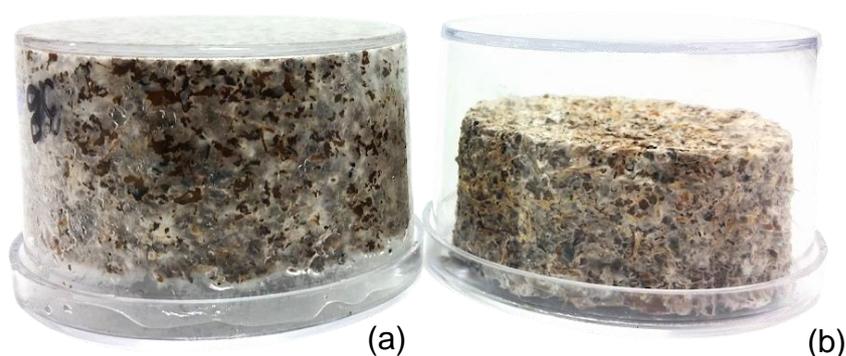
Após a completa colonização do substrato, os biocompósitos fúngicos foram secos em estufa com circulação forçada de ar (SHEL LAB 1370 FX) (Figura 11), na temperatura de 40 ou 60 °C. A massa inicial (M_i) foi anotada e medições de massa foram realizadas a cada 24 horas até obtenção da massa constante (M_f) ($\pm 0,01$ g). Com estes dados, curvas de secagem (massa x tempo) foram construídas e a velocidade inicial de secagem, de cada condição, foi obtida pela equação da fase linear da curva.

O teor de umidade (U%) foi determinado de acordo com a Equação (1).

$$U\% = \frac{M_i - M_f}{M_i} * 100 \quad (1)$$

Após secagem, os corpos de prova foram desenformados e armazenados em dessecador até serem utilizados nas análises do item 2.4.

Figura 11 – Biocompósito colonizado antes (a) e após secagem (b).



Fonte: Autor, 2017.

2.4 ANÁLISE DOS BIOCOMPÓSITOS

Nos corpos de prova o tempo de crescimento micelial foi determinado, a partir dos dias desde a inoculação até a completa colonização do substrato pelo micélio fúngico. As propriedades avaliadas foram teor de umidade, velocidade inicial de secagem, resistência à compressão, absorção de umidade do ar e absorção de água em três frações de inóculo (10, 20 e 30%) e em duas temperaturas de secagem (40 e 60 °C). Os biocompósitos definidos como melhor condição de processo (fração de inóculo e temperatura de secagem) em cada um dos substratos, *in natura* e residual, foram caracterizados pelas análises de microscopia eletrônica de varredura (MEV), análise termogravimétrica (TGA) e espectrometria no infravermelho com transformada de Fourier (FTIR).

2.4.1 Resistência à compressão

Realizou-se o teste de compressão em uma máquina universal de ensaios mecânicos (EMIC DL10000/700) de acordo com a NBR 8082 (ABNT, 2016) com célula de carga de 100000 N e velocidade de travessa de 5 mm/min. O teste foi realizado com 5 corpos de prova dos biocompósitos fúngicos preparados no item 2.3.3 e incluiu 5 amostras para referência de poliestireno expandido (EPS comercial, Isopor®) de massa específica de 10 kg/m³. Todas as amostras submetidas ao ensaio de compressão permaneceram, antes do ensaio, 40 horas a temperatura de 23 ± 2 °C e 50 ± 5% de umidade relativa e tiveram sua espessura e diâmetro em cada quadrante medida com paquímetro (DIGIMESS 100.001A) para obtenção de uma espessura média (espessura inicial) e diâmetro médio (para o cálculo da área da seção transversal). Conforme a norma NBR 8082 (ABNT, 2016), a tensão de compressão (σ_c), ou resistência à compressão, foi calculada em 10% de deformação, que representa a deformação máxima permitida para utilizações práticas, por meio da Equação (2) (ABNT, 2016), na qual se define a tensão como sendo a razão entre a força de compressão (F) e a área da seção transversal do corpo de prova (A_0).

$$\sigma_c = \frac{F}{A_0} \quad (2)$$

2.4.2 Absorção de umidade do ar

O teste de absorção de umidade do ar foi realizado em 3 corpos de prova de cada condição. Os corpos de prova foram mantidos em temperatura ambiente (21 - 27 °C) em placas de Petri (Figura 12) com a umidade relativa do ar monitorada, durante 30 dias, para a verificação, de forma visual, de possíveis contaminações por outros microrganismos. Neste período as amostras foram pesadas (3x por semana) e o percentual de absorção de umidade foi calculado de acordo com a Equação (3).

$$\text{AbsU}_{\text{ar}} \% = \frac{M_t - M_i}{M_i} * 100 \quad (3)$$

Onde M_i é a massa (g) inicial do biocompósito fúngico e M_t é a massa (g) medida a cada tempo de amostragem.

Figura 12 – Corpos de prova em placas de Petri submetidos ao ensaio de absorção de umidade do ar.



Fonte: Autor, 2017.

2.4.3 Absorção de água

O teste de absorção de água foi realizado em 3 corpos de prova de cada condição. Os corpos de prova foram submetidos aos ensaios de absorção de água, utilizando-se do método de imersão repetida ASTM D-570 98. Para tanto, cada corpo de prova teve sua massa mensurada, massa inicial, em balança analítica (SHIMADZU AY220). Os corpos de prova, então, foram imersos em água destilada, com pH 7 ± 1 , temperatura de 25 ± 1 °C, permanecendo cobertos por 25 ± 5 mm de água por 2 e 24 horas, para verificar a absorção de água. Em cada um dos tempos os corpos de prova foram retirados da água e com auxílio de papel absorvente o excesso de água foi removido. A massa foi medida para determinar o percentual de absorção de água, Equação (4).

$$\text{AA}\% = \frac{M_t - M_i}{M_i} \times 100 \quad (4)$$

M_t é a massa (g) do corpo de prova após os tempos de imersão em água e M_i é a massa inicial.

2.4.4 Microscopia eletrônica de varredura (MEV)

Utilizou-se a microscopia eletrônica de varredura (MEV) com a finalidade de observar a morfologia da superfície das amostras e comparar a formação do micélio fúngico na melhor condição definida para os substratos *in natura* e residual. Foram retiradas amostras pequenas (próximas de 3 a 5 mm, sem exatidão), recobertas com uma camada condutora de ouro e então analisadas em microscópio eletrônico de varredura de alta resolução, com efeito de campo (Field Emission Gun – FEG) marca Jeol, modelo JSM-6701F, aplicando voltagem de aceleração dos elétrons de 5 kV e magnificação das imagens de 25 à 2000 vezes. A análise foi realizada no Laboratório de Microscopia Eletrônica (LME) da UDESC.

2.4.5 Análise termogravimétrica (TGA)

A estabilidade térmica dos biocompósitos fúngicos definidos como a melhor condição nos substratos *in natura* e residual foi investigada pela análise termogravimétrica. A análise foi realizada em equipamento TGA-Q50 (TA Instruments). A razão de aquecimento foi de 10 °C/min, partindo de 25 a 600 °C em atmosfera de nitrogênio (vazão de 60 mL/min). Esta análise foi realizada no Laboratório de Materiais da Universidade da Região de Joinville – UNIVILLE e os parâmetros experimentais foram ajustados no software TA Universal Analysis e representados graficamente para interpretação.

2.4.6 Espectrometria no infravermelho com transformada de Fourier (FTIR)

Os espectros no infravermelho com transformada de Fourier (FTIR) dos biocompósitos fúngicos definidos como melhor condição dos substratos *in natura* e residual foram realizados para avaliação dos grupos químicos presentes nas amostras. Também foram analisados os espectros de erva-mate, guaraná e do micélio de *Pleurotus sajor-caju*. Todas as amostras foram maceradas em um almofariz de ágata. Os espectros foram obtidos por um espectrofotômetro equipado com acessório de reflexão total atenuada (ATR), com cristal de diamante, marca Perkin Elmer,

modelo Frontier. A faixa de análise foi de 4000 a 600 cm^{-1} , ângulo de incidência de 45°, resolução de 4 cm^{-1} e um total de 32 varreduras por amostra. As análises foram realizadas no Laboratório de Materiais da UNIVILLE.

2.5 ANÁLISE ESTATÍSTICA

Os dados obtidos nos itens 2.4.1, 2.4.2 e 2.4.3 foram analisados pelo teste estatístico para rejeição de valores desviantes (Teste Q de Dixon), sendo aceitos ou não (RORABACHER, 1991). Foram também submetidos à análise de variância dos valores médios das amostras, através do Teste Tukey com nível de significância de 5% (ANOVA).

3 RESULTADOS E DISCUSSÕES

3.1 AVALIAÇÃO DOS BIOCOMPÓSITOS COM SUBSTRATO *IN NATURA*

Foram produzidos corpos de prova no substrato *in natura* com a mistura 50% erva-mate e 50% guaraná, com 10, 20 e 30% de inóculo. Não foi possível identificar diferenças visuais entre os corpos de prova produzidos com 10, 20 ou 30% de inóculo no substrato *in natura* (Figura 13). Após uma análise visual dos corpos de prova evidenciou-se uma similaridade entre os percentuais de inóculo utilizados.

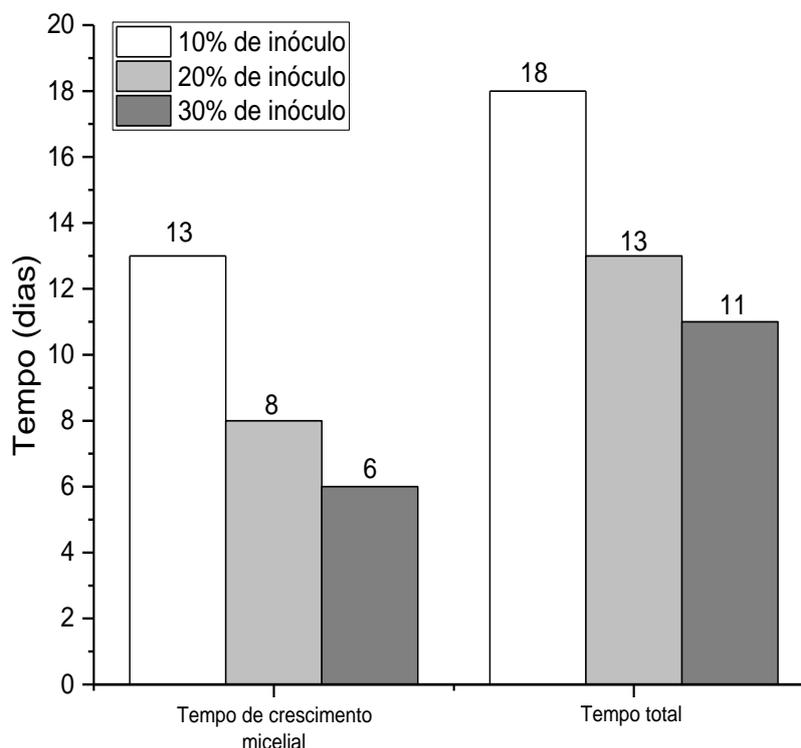
Figura 13 – Corpos de prova do material biocompósito produzidos no substrato *in natura* com os teores de 10 (a), 20 (b) e 30% (c) de inóculo.



Os tempos de crescimento micelial e o tempo total de processo envolvido na produção dos corpos de prova do material biocompósito estão apresentados na Figura 14. O tempo de crescimento micelial, ou seja, o tempo necessário para a completa colonização dos pacotes, foi 13, 8 e 6 dias para os percentuais de 10, 20 e 30% de inóculo, respectivamente.

Após o resíduo colonizado pelo micélio fúngico ter sido triturado e distribuído nos moldes, o tempo de colonização para restabelecimento das hifas no biocompósito foi o mesmo (5 dias), para todos os percentuais de inóculo. Assim, o tempo total do processo de produção dos corpos de prova no substrato *in natura* foi de 18, 13 e 11 dias para os percentuais de 10, 20 e 30%, respectivamente.

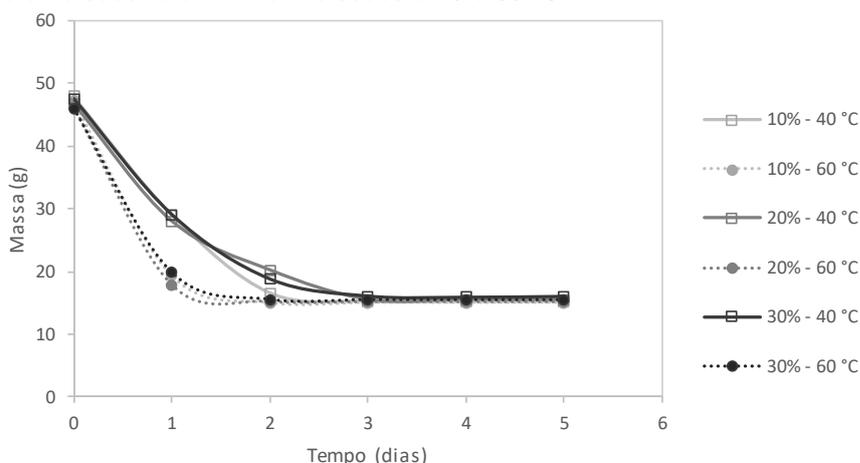
Figura 14 – Tempo de crescimento micelial e tempo total do processo de produção dos corpos de prova do material biocompósito no substrato *in natura* com 10, 20 ou 30% de inóculo.



O tempo total de produção dos corpos de prova não só foi maior para a condição de 10%, como teve, também, uma diferença de tempo maior quando se compara 10 e 20% (5 dias) e 20 e 30% (2 dias), estes valores confirmam que quanto menor o teor de inóculo maior o tempo necessário para crescimento.

No entanto, os corpos de prova devem ser desidratados, para cessar o crescimento fúngico e as temperaturas de secagem de 40 e 60 °C foram testadas. Na análise das curvas de secagem (Figura 15), observa-se que a fração de inóculo (10, 20 ou 30%) utilizada na produção dos corpos de prova não influenciou na velocidade inicial de secagem, que pode ser observada, também na Tabela 1. Ainda, na Tabela 1, observa-se os teores de umidade dos corpos de prova antes da secagem e verifica-se que, independentemente da fração de inóculo e das temperaturas de secagem utilizadas todos apresentaram teor de umidade em torno de 67%.

Figura 15 – Curvas de secagem, massa (g) x tempo (dias), dos biocompósitos produzidos com 10, 20 ou 30% de inóculo no substrato *in natura* e secos a 40 e 60 °C.



Analisando a velocidade inicial de secagem (Tabela 1) verifica-se que os corpos de prova secos a 60 °C obtiveram maior velocidade inicial de secagem, em relação aos corpos de prova secos a 40 °C. Uma maior velocidade de secagem é um parâmetro do processo que garante um menor tempo de secagem e consequentemente um menor tempo total de processo. Os corpos de prova secos a 60 °C levaram 2 dias para secarem enquanto que os corpos de prova secos a 40 °C, 3 dias.

Tabela 1 – Valores médios de teor de umidade inicial \pm dp (%), velocidade inicial de secagem \pm dp (g/dia) e tempo de secagem (dias) dos corpos de prova produzidos com 10, 20 e 30% de inóculo no substrato *in natura* e secos a 40 e 60 °C. Letras iguais nas colunas, significam médias sem diferença significativa pelo teste de Tukey com nível de confiança de 95%.

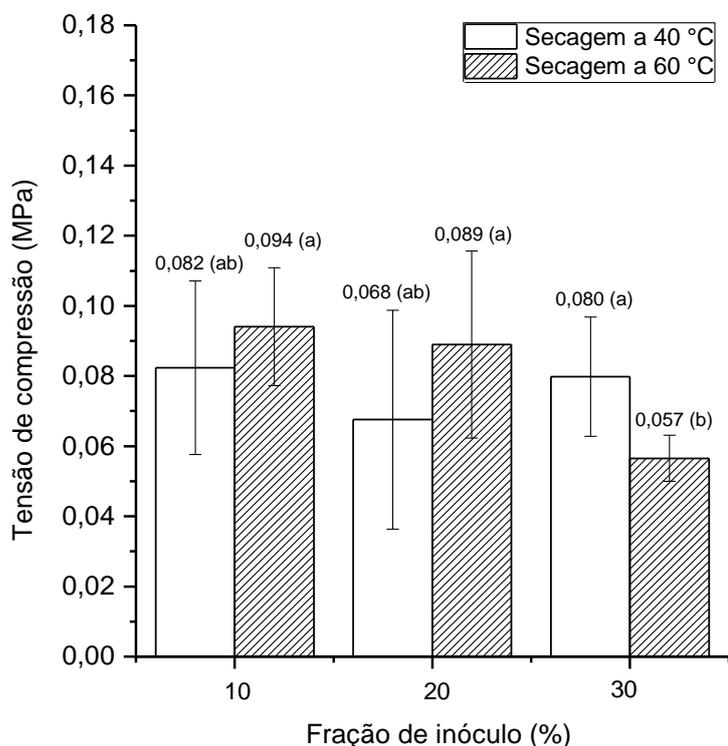
Teor de inóculo (%)	Temperatura de secagem (°C)	Teor de umidade inicial (%)	Velocidade inicial de secagem (g/dia)	Tempo de secagem (dias)
10	40	68,10 \pm 1,49 a	20,36 \pm 3,11 b	3
10	60	68,17 \pm 1,28 a	27,72 \pm 1,32 c	2
20	40	66,98 \pm 1,58 a	20,10 \pm 3,72 b	3
20	60	67,25 \pm 2,84 a	28,46 \pm 2,67 c	2
30	40	66,47 \pm 0,85 a	22,32 \pm 1,66 b	3
30	60	66,36 \pm 1,42 a	26,13 \pm 1,69 c	2

Analisando-se os tempos de produção dos corpos de prova (Figura 14) e os tempos de secagem (Tabela 1) observa-se que a condição que utilizou 30% de inóculo e secagem a 60 °C, apresentou um menor tempo total de produção dos corpos de prova (11 dias) e também um menor tempo de secagem (2 dias), resultando no menor

tempo global de processo (13 dias).

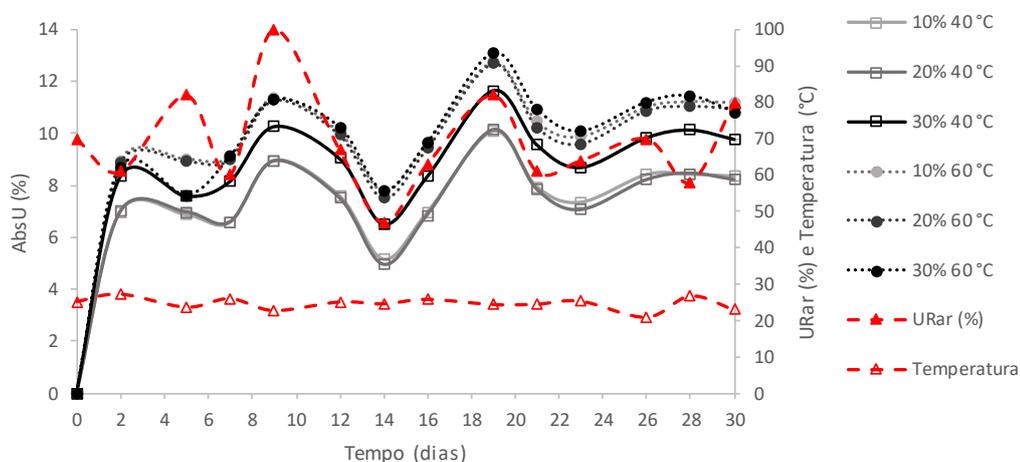
Quando se observa a Figura 16 verifica-se que os corpos de prova produzidos com 30% de inóculo e secos a 60 °C foram os que apresentaram a menor resistência à compressão (0,057 MPa), sem diferença significativa com os corpos de prova produzidos com 10% e 20% de inóculo secos a 40 °C. Os maiores resultados de tensão de compressão foram obtidos para os corpos de prova nas condições de 30% de inóculo secos a 40 °C (0,080 MPa), 20% de inóculo secos a 60 °C (0,089 MPa) e 10% de inóculo e secos a 60 °C (0,094 MPa). A tensão de compressão obtida para o poliestireno expandido (EPS) com massa específica de 10 kg/m³ foi de 0,044 MPa, esse valor é cerca de 29,5% menor que o valor apresentado para os corpos de prova produzidos com 30% de inóculo e secos a 60 °C. Deste modo, todos os biocompósitos obtiveram valores de tensão de compressão superiores aos do EPS.

Figura 16 - Tensão de compressão para os corpos de prova dos biocompósitos produzidos com 10, 20 ou 30% de inóculo no substrato *in natura* e secos a 40 e 60 °C. Letras iguais significam valores sem diferença significativa pelo teste de Tukey com nível de significância de 5%.



Para determinar, então, a melhor condição de produção dos biocompósitos no substrato *in natura*, 10% e 60 °C, 20% e 60 °C ou 30% e 40 °C, outros parâmetros envolvidos no processo como absorção de umidade do ar (Figura 17) e absorção de água (Figura 18), foram avaliados.

Figura 17 – Absorção de umidade do ar ($AbsU_{ar}$ %) por tempo de exposição (dias) dos biocompósitos produzidos com 10, 20 e 30% de inóculo no substrato *in natura* e secos a 40 e 60 °C. As linhas segmentadas com símbolo (\blacktriangle) e (\triangle) referem-se à medida da umidade relativa do ar e a temperatura ambiente, respectivamente, no momento da pesagem.

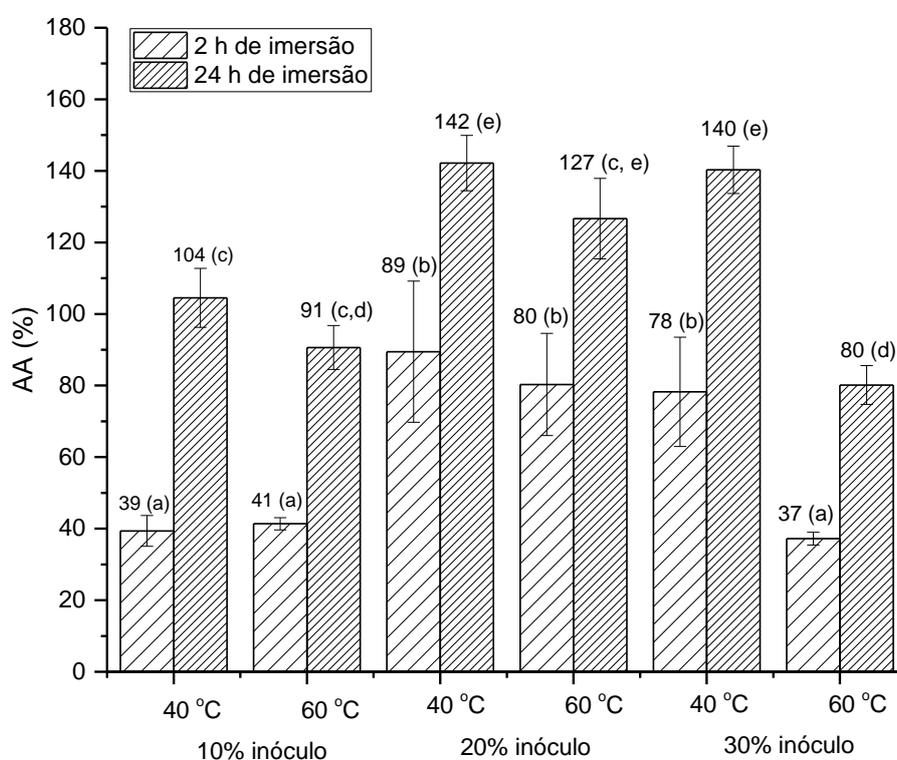


Na Figura 17 pode-se observar que houve absorção de umidade do ar em todos os corpos de prova testados no período de 30 dias de exposição desses biocompósitos em temperatura ambiente (21 - 27 °C). A umidade relativa do ar variou de 47% a 100% e o máximo de absorção de umidade do ar foi de 13,1% para condição de 30% de inóculo seco a 60 °C em 19 dias, apesar dessa absorção de umidade não houve nenhuma contaminação por microrganismos nos corpos de prova no período avaliado. Os biocompósitos secos a 60 °C absorveram maior umidade independentemente da fração de inóculo utilizada. Os que menos absorveram foram os secos a 40 °C produzidos com 10 e 20% de inóculo. Observa-se que todos os biocompósitos sofreram influência da umidade relativa do ar aumentando o percentual de absorção de umidade quando a umidade relativa do ar era mais elevada e diminuindo quando esta era menor. Observa-se ainda, que após 26 dias de exposição, parece haver uma estabilização da umidade nos corpos de prova dos biocompósitos, uma vez que se observa variação na umidade relativa do ar e não se observa esta mesma variação na absorção de umidade dos corpos de prova.

Quando se trata da imersão dos corpos de prova dos biocompósitos em água e tem-se o percentual de absorção de água, observa-se na Figura 18 que em 2 h de absorção os biocompósitos produzidos com 10% de inóculo secos a 40 ou 60 °C e os produzidos com 30% de inóculo e secos a 60 °C foram os que apresentaram menor absorção de água (39%, 41% e 37% respectivamente) . Estes mesmos biocompósitos apresentaram, após 24 horas de imersão, uma absorção de água de 104, 91 e 80%,

respectivamente, sem diferença significativa entre si. Os biocompósitos produzidos com 20% de inóculo secos a 40 ou 60 °C e os produzidos com 30% de inóculo secos a 40 °C apresentaram absorção de água mais elevada em 2 horas com 89, 80 e 78% (sem diferença estatisticamente significativa) e 24 horas com 142, 127 e 140%, respectivamente (sem diferença estatisticamente significativa).

Figura 18 – Absorção de água (AA%) em 2 e 24h de imersão dos biocompósitos produzidos com 10, 20 e 30% de inóculo no substrato *in natura* e secos a 40 e 60 °C. Letras iguais significam valores sem diferença significativa pelo teste de Tukey com nível de significância de 5%.

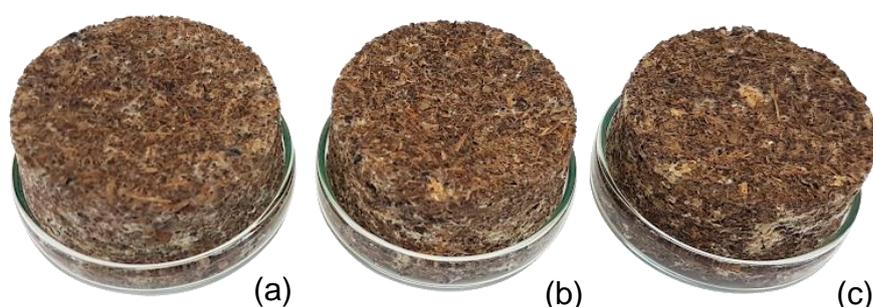


Com base nos resultados, como já observado na Figura 16, os biocompósitos produzidos no substrato *in natura* com 10 e 20% de inóculo e secos a 60 °C ou os produzidos com 30% de inóculo e secos a 40 °C, foram os que apresentaram maior resistência à compressão. No entanto, a condição de 30% de inóculo e secagem a 40 °C levou a uma maior absorção de água (Figura 18). Assim, a condição de 10% de inóculo e secagem a 60 °C foi a condição determinada para a produção de biocompósitos utilizando resíduos *in natura* de erva-mate e guaraná, com absorção de água de 91% (Figura 18), velocidade de secagem de 27,7 g/dia (Tabela 1) e tensão de compressão de 0,094 MPa (Figura 16) e tempo de crescimento micelial de 13 dias (Figura 14).

3.2 AVALIAÇÃO DOS BIOCOMPÓSITOS COM SUBSTRATO RESIDUAL

Foram produzidos corpos de prova com o substrato residual na mistura erva-mate e guaraná (1:1), com 10, 20 e 30% de inóculo. A densidade de massa micelial em volta de cada corpo de prova demonstrou-se similar entre os percentuais de inóculo utilizados, não sendo possível assim identificar diferenças visuais nas frações de 10, 20 ou 30% de inóculo (Figura 19).

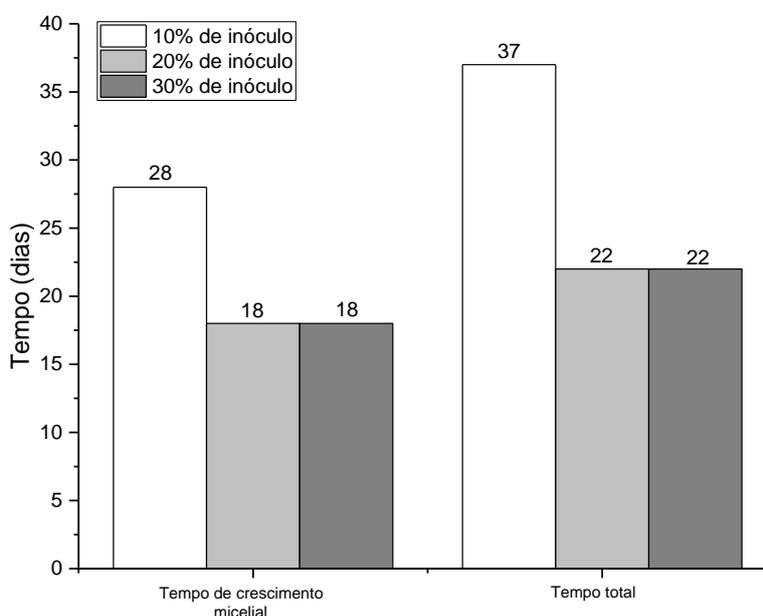
Figura 19 – Corpos de prova do material biocompósito produzidos no substrato residual com os teores de 10 (a), 20 (b) e 30% (c) de inóculo.



Na Figura 20 estão apresentados os tempos de crescimento micelial e tempo total de processo envolvidos no cultivo dos corpos de prova do material biocompósito no substrato residual. O tempo necessário para a completa colonização dos pacotes, tempo de crescimento micelial, foi de 28 dias para o percentual de inóculo de 10% e 18 dias para os percentuais de 20 e 30%.

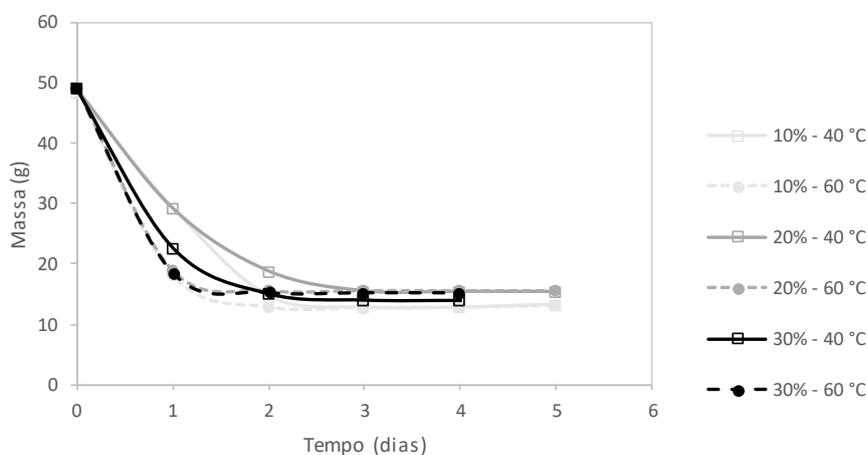
O tempo de recolonização das hifas no biocompósito com o substrato residual após o micélio fúngico ter sido triturado e distribuído nos moldes foi de 9 dias para o percentual de inóculo de 10% e 4 dias para os percentuais 20 e 30%. Assim, o tempo total do processo de produção dos corpos de prova foi de 37 dias para o percentual de 10% e 22 dias para os percentuais 20 e 30%.

Figura 20 – Tempo de crescimento micelial e tempo total do processo de produção dos corpos de prova do material biocompósito com 10, 20 ou 30% de inóculo no substrato residual.



Após o cultivo, os corpos de prova com o substrato residual foram desidratados nas temperaturas de secagem de 40 e 60 °C. Na análise das curvas de secagem (Figura 21), observa-se que a fração de inóculo (10, 20 ou 30%) utilizada na produção dos corpos de prova não influenciou na velocidade de secagem, que pode ser observada, também na Tabela 2. Ainda, na Tabela 2, observa-se os teores de umidade dos corpos de prova antes da secagem e verifica-se que, na fração de inóculo de 10% o teor de umidade é maior (cerca de 74%) em relação as frações de inóculo de 20% e 30% (cerca de 69%).

Figura 21 – Curvas de secagem, massa (g) x tempo (dias), dos biocompósitos produzidos com 10, 20 ou 30% de inóculo no substrato residual e secos a 40 e 60 °C.



Analisando a velocidade inicial de secagem (Tabela 2) verifica-se que os corpos de prova secos a 60 °C obtiveram maior velocidade inicial de secagem, em relação aos corpos de prova secos a 40 °C. Os corpos de prova secos a 60 °C levaram 2 dias para secarem enquanto que os corpos de prova secos a 40 °C, 3 dias.

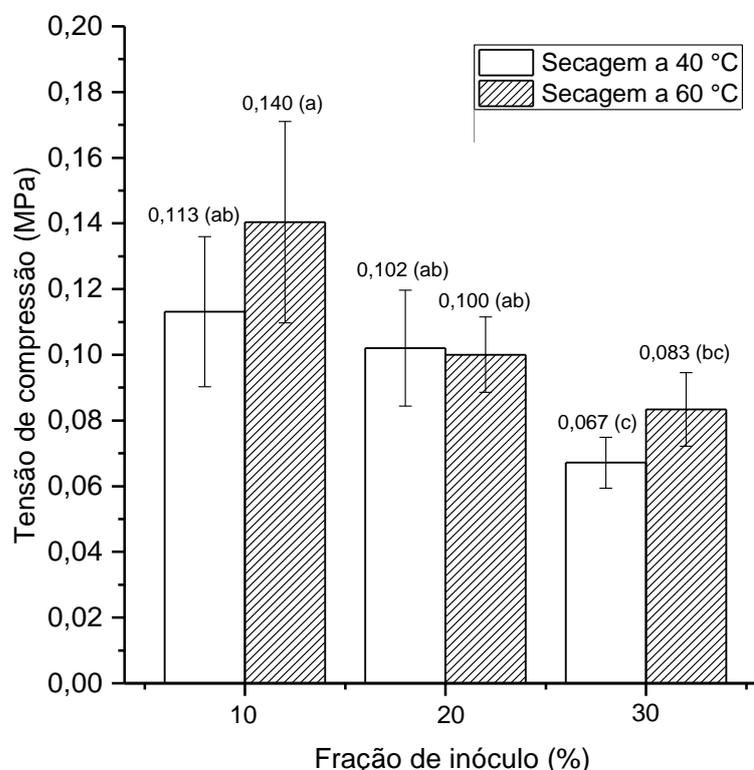
Tabela 2 – Valores médios de teor de umidade inicial \pm dp (%), velocidade inicial de secagem \pm dp (g/dia) e tempo de secagem (dias) dos corpos de prova produzidos com 10, 20 e 30% de inóculo no substrato residual e secos a 40 e 60 °C. Letras iguais nas colunas, significam médias sem diferença significativa pelo teste de Tukey com nível de confiança de 95%.

Teor de inóculo (%)	Temperatura de secagem (°C)	Teor de umidade inicial (%)	Velocidade inicial de secagem (g/dia)	Tempo de secagem (dias)
10	40	73,54 \pm 1,35 <i>a</i>	26,44 \pm 0,86 <i>c</i>	3
10	60	73,77 \pm 1,53 <i>a</i>	33,78 \pm 1,81 <i>d</i>	2
20	40	68,91 \pm 0,68 <i>b</i>	25,92 \pm 1,62 <i>c</i>	3
20	60	68,78 \pm 1,72 <i>b</i>	31,27 \pm 1,95 <i>d</i>	2
30	40	71,53 \pm 0,34 <i>b</i>	27,86 \pm 0,32 <i>c</i>	3
30	60	68,36 \pm 5,06 <i>b</i>	33,34 \pm 3,43 <i>d</i>	2

Por meio da análise dos tempos de produção dos corpos de prova (Figura 20) e os tempos de secagem (Tabela 2) observa-se que as condições com 20% e 30% de inóculo, ambas com secagem na temperatura de 60 °C apresentaram o menor tempo total de produção dos corpos de prova (22 dias) e também o menor tempo de secagem (2 dias), resultando no menor tempo global de processo (24 dias) para obtenção do biocompósito no substrato residual.

Quando se observa a Figura 22 verifica-se que as menores tensões de compressão obtidas para os biocompósitos com substrato residual foram na fração de inóculo de 30% independentemente da temperatura de secagem. Porém, esses valores de tensão de compressão foram superiores à do EPS 10 kg/m³ (0,044 MPa), assim como, todas as demais condições testadas obtiveram resultados de tensão de compressão superiores à do EPS 10 kg/m³. As maiores tensões de compressão foram obtidas com 10 e 20% de inóculo, independentemente da temperatura de secagem.

Figura 22 - Tensão de compressão para os corpos de prova dos biocompósitos produzidos com 10, 20 ou 30% de inóculo no substrato residual, secos a 40 e 60 °C. Letras iguais significam valores sem diferença significativa pelo teste de Tukey com nível de significância de 5%.

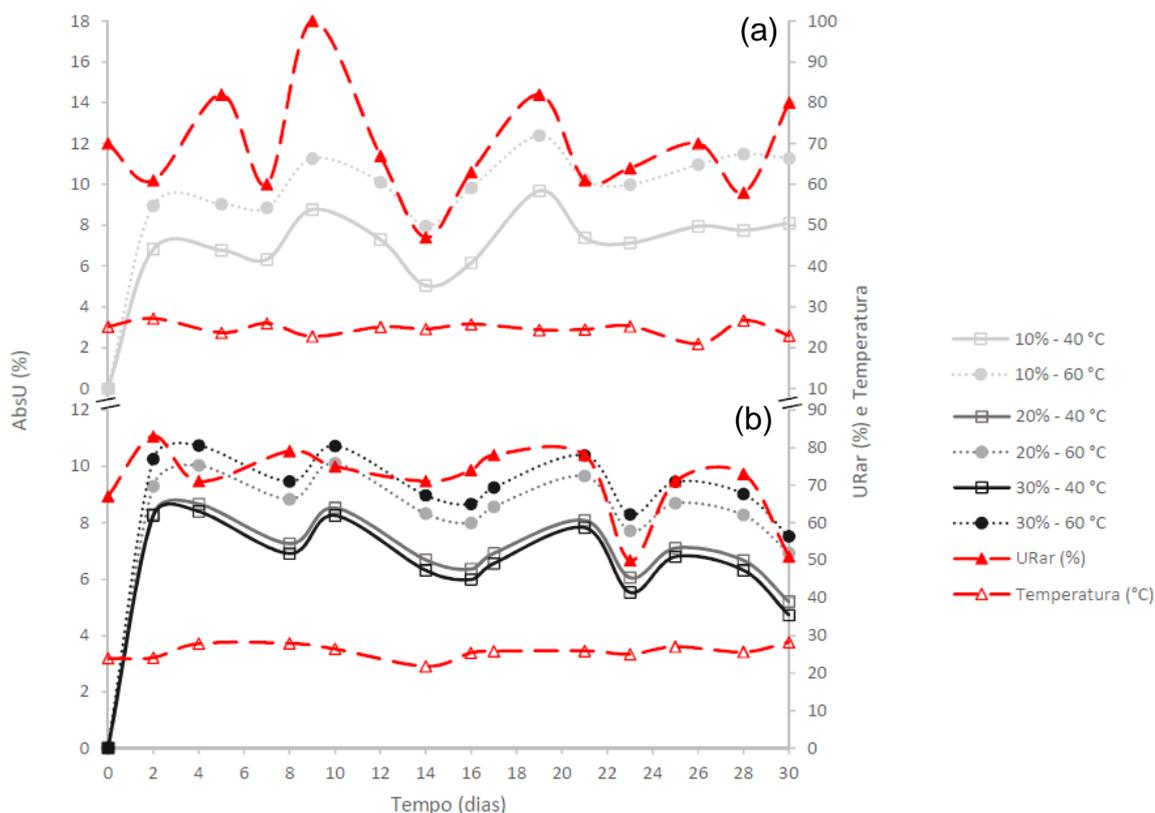


Para determinar, então, a melhor condição de produção dos biocompósitos, 10% de fração de inóculo secos a 40 °C ou a 60 °C, outros parâmetros envolvidos no processo como absorção de umidade do ar (Figura 23) e absorção de água (Figura 24), foram avaliados.

Na Figura 23 (a) e (b) pode-se observar que houve absorção de umidade do ar em todos os corpos de prova testados no período de 30 dias de exposição desses biocompósitos em temperatura ambiente (21 - 27 °C). Os biocompósitos secos à 60 °C absorveram maior umidade independentemente da fração de inóculo utilizada. Os que menos absorveram foram os secos a 40 °C produzidos com 20 e 30% de inóculo. Observa-se que todos os biocompósitos sofreram influência da umidade relativa do ar aumentando o percentual de absorção de umidade quando a umidade relativa do ar era mais elevada e diminuindo quando esta era menor. Na Figura 23 (a) observa-se que a umidade relativa do ar variou de 47% a 100% e a máxima absorção de umidade (12,39%) foi com biocompósitos produzidos com 10% de inóculo secos a 60 °C, em 19 dias de exposição. Na Figura 23 (b) verifica-se que a maior absorção de umidade (10,74%) foi obtida com os biocompósitos produzidos na condição de 30% de inóculo secos a 60 °C, no 4º dia de exposição. A umidade relativa do ar no período analisado

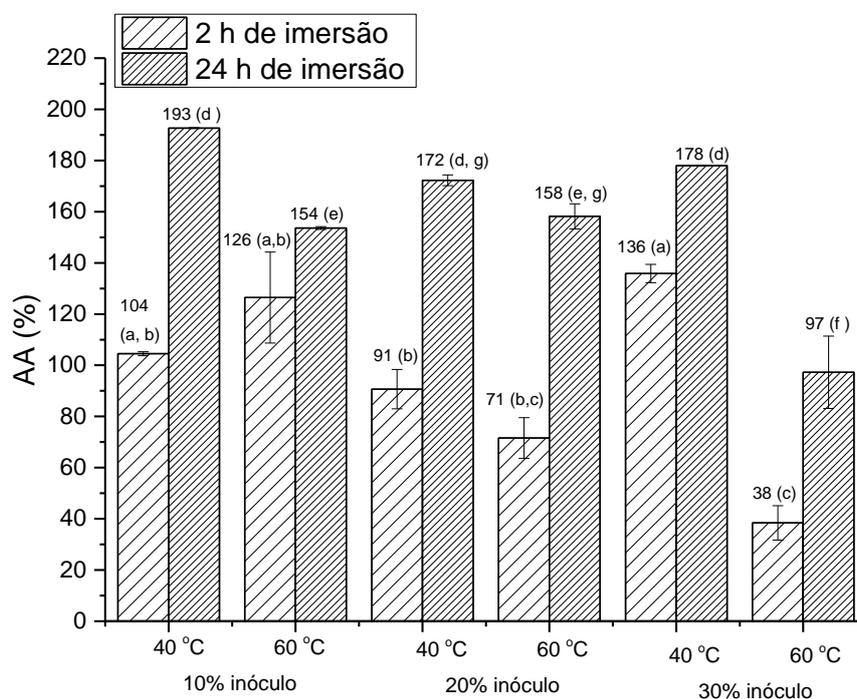
variou de 50 a 83%. Ressalta-se que não houve nenhuma contaminação microbiana nos corpos de prova no período de 30 dias de exposição à umidade do ar.

Figura 23 – Absorção de umidade do ar ($AbsU_{ar}$ %) por tempo de exposição (dias) dos biocompósitos produzidos no substrato residual com 10% de inóculo, secos a 40 e 60 °C (a) e com 20 e 30% de inóculo, secos a 60 °C (b). As linhas segmentadas com símbolo (\blacktriangle) e (\triangle) referem-se à medida da umidade relativa do ar e a temperatura ambiente, respectivamente, no momento da pesagem.



Observa-se na Figura 24 o percentual de absorção de água quando os corpos de prova dos biocompósitos foram imersos em água. Em 2 e em 24 h de imersão a condição que menos absorveu água foi 30% a 60°C, com 38 e 97%, respectivamente. Porém, essa condição foi a que apresentou a menor tensão de compressão dentre os biocompósitos estudados. As demais condições em 2 h de imersão apresentaram de 71% a 136% de absorção de água, no entanto após 24 h de imersão as condições 10% e 60 °C e 20% 60 °C apresentaram as menores absorções cerca de 154 e 158%, respectivamente.

Figura 24 – Absorção de água (AA%) em 2 e 24h de imersão dos biocompósitos produzidos com 10, 20 e 30% de inóculo no substrato residual e secos a 40 e 60 °C. Letras iguais significam valores sem diferença significativa pelo teste de Tukey com nível de significância de 5%.



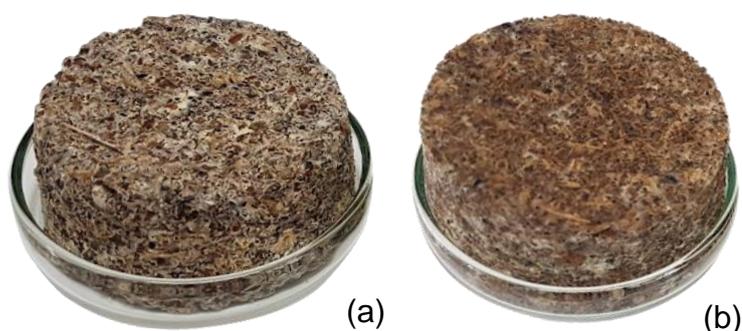
Conforme já observado nos resultados de tensão de compressão (Figura 22) os biocompósitos produzidos com 10% de inóculo e secos a 40 °C ou 60 °C, foram os que apresentaram maior resistência à compressão. Porém, a condição de 10% de inóculo e secagem a 40 °C levou a uma maior absorção de água (Figura 24). Assim, a condição de 10% de inóculo e secagem a 60 °C foi a condição determinada para a produção de biocompósitos utilizando o substrato residual de erva-mate e guaraná, com absorção de água de 154% (Figura 24), velocidade de secagem de 33,78 g/dia (Tabela 2), tensão de compressão de 0,140 MPa (Figura 22) e tempo de crescimento micelial de 28 dias (Figura 20).

3.3 COMPARAÇÃO DOS BIOCOMPÓSITOS *IN NATURA* E RESIDUAL

Conforme já observado na Figura 13 e na Figura 19 a densidade de massa micelial em volta de cada corpo de prova, tanto para o substrato *in natura* quanto para o substrato residual, demonstrou-se similar entre os percentuais de 10, 20 e 30% de inóculo utilizados. Essa observação indica que o percentual de inóculo utilizado influenciará no tempo de colonização do substrato pelo micélio fúngico e não na

quantidade de massa micelial encontrada na amostra. Porém, quando se compara a densidade micelial entre os substratos *in natura* e residual (Figura 25) no mesmo percentual de inóculo (10%) observa-se uma diferença visual entre os corpos de prova, onde o substrato *in natura* aparenta uma maior quantidade de micélio. Isso pode ser justificado pelo fato do substrato residual sofrer uma degradação prévia pelo fungo durante a produção dos basidiocarpos e assim, possuir alteração nos nutrientes disponíveis para o crescimento do micélio no biocompósito.

Figura 25 – Biocompósitos com 10% de inóculo secos a 60 °C nos substratos *in natura* (a) e residual (b).



Os tempos de crescimento micelial (Figura 14 e Figura 20) para os biocompósitos produzidos com 10% de inóculo entre as condições *in natura* e residual foram de 13 e 28 dias, respectivamente. Ao comparar com o trabalho de Pedri (2014) esse tempo de crescimento foi de 12 dias para a produção de biocompósitos a partir de fibras de pupunha com 1/6 de placa de Petri com meio BDA de inóculo sólido de *Lentinula edodes*.

O tempo total de processo para obtenção dos corpos de prova na fração de 10% de inóculo, desde a inoculação até o restabelecimento das hifas no biocompósito, foi de 18 dias para o substrato *in natura* e 37 dias para o substrato residual. Isto pode estar relacionado justamente com a maior quantidade de micélio observada no substrato *in natura* em comparação com o residual (Figura 25).

Analisando os resultados de secagem dos corpos de prova nos substratos *in natura* e residual (Tabela 3) com 10% de inóculo secos a 60 °C observa-se que tanto o teor de umidade inicial (%) quanto a velocidade inicial de secagem (g/dia) para o substrato *in natura* são menores que os do substrato residual. Isso pode estar relacionado com a quantidade de micélio (Figura 25), que no substrato residual, por

ser menor, levou a um maior teor de umidade, pois o substrato ficou mais exposto. Ao ter um maior teor de umidade, a velocidade inicial de secagem também foi favorecida. Apesar dessa diferença, ambos os substratos levaram 2 dias para completar a secagem. Pedri (2014) obteve corpos de prova de biocompósitos de fibras de pupunha e *Lentinula edodes* com teor de umidade de 59,7% , inferior aos deste trabalho.

Tabela 3 – Valores médios de teor de umidade inicial \pm dp (%), velocidade inicial de secagem \pm dp (g/dia) e tempo de secagem (dias) dos corpos de prova produzidos com substrato *in natura* e residual, secos a 60 °C. Letras iguais nas colunas, significam médias sem diferença significativa pelo teste de Tukey com nível de confiança de 95%.

Substrato	Teor de umidade inicial (%)	Velocidade inicial de secagem (g/dia)	Tempo de secagem (dias)
<i>In natura</i>	68,17 \pm 1,28 a	27,72 \pm 1,32 a	2
Residual	73,77 \pm 1,53 b	33,78 \pm 1,81 b	2

Na Tabela 4 os valores de resistência à compressão (tensão de compressão em MPa) do material biocompósito produzido na condição definida para os substratos *in natura* e residual (10% de inóculo e secagem a 60 °C) foram comparados com EPS (poliestireno expandido – Isopor®), uma vez que este biocompósito tem potencial a tornar-se um substituto deste material e a outros materiais biocompósitos similares a este, encontrados na literatura.

A resistência à compressão apresentada para os corpos de prova do biocompósito no substrato *in natura* foi de 0,094 \pm 0,017 MPa e no substrato residual de 0,140 \pm 0,031 MPa, ambos superiores a resistência à compressão do poliestireno expandido de 10 kg/m³. Desta forma, o biocompósito em estudo tem potencial de aplicação na fabricação de embalagens.

Tabela 4 – Tensão de compressão para diferentes materiais constituídos por material lignocelulósico e micélio fúngico e EPS (10 kg/m³).

Material/biocompósito	Tensão de compressão (MPa)	Referências
Erva-mate e guaraná (<i>in natura</i>) e <i>Pleurotus sajor-caju</i>	0,094 ± 0,017 (a)	Neste trabalho
Erva-mate e guaraná (residual) e <i>Pleurotus sajor-caju</i>	0,140 ± 0,031 (b)	Neste trabalho
Poliestireno expandido (10 kg/m ³)	0,044 ± 0,003 (c)	Neste trabalho
Polpa de serragem de bétula e <i>Irpex lacteus</i>	0,35-0,47	Yang <i>et al.</i> (2017)
Algodão e fibra de tecido*	1,18	Ziegler <i>et al.</i> (2016)
Fibra de pupunha e <i>Lentinula edodes</i>	0,21 – 0,25	Pedri (2014)
Carvalho vermelho e <i>Ganoderma lucidum</i>	0,49	Travaglini <i>et al.</i> (2013)
Algodão e <i>Ganoderma lucidum</i>	0,072	Holt <i>et al.</i> (2012)

*Espécie fúngica não mencionada.

Os biocompósitos fúngicos constituídos com resíduos de erva-mate e guaraná produzidos neste trabalho, obtiveram valor de resistência à compressão superior ao valor encontrado por Holt *et al.* (2012), (0,072 MPa) utilizando resíduo de algodão. Porém, em comparação com os outros biocompósitos similares (Tabela 4) apresentou valores menores de resistência à compressão.

O maior valor de resistência à compressão (1,18 MPa) foi encontrado por Ziegler *et al.* (2016), ao adicionar fibra de tecido ao resíduo de algodão. Yang *et al.* (2017), também afirma que a adição de fibras naturais ao substrato utilizado (polpa de serragem de bétula) foi capaz de aumentar a resistência à compressão do biocompósito produzido. Segundo Yang *et al.* (2017), isso ocorre, pois, as fibras têm a capacidade de aumentar a rigidez e minimizar possíveis fissuras na superfície do biocompósito durante o teste de resistência à compressão.

Além da adição de fibras naturais aos biocompósitos outros fatores podem estar relacionados com os diferentes valores de resistência à compressão citados na Tabela 4. De acordo com Jones *et al.* (2017), a resistência à compressão em biocompósitos constituídos por micélio e resíduos lignocelulósicos pode variar de acordo com seus constituintes. Holt *et al.* (2012), ao utilizar resíduo de algodão juntamente com o fungo *Ganoderma lucidum* obteve 0,072 MPa enquanto que, Travaglini *et al.* (2013), obteve 0,49 MPa utilizando a mesma espécie fúngica juntamente de um substrato constituído por lascas de carvalho vermelho. A utilização do carvalho vermelho em vez do resíduo de algodão foi capaz de aumentar a

resistência à compressão em quase sete vezes. Tal fato comprova que as propriedades dos materiais utilizados tanto como matrizes como reforço influencia na propriedade final do biocompósito. Segundo Ziegler *et al.* (2016), o tipo de resíduo (ou até mesmo a mistura entre dois ou mais resíduos) e o fungo utilizado na produção do biocompósito, podem alterar diversas propriedades mecânicas do material, incluindo a resistência à compressão. Em relação ao tipo de fungo utilizado, Jones *et al.* (2017), afirmam que a espécie *Trametes versicolor* tem maior resistência à compressão do que *Pleurotus ostreatus* (mesmo gênero do fungo utilizado neste trabalho), até quando cultivado no mesmo substrato (cânhamo). Segundo o autor, isso ocorre devido ao tipo de hifas (monomíticas para *Pleurotus* e trimíticas para *Trametes*) apresentada por cada espécie.

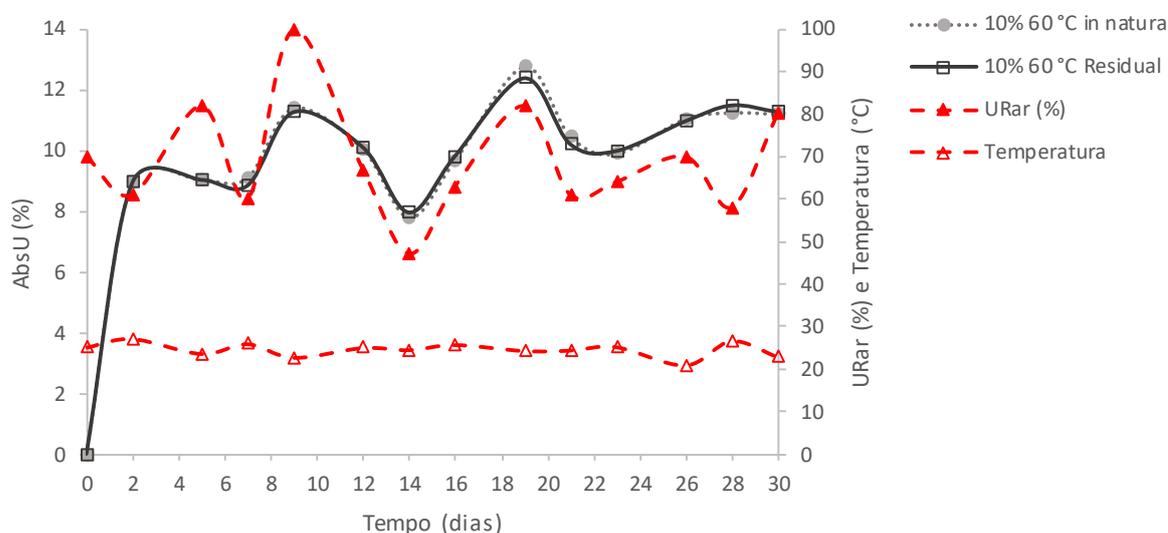
Outro aspecto relacionado ao aumento na tensão de compressão, é que esta pode aumentar de acordo como o tempo de incubação, como relatado por Yang *et al.* (2017). Os autores observaram um aumento de 0,35 para 0,57 MPa quando adicionadas quatro semanas a mais de incubação. Segundo Yang *et al.* (2017), um maior tempo de incubação resultou em uma maior resistência à compressão devido ao maior crescimento e melhor estabelecimento do micélio no resíduo, que atuou como uma espécie de cola, ligando as partículas e fazendo com que estas ficassem mais atadas entre si. A adesão entre a matriz e o material de reforço influenciou diretamente na resposta desse biocompósito quando em operação, uma vez que a matriz é responsável pela transferência de esforço no material compósito. Esse fato explica a ocorrência de falhas nos compósitos pela falta de adesão entre matriz e material de reforço. Além disso, Jiang *et al.* (2013), acrescentam que maiores períodos de colonização promovem um material mais denso e de superfície mais homogênea, podendo melhorar algumas propriedades do biocompósito, incluindo a resistência à compressão.

Para aprimorar as propriedades do material, deve-se controlar o tipo de resíduo utilizado, o tipo de fungo e a suplementação de aditivos naturais para melhorar a interação entre a interface fungo e substrato (JONES *et al.*, 2017). Um exemplo, seria adição de uma bio resina, uma espécie de “cola natural” contendo amido, água e maltodextrina. A bio resina é compatível com o crescimento fúngico e pode atuar como uma fonte de nutriente extra para o fungo em crescimento. O amido pode ser ativado termicamente para auxiliar numa maior coesão entre a interface fungo e resíduo, já a maltodextrina ajuda no aumento da viscosidade (JIANG *et al.*, 2013).

A resistência à compressão é uma propriedade importante quando se trata de materiais que serão utilizados para embalagem, considerando que estas estão sujeitas a sofrerem esforços compressivos durante seu transporte, realizando um importante papel de proteção do produto que está sendo transportando (JONES *et al.*, 2017). Uma maior resistência à compressão apresentada pelo material constituinte da embalagem, sugere uma menor chance de danos ao produto quando uma grande carga é aplicada (YANG *et al.*, 2017). Uma das principais aplicações do poliestireno expandido é confecção de embalagens, sendo esta, uma possível aplicação para o material biocompósito, pois apesar do biocompósito produzido neste trabalho (tanto no substrato *in natura* quanto residual) apresentar uma menor resistência à compressão em relação a alguns biocompósitos encontrados na literatura, vale lembrar que a resistência à compressão apresentada por este (*in natura* $0,094 \pm 0,017$ MPa e residual $0,140 \pm 0,031$ MPa) é maior do que a resistência à compressão apresentada pelo EPS 10 kg/m^3 ($0,044 \pm 0,003$ MPa).

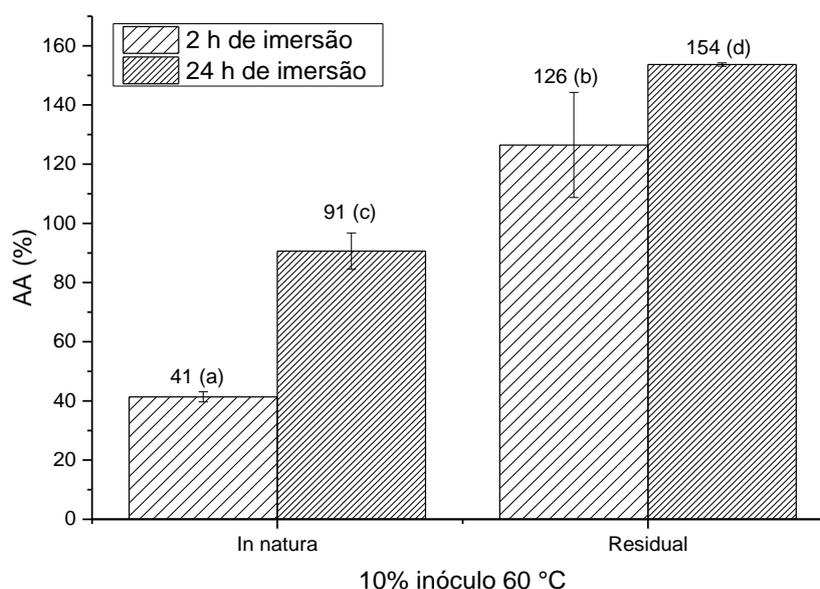
Na Figura 26 está apresentada a absorção da umidade do ar nos biocompósitos cultivados nos substratos *in natura* e residual e observa-se um comportamento muito similar durante os 30 dias de exposição, acompanhando a variação da umidade relativa do ar, que foi de 47 a 100%. Apesar da elevada umidade do ar, os biocompósitos absorveram baixa umidade cerca de 12% nos 30 dias de exposição.

Figura 26 – Absorção de umidade do ar ($AbsU_{ar}$ %) por tempo de exposição (dias) dos biocompósitos produzidos com 10% de inóculo secos a 60°C nos substratos *in natura* e residual. As linhas segmentadas com símbolo (\blacktriangle) e (\triangle) referem-se à medida da umidade relativa do ar e a temperatura ambiente, respectivamente, no momento da pesagem.



Na Figura 27 observa-se o percentual de absorção de água em 2 h e 24 h para os biocompósitos cultivados com 10% de inóculo secos a 60°C nos substratos *in natura* e residual. Observa-se que a absorção de água em 2 e 24 h foi menor para os biocompósitos cultivados no substrato *in natura* (41 e 91%) em relação aos cultivados no substrato residual (126 e 154%). Isto novamente pode estar relacionado com a maior quantidade de micélio no biocompósito com substrato *in natura*, dificultando a absorção de água. Também se observa que para o substrato residual entre 2 h e 24 h houve um acréscimo de apenas 28% de água no biocompósito, comparado com 50% de acréscimo no mesmo período para o substrato *in natura*. Isso indica que o substrato residual está mais próximo da saturação em 2 h de exposição em água do que o substrato *in natura*.

Figura 27 – Absorção de água (AA%) em 2 e 24h de imersão dos biocompósitos produzidos com 10% de inóculo secos a 60 °C nos substratos *in natura* e residual



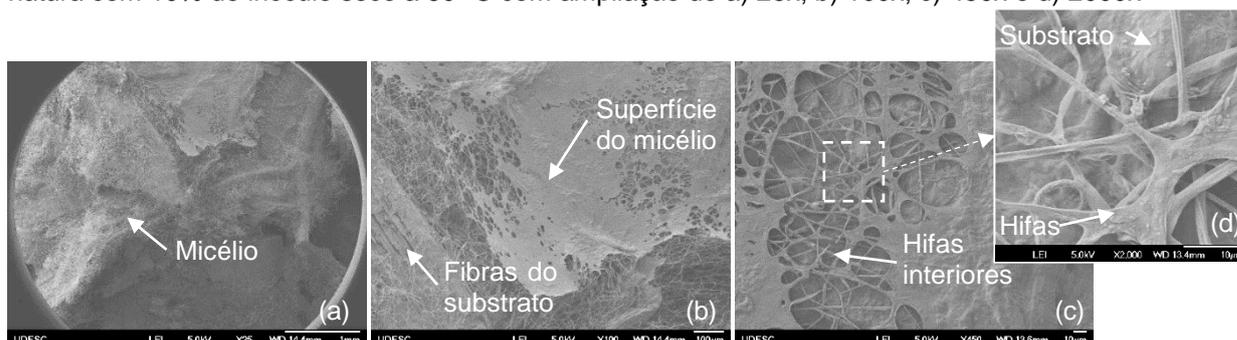
Os valores de absorção de água obtidos neste trabalho, tanto para o substrato *in natura* quanto para o residual, são menores que os encontrados por Pedri (2014), ao produzir biocompósitos com fibra de pupunha e *Lentinula edodes* que obteve um valor de absorção de água (AA%) de 374,24% em 2h de imersão e de 378,43% em 24h de imersão. A autora obteve um aumento em torno de apenas 4% de absorção de água entre 2 e 24 h de imersão, ou seja, em apenas 2 horas o biocompósito praticamente atingiu a saturação. No presente trabalho, entretanto, além dos biocompósitos apresentarem menor absorção de água, observou-se um aumento de

50% entre 2 e 24 horas de imersão no substrato *in natura* e de 28% entre 2 e 24 horas no substrato residual (Figura 27), mostrando que os biocompósitos cultivados no substrato *in natura* absorvem água mais lentamente do que os produzidos por Pedri (2014). Cabe lembrar que as fibras naturais tendem a aumentar a absorção de água induzindo uma perda das propriedades mecânicas (DUFRESNE e MOHAMED, 2013).

Segundo Ma *et al.* (2009), a sensibilidade à água é um critério importante para muitas aplicações práticas de compósitos, determinando assim o seu desempenho em condições adversas. Ou seja, quanto menor o teor de água absorvido, melhor o desempenho do material para uma possível aplicação em que o material se encontre em contato com água (CASTRO *et al.*, 2013).

A análise morfológica do micélio fúngico nos corpos de prova cultivados com 10% de inóculo e secos a 60 °C nos substratos *in natura* (Figura 28) e residual (Figura 29) foram analisadas por microscopia eletrônica de varredura (MEV). Observa-se nas micrografias do biocompósito cultivado com o substrato *in natura* a presença das hifas miceliais de *Pleurotus sajor-caju* (Figura 28 (a)). Em uma maior ampliação, Figura 28 (b), é possível observar as fibras do substrato e uma superfície formada por micélio. Na Figura 28 (c) evidencia-se as hifas inferiores e na Figura 28 (d) as hifas recobrindo o substrato.

Figura 28 – Micrografias obtidas por MEV da superfície do biocompósito produzido no substrato *in natura* com 10% de inóculo seco a 60 °C com ampliação de a) 25x; b) 100x; c) 450x e d) 2000x

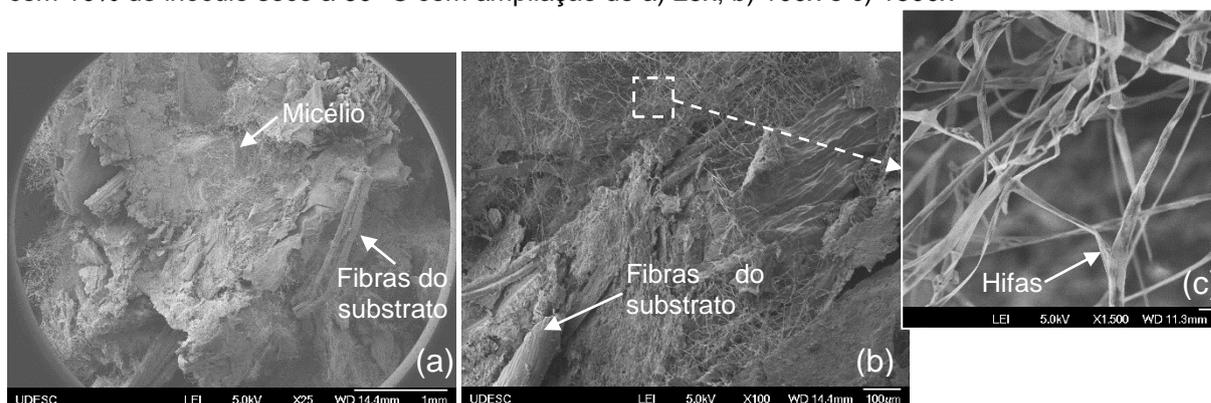


Para o substrato residual, observam-se maiores áreas com o substrato sem recobrimento pelas hifas do micélio (Figura 29(b)), diferentemente do que foi observado para o substrato *in natura*. Observa-se que as hifas miceliais do biocompósito cultivado no substrato residual (Figura 29(c)) apresentam menores espessuras se comparadas com as hifas do biocompósito cultivado no substrato *in natura* (Figura 28 (d)) e aparentam estar menos aderidas ao substrato. Isso pode

ocorrer pelo fato do substrato residual ter sofrido prévia degradação pelo fungo durante a produção dos basidiocarpos e, portanto, ter alterações nos nutrientes disponíveis para seu crescimento. Pessoni *et al.* (2015) evidenciaram alterações morfológicas no micélio do fungo *Penicillium janczewskii* induzidas pela fonte de carbono, onde hifas cultivadas em meio contendo frutose revelaram-se significativamente mais finas quando comparadas com as cultivadas em sacarose e glicose.

Deste modo, as micrografias obtidas corroboram com os resultados observados na análise visual (Figura 25) indicando uma maior densidade micelial no substrato *in natura* quando comparado com o substrato residual.

Figura 29 – Micrografias obtidas por MEV da superfície do biocompósito produzido no substrato residual com 10% de inóculo seco a 60 °C com ampliação de a) 25x; b) 100x e c) 1500x



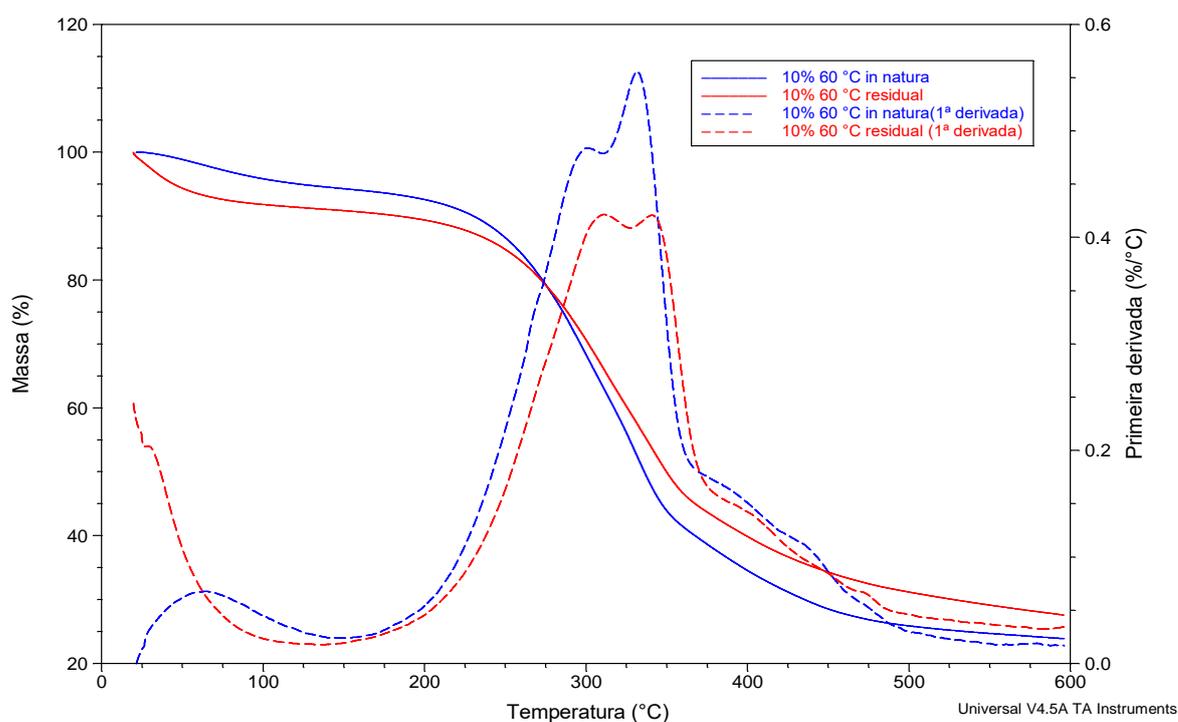
Pedri (2014) avaliou por MEV um biocompósito de fibra de pupunha e *Lentinula edodes* e constatou que a estrutura do micélio atuou como microfibrilas similares a celulose, melhorando as propriedades mecânicas e térmicas do material estudado.

Crawford *et al.* (2017) observaram ao analisar o efeito do ataque fúngico a um biocompósito de polipropileno (PP) e fibras vegetais que o crescimento fúngico pode afetar dissolvendo prematuramente a fibra e matriz constituinte acentuando os modos de falha nos compósitos. Vale ressaltar que há alto grau de variabilidade nas imagens obtidas por MEV em relação a microestrutura e distribuição das fibras naturais e micélio, podem levar a um alto nível de não repetibilidade com respeito à resposta mecânica dos biocompósitos, como também foi observado nos ensaios mecânicos de resistência à compressão (Figura 16 e Figura 22).

O desempenho térmico dos biocompósitos cultivados nos substratos *in natura* e residual com 10% de inóculo e secos a 60 °C pode ser avaliado na Figura 30. Na

Tabela 5 são apresentados os percentuais de perda de massa e as temperaturas de degradação representadas em diferentes estágios do aquecimento dos biocompósitos.

Figura 30 – Curvas TG e DTG obtidas por TGA dos biocompósitos cultivados nos substratos *in natura* e residual com 10% de inóculo secos à 60 °C.



Pelas curvas termogravimétricas (TG) e (DTG) (Figura 30 e Tabela 5) foi possível observar 3 estágios de perda de massa para os biocompósitos com 10% de inóculo e secos a 60 °C cultivados nos substratos *in natura* e residual. O primeiro estágio de degradação pode ser atribuído à perda de água, que ocorre na faixa de 30 a 150 °C. Para o substrato *in natura* esse primeiro evento térmico teve um menor percentual de perda de massa (5,68%) quando comparado com o substrato residual (8,76%), indicando, portanto, um menor percentual de umidade inicial do biocompósito cultivado no substrato *in natura*, fato este já observado na Tabela 3.

Tabela 5 – Dados da análise termogravimétrica dos biocompósitos cultivados nos substratos *in natura* e residual com 10% de inóculo secos a 60 °C.

Biocompósito	Perda de massa 1 (%)	Perda de massa 2 (%)	T _{max2} (°C)	Perda de massa 3 (%)	T _{max3} (°C)	Resíduo (%)
10% 60°C <i>in natura</i>	5,68	54,31	300	16,12	390	23,89
			332		437	
						486
10% 60°C residual	8,76	46,99	310	16,61	403	27,58
			340		473	

O segundo evento térmico causa uma acentuada perda de massa com 54,31% e 46,99% para os substratos *in natura* e residual, respectivamente. Observa-se duas temperaturas máximas (T_{max2}) associadas ao segundo estágio de degradação em cada um dos biocompósitos, sendo 300 e 332 °C para o substrato *in natura* e 310 e 340 °C para o substrato residual. Esses resultados mostram a maior estabilidade térmica do biocompósito cultivado no substrato residual, pois temperaturas maiores de início de degradação indicam maior estabilidade do material (ALEMDAR e SAIN, 2008).

Nunes (2016) obteve para o EPS puro apenas um estágio de degradação térmica iniciando em 355 °C com temperatura final de 440 °C, evidenciando que este material polimérico é mais estável quando comparado com os biocompósitos estudados neste trabalho. A mesma autora ao incorporar celulose monocristalina ao EPS observou uma menor estabilidade térmica dos compósitos, evidenciando que a perda de massa de celulose pura ocorre em temperaturas inferiores ao EPS iniciando a partir de 200 °C.

Os valores de temperatura máxima encontrados neste trabalho no segundo estágio de degradação correspondem aos encontrados na literatura. Haneef *et al.* (2017) relataram a temperatura de degradação térmica de biocompósitos utilizando os fungos *G. lucidum* e *P. ostreatus* na faixa de 225 a 300 °C. Jones *et al.* (2017) relatam que a massa micelial de *Trametes versicolor* começa a se decompor em aproximadamente 250 °C devido a uma série de reações que quebram as cadeias de polímero (por exemplo, aminoácidos, polissacarídeos, quitina, etc.) em compostos voláteis de baixo peso molecular.

Haneef *et al.* (2017) evidenciam que alta temperatura de degradação obtida em materiais auto-cultivados comprova que eles também são termicamente estáveis, expandindo seus campos de aplicação.

No terceiro estágio, a perda de massa foi similar para os biocompósitos cultivados no substrato *in natura* e residual com 16,12% e 16,61%, respectivamente. Para o substrato *in natura* observou-se 3 temperaturas máximas associadas ao terceiro evento térmico sendo 390, 437 e 486 °C e para o substrato residual 2 temperaturas 403 e 473 °C.

O resíduo obtido ao final do ensaio foi de 23,89% para o substrato *in natura* e 27,58% para o substrato residual. Haneef *et al.* (2017) obtiveram resultados similares a este trabalho com teor de resíduos entre 15 e 25% com biocompósitos de *G. lucidum* e *P. ostreatus* na temperatura de 600 °C. Jones *et al.* (2017), em biocompósito de *Trametes versicolor*, obtiveram 25% de resíduo formado em 500 °C e evidenciaram que em temperaturas mais elevadas que essa última há quedas insignificantes de perda de massa para materiais baseados em micélio.

A espectrometria FTIR/ATR foi usada para caracterizar a natureza química dos biocompósitos cultivados com 10% de inóculo e secos a 60 °C nos substratos *in natura* e residual. Os espectros dos componentes do biocompósito: *Pleurotus sajor-caju*, guaraná e erva-mate foram realizados para comparação. Os espectros FTIR obtidos estão mostrados na Figura 31.

De acordo com Haneef *et al.* (2016) os espectros de absorção infravermelha de substâncias contendo micélio estão associados às biomoléculas que o compõe como por exemplo lipídeos (3000-2800 cm^{-1}), proteínas (amida I a 1700-1600 cm^{-1} , amida II e III a 1575-1300 cm^{-1}), ácidos nucleicos (1255-1245 cm^{-1}) e polissacarídeos (1200-900 cm^{-1}) fato este, que pode ser observado quando se avalia o espectro de *Pleurotus sajor-caju* na Figura 31.

As principais bandas de absorção observadas nos substratos *in natura* e residual (Quadro 5) são: banda de estiramento da ligação O-H entre 3400 a 3200 cm^{-1} , a qual aparece sobreposta à banda de estiramento N-H; as bandas da região de 2900 cm^{-1} são atribuídas ao estiramento C-H de alcanos e estiramento assimétrico de C-H₂; em 1629 cm^{-1} a banda se atribuí a deformação N-H de amida I; a banda em 1546 cm^{-1} corresponde à mistura de dois modos vibracionais, deformação N-H e o estiramento C-H, caracterizando amida II; a banda na região de 1250 cm^{-1} indica as vibrações do estiramento C-O e do estiramento assimétrico de PO_2^- ; a banda

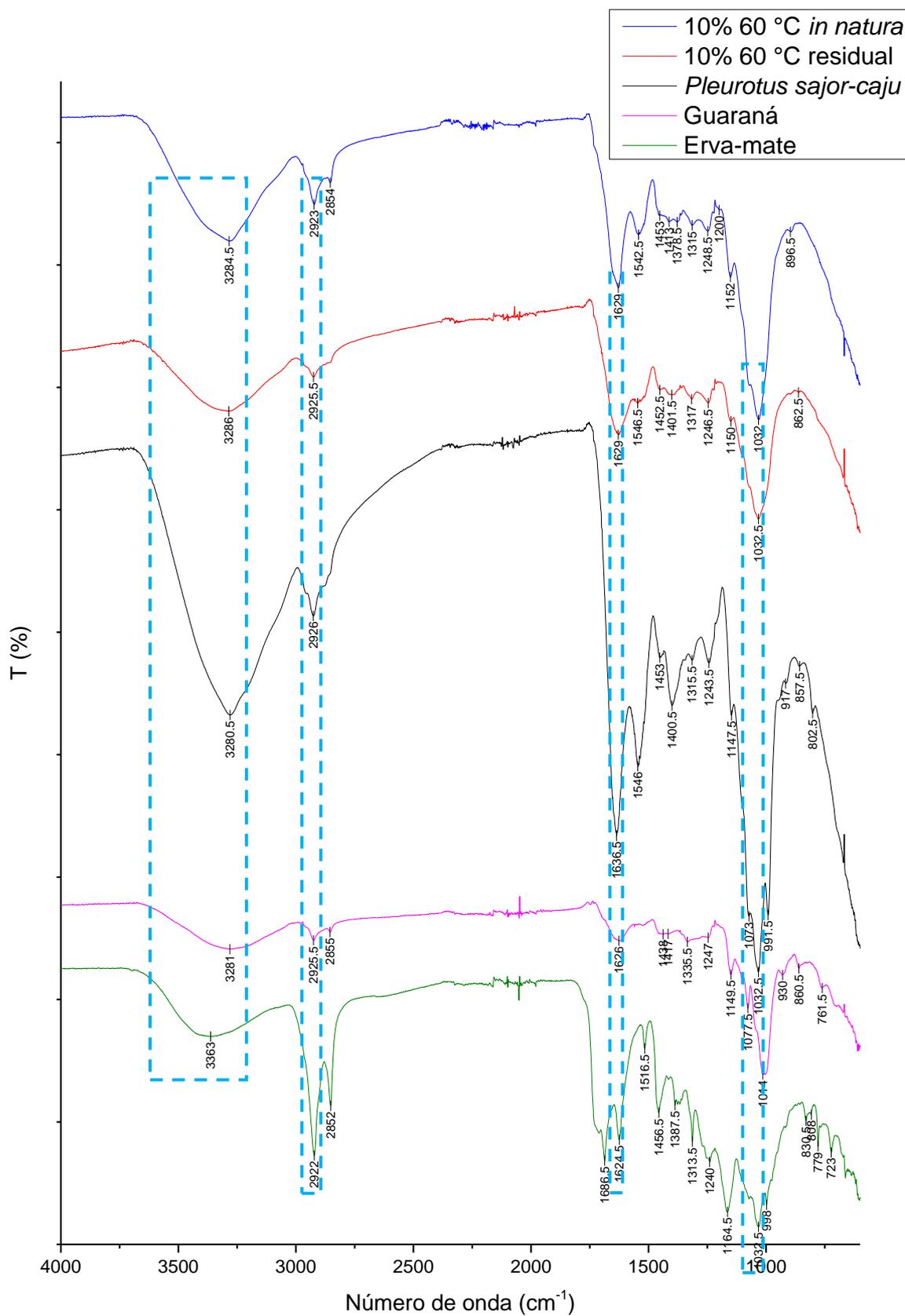
na região de 1150 cm^{-1} é atribuída ao estiramento C-O assim como a banda de 1032 cm^{-1} .

O espectro infravermelho do biocompósito cultivado no substrato residual (Figura 31) apresenta as mesmas bandas observadas no substrato *in natura*, provando que o fungo *Pleurotus sajor-caju*, no processo de produção de basidiocarpos, não ocasiona grandes alterações nos grupos funcionais do substrato residual.

Avaliando os espectros dos resíduos (Figura 31) o guaraná apresentou bandas conforme relatado na literatura por Cláudio *et al.* (2013), onde as bandas mais proeminentes são devido às estruturas de carboidratos, mais especificamente da matriz polimérica de celulose. A erva-mate possui bandas similares às do guaraná, resultado esperado dada a sua característica celulósica e possui várias bandas na região $1400 - 900\text{ cm}^{-1}$ (região de impressão digital), corroborando com dados da literatura que citam a complexidade de sua composição na presença de variados grupos funcionais (JACQUES, 2005).

As regiões destacadas na Figura 31 são as principais bandas apresentadas tanto para os biocompósitos quanto para seus constituintes individuais, que podem ser atribuídas a biomoléculas relacionadas a celulose proveniente do substrato e a quitina, constituinte do micélio. Borsoi (2012), Oliveira *et al.* (2011), Taipina (2012) e Auta *et al.* (2017) relatam perfis de absorção similares a este trabalho em amostras de celulose derivadas de fibras vegetais e celulose bacteriana. Antonino (2007) caracterizou amostras de quitina também resultando em espectros de FTIR similares a este trabalho.

Figura 31 – Espectro FTIR na faixa de 4000-600 cm^{-1} dos biocompósitos cultivados nos substratos *in natura* e residual, de *Pleurotus sajor-caju*, guaraná e erva-mate.



Quadro 5 – Bandas de absorção observadas nos espectros de FTIR/ATR (4000-600 cm^{-1}) dos biocompósitos cultivados com o substrato *in natura* e residual.

^a Ligação	Número de onda (cm^{-1})		Biomoléculas (substrato e micélio)	Referência ^b
	Substrato <i>in natura</i>	Substrato residual		
$\nu O - H$ e $N - H$	3284.5	3286	Polissacarídeos	1, 2, 3, 4, 5, 7 e 9
$\nu_{\text{ass}} CH_2$ e $\nu C - H$	2923	2925.5	Lípídeos	1, 2, 3, 4 e 5
$\delta N - H$ (amida I)	1629	1629	Proteínas	6 e 8
$\delta N - H$ e $\nu C - H$ (amida II)	1542.5	1546.5	Proteínas	1, 4 e 8
$\nu C - O$; $\nu_{\text{ass}} PO_2^-$	1248.5	1246.5	Lignina e hemicelulose; Ácidos nucleicos	4, 8 e 3
$\nu C - O$	1152	1150	Polissacarídeos	4, 8 e 9
$\nu C - O$	1032	1032.5	Polissacarídeos	3 e 8

^a ν : estiramento, δ : deformação, ass : assimétrica.

^b 1: ANTONINO, 2007; 2: AUTA *et al.*, 2017; 3: BORSOI, 2012; 4: HANEEF *et al.*, 2016; 5: OLIVEIRA *et al.*, 2011; 6: PENA *et al.*, 2014; 7: SANTOS *et al.*, 2003; 8: STUART, 2004; 9: TAIPINA, 2012.

Deste modo evidencia-se que os biocompósitos de erva-mate, guaraná e *P. sajor-caju* são materiais seguros devido ao fato de serem constituídos por grupos funcionais de biomoléculas associadas a carboidratos (celulose e quitina). Jones *et al.* (2017) avaliaram o espectro FTIR de micélio de *Trametes versicolor* durante o ensaio de termogravimetria e observaram que houve liberação de substâncias voláteis não tóxicas e não combustíveis, incluindo vapor de água e dióxido de carbono (CO_2). Os autores ressaltaram que a liberação de gases não combustíveis do micélio faz com que o teor de oxigênio durante a queima seja esgotado, reduzindo assim a temperatura e diminuindo a taxa de decomposição. Em contraste, o EPS libera gases voláteis altamente inflamáveis e tóxicos durante a combustão, o que aumenta significativamente o risco de incêndio associado.

Com base nos resultados obtidos na comparação dos biocompósitos cultivados no substrato *in natura* e residual como 10% de inóculo secos a 60 °C tem-se que para cultivar o biocompósito no substrato *in natura* um menor tempo de processo é exigido (18 dias) em relação ao substrato residual (37 dias), esse substrato absorve uma

menor quantidade de água em 2 e 24 h de exposição (41% e 126% respectivamente) e possui uma boa estabilidade térmica ($T_{máx2}$: 300 e 332 °C), característica de biopolímeros. O biocompósito cultivado no substrato residual foi o que absorveu uma maior quantidade de água em 2 h (91%) e 24 h (154%), porém apresentou maior resistência à compressão (0,140 MPa) e maior estabilidade térmica ($T_{máx2}$: 310 e 340 °C). Vale ressaltar que ao cultivar biocompósitos no substrato residual há a produção de basidiocarpos agregando valor adicional ao resíduo proveniente da indústria de aromas.

CONCLUSÕES

O presente trabalho foi desenvolvido visando ampliar o aproveitamento e agregar valor aos resíduos produzidos em maior quantidade por uma indústria de aromas (erva-mate e guaraná). Para tanto, a mistura entre tais resíduos foi utilizada juntamente com uma espécie fúngica (*Pleurotus sajor-caju*), com o objetivo de reduzir a quantidade destes resíduos depositados no meio ambiente, por meio da sua transformação em um material (biocompósito fúngico). A utilização destes resíduos demonstrou potencial para a aplicação como um biocompósito.

Os corpos de prova do material biocompósito produzidos com erva-mate e guaraná (1:1) antes do cultivo de *P. sajor-caju* (substrato *in natura*) e após o cultivo de *P. sajor-caju* (substrato residual) foram inoculados com 10, 20 e 30% de inóculo e secos a 40 e 60 °C. A condição determinada para a produção dos biocompósitos tanto para o substrato *in natura* quanto para o residual, foi a de 10% de inóculo e secagem a 60 °C, pois apresentou maior resistência à compressão (0,094 MPa para o *in natura* e 0,140 MPa para o residual), menor absorção de água (91% para o *in natura* e 154% para o residual), maior velocidade de secagem (27,7 g/dia para o *in natura* e 33,78 g/dia para o residual) e boa estabilidade térmica (300 °C para o *in natura* e 310 °C para o residual).

Os biocompósitos cultivados nos substratos *in natura* e residual com 10% de inóculo secos a 60 °C apresentaram potencial para serem utilizados como material substituinte ao EPS (poliestireno expandido), pois apresentaram resultados superiores de resistência à compressão. Evidencia-se que os biocompósitos de erva-mate, guaraná e *P. sajor-caju* são materiais seguros devido ao fato de serem constituídos por biomoléculas associadas a carboidratos (celulose e quitina) e assim, ao sofrerem degradação térmica liberam substâncias voláteis não tóxicas e não combustíveis. Em contraste, o EPS libera gases voláteis altamente inflamáveis e tóxicos durante a combustão, o que aumenta significativamente o risco de incêndio associado. Ressalta-se que no cultivo de biocompósitos no substrato residual tem a vantagem de produção dos basidiocarpos de *P. sajor-caju* agregando valor adicional ao resíduo proveniente da indústria de aromas.

Novos estudos devem ser realizados para verificar a influência da resistência à compressão nas diferentes condições, tais como, a adição de um material fibroso,

uma bio resina ou o aumento do tempo de incubação, como mencionados anteriormente. Ainda para a aplicação do mesmo no uso como embalagens, outras propriedades relacionadas a este biocompósito devem ser testadas, como teor de inchamento, resistência ao impacto, resistência à flexão, biodegradação em solo e exposição a intemperismo natural, por exemplo.

REFERÊNCIAS

ABE, E.; EIRA, A.F.; MINHONI, M.T.A. Relações entre temperatura de pasteurização e contaminação do composto durante o cultivo de *Pleurotus ostreatus* (Jacquim Fries) Kummer. **Científica**, v.20, p.423-433, 1992.

ABIA – ASSOCIAÇÃO BRASILEIRA DAS INDÚSTRIAS DE ALIMENTAÇÃO. **Relatório anual**, 2016.

ABIFRA - ASSOCIAÇÃO BRASILEIRA DAS INDÚSTRIAS DE ÓLEOS ESSENCIAIS, PRODUTOS QUÍMICOS AROMÁTICOS, FRAGRÂNCIAS, AROMAS E AFINS. **Código de Boas Práticas da IOFI - International Organization of the Flavor Industry**, 43p., 2010.

ABNT – Associação Brasileira de Normas Técnicas. **NBR 8082: Espuma rígida de poliuretano para fins de isolamento térmica – Determinação da resistência a compressão**. Rio de Janeiro, 2016.

ALEMDAR, A; SAIN, M. Biocomposites from wheat straw nanofibers: Morphology, thermal and mechanical properties. **Composites Science and Technology**, v. 68, p. 557-565, 2008.

ANTONINO, N. A. **Otimização do processo de obtenção de quitina e quitosana de exoesqueletos de camarões oriundos da indústria pesqueira paraibana**. 2007. Dissertação (Mestrado em Química) - Universidade Federal da Paraíba (UFPB), João Pessoa.

ANVISA. **Perguntas frequentes sobre aditivos alimentares**. Disponível em:<http://portal.anvisa.gov.br/perguntas-view?p_p_id=101_INSTANCE_nySyFH9AWYKL&_101_INSTANCE_nySyFH9AWYKL_groupId=33916&_101_INSTANCE_nySyFH9AWYKL_urlTitle=aditivos-alimentares&_101_INSTANCE_nySyFH9AWYKL_struts_action=%2Fasset_publisher%2Fview_content&_101_INSTANCE_nySyFH9AWYKL_assetEntryId=417464&_101_INSTANCE_nySyFH9AWYKL_type=content>. Acesso em 12 out. 2017.

ARIFIN, Y. H.; YUSUF, Y. Mycelium Fibers as New Resource For Environmental Sustainability. **Procedia Engineering**, v. 53, p. 504-508, 2013.

ARORA, D. K.; ELANDER, R.P.; MUKERJI, K.G. **Handbook of applied mycology**. 1992, v.4, New York: Marcel Dekker, 1114 p.

ASTM - American Society for Testing and Materials. **D570-95: Standard Test Method for Water Absorption of Plastics**. New York, 1998.

ATTIAS, N.; DANAI, O.; TARAZI, E.; GROBMAN, Y. J. Developing novel applications of mycelium based bio-composite materials for architecture and design. **Building with bio-based materials: Best practice and performance specification**. September 6th-7th. Zagreb, Croatia. 2017.

AUTA, R.; ADAMUS, G.; KWIECIEN, M.; RADECKA, I.; HOOLEY, P. Production and characterization of bacterial cellulose before and after enzymatic hydrolysis. **African Journal of Biotechnology**, v.16, n. 10, p. 470-482, 2017.

BAJWA, D. S.; HOLT, G. A.; BAJWA, S. G.; DUKE, S. E.; MCINTERE, G. Enhancement of termite (*Reticulitermes flavipes* L.) resistance in mycelium reinforced biofiber-composites. **Industrial Crops & Products**, v. 107, p. 420-426, 2017.

BAYER, E.; MCINTYRE, G.; e SWERSEY, B. L. **Method for producing grown materials and products made thereby**. U.S. Patent Application US 2008 0145577 A1, Jun. 2008.

BENKENDORF, S. **Produção de biocompósito de mate, guaraná e *Pleurotus sajor-caju***. 2017. Trabalho de Conclusão de Curso (Bacharelado em Engenharia Química) - Universidade da Região de Joinville (UNIVILLE), Joinville.

BONATTI, M. **Estudo do potencial nutricional de cogumelos do gênero *Pleurotus* cultivados em resíduos agroindustriais**. 2001. Dissertação (Mestrado em Engenharia Química) - Universidade Federal de Santa Catarina (UFSC), Florianópolis.

BONATTI, M.; KARNOPP, P.; SOARES, H.M.; FURLAN, S.A. Evaluation of *Pleurotus ostreatus* and *Pleurotus sajor-caju* nutritional characteristics when cultivated in different lignocellulosic wastes. **Food Chemistry**, v. 88, p. 425-428, 2004.

BORSOI, C. **Compósitos de poliestireno e poliestireno expandido reciclado reforçado com fibras de curauá: propriedades e degradação**. 2012. Dissertação (Mestrado em Engenharia de Processos e Tecnologias) - Universidade de Caxias do Sul (UCS), Caxias do Sul.

BRASIL. Portaria nº 540 da Secretaria de Vigilância Sanitária de 27 de outubro de 1997. **Aprova o Regulamento Técnico: Aditivos Alimentares - definições, classificação e emprego**. Órgão emissor: SVS/MS - Ministério da Saúde. Secretaria de Vigilância Sanitária.

BRASIL. Resolução de Diretoria Colegiada nº 2, de 15 de janeiro de 2007. **Aprova o “Regulamento Técnico sobre Aditivos Aromatizantes”**. Órgão emissor: ANVISA – Agência Nacional de Vigilância Sanitária.

BRASIL. Resolução CONAMA nº 313/2002. "**Dispõe sobre o Inventário Nacional de Resíduos Sólidos Industriais**". Data da legislação: 29/10/2002 - Publicação DOU nº 226, de 22/11/2002, p. 85-91.

CARVALHO, A. G.; de ANDRADE, B. G.; CABRAL, C. P. T.; VITAL, B.. Efeito da adição de resíduos de poda da erva-mate em painéis aglomerados. **Revista Árvore**, v. 39, n. 1, p. 209–214, 2015.

CASTRO, D. O.; FROLLINI, E.; MARINI, J.; RUVOLO-FILHO, A. Preparação e caracterização de biocompósitos baseados em fibra de curauá, biopolietileno de alta densidade (BPEAD) e polibutadieno líquido hidroxilado (PBHL). **Polímeros**, v. 23, n. 1, p. 65-73, 2013.

CHANG, S.T.; MILES, P.G. **Mushrooms: cultivation, nutritional value, medicinal effect and environmental impact**. New York: CRC Press, 451 p., 2004.

CLÁUDIO, A. F. M.; FERREIRA, A. M.; FREIRE, M. G.; COUTINHO, J. A. P. Enhanced extraction of caffeine from guaraná seeds using aqueous solutions of ionic liquids. **Green Chemistry**, v. 15, p. 2002-2010, 2013.

COGORNI, P. F. B. O.; SCHULZ, J. G.; ALVES, E. P.; GERN, R. M. M.; FURLAN, S. A.; WISBECK, E. The production of *Pleurotus sajor-caju* in peach palm leaves (*Bactris gasipaes*) and evaluation of its use to enrich wheat flour. **Food Science and Technology**, v. 34, n. 2, p. 267-274, 2014.

COMPOSITE MATERIAL. Disponível em: <<https://www.britannica.com/technology/composite-material>>. Acesso em 20 out. 2017.

CONAB – COMPANHIA NACIONAL DE ABASTECIMENTO. **Relatório mensal: Guaraná**. Julho de 2017.

COUTO, S. R.; SAROMÁN Á. Application of solid-state fermentation to food industry – A review. **Journal of Food Engineering**, v. 76, p. 291–302, 2016.

CRAWFORD, B; PAKPOUR, S; KAZEMIAN, N; KLIRONOMOS, J; STOEFFLER, K; RHO, D.; DENAULT, J; MILANI, A. S. Effect of Fungal Deterioration on Physical and

Mechanical Properties of Hemp and Flax Natural Fiber Composites. **Materials (Basel)**, v. 10, n. 11, 2017.

DUAS Rodas. Disponível em:< <http://www.duasrodas.com/pt/produtos/flavors/extratos-e-desidratados>>. Acesso em 12 out. 2017.

DUFRESNE, A.; MOHAMED, N. B. Cellulose-reinforced composites: from micro-to nanoscale. **Polímeros**, v. 23, n. 3, p. 227-286, 2013.

DUPRAT, M.F.L.B.; RAMPINELLI, J.R.; LIMA, S.G.; SILVA, D.A.K.; FURLAN, S.A.; WISBECK, E. Potencial nutritivo de cogumelos *Pleurotus ostreatus* cultivados em folhas de pupunheira. **B. CEPPA: Boletim Centro de Pesquisa de Processamento de Alimentos**, v. 33, n. 1, p.18-29, 2015.

ECOVATIVE. **About.** Disponível em:< <https://ecovativdesign.com/about>>. Acesso em 20 out. 2017.

EICHLEROVÁ, I.; HOMOLKA, L.; NERUD, F.; ZADRAZIL, F.; BALDRIAN, P.; GABRIEL, J. Screening of *Pleurotus ostreatus* isolates for their ligninolytic properties during cultivation on natural substrates. **Biodegradation**, v. 11, n. 5, p. 279-287, 2000.

EIRA, A. F. Fungos comestíveis. In: ESPÓBITO, E; AZEVEDO, J. L. (Ed.). **Fungos uma introdução a biologia, bioquímica e biotecnologia**. Caxias do Sul: EducS, 2004. Cp. 12, p.379-448.

ESMELINDRO, M. C.; TONIAZZO, G.; WACZUK, A.; DARIVA, C.; de OLIVEIRA, D. Caracterização Físico-Química da Erva-Mate: Influência das Etapas do Processamento Industrial. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, v. 22, n. 2, p. 193–204, 2002.

FARUK, O.; BLEDZKI, A.K.; FINK, H.; SAIN, M. Biocomposites reinforced with natural fibers: 2000–2010. **Progress in Polymer Science**, v. 37, p. 1552-1596, 2012.

FELFLI, F. F.; MESA P, J. M.; ROCHA, J. D.; FILIPPETTO, D.; LUENGO, C. A.; PIPPO, W. A. Biomass briquetting and its perspectives in Brazil. **Biomass & Bioenergy**, v. 35, p. 236-242, 2011.

FMI. **Future Market Insights.** Disponível em:< <https://www.futuremarketinsights.com/reports/food-additives-market>>. Acesso em 22

out. 2017.

FURLAN, S.A.; VIRMOND, L.J.; MIERS, D.A.; BONATTI, M.; GERN, R.M.M.; JONAS, R. Mushrooms strains able to grow at high temperatures and low pH values. **World Journal of Microbiology and Biotechnology**, v. 13, n. 6, p. 689-692, 1997.

GEANKOPLIS, C. J. **Procesos de transporte y operaciones unitarias**. 3ª ed. México: Compañía Editorial Continental, S. A., 1998.

GONZÁLEZ, T. B.; DOMÍNGUEZ, M. S.; BAUTISTA, S. A. Cultivo del hongo comestible *Pleurotus ostreatus* var *Florida* sobre fibra de coco y pulpa de café. **Revista Mexicana de Micología**, v.9, p.13-18, 1993.

GRADO Zero Espace. **Musking**. Disponível em:<<http://www.gradozero.eu/gzenew/index.php?pg=muskin&lang=em>>. Acesso em 22 out. 2017.

GREGORI, A.; SVAGELJ, M.; PAHOR, B.; BEROVIC, M.; POHLEVEN, F. The use of spent brewery grains for *Pleurotus ostreatus* cultivation and enzyme production. **New Biotechnology**, v. 2, n. 2/3, p. 157-161, 2008.

HANEEF, M.; CESERACCIU, L.; CANALE, C.; BAYER, I.S.; GUERRERO, J.A.H.; ATHANASSIOU, A. Advanced materials from fungal mycelium: fabrication and tuning of physical properties. **Scientific Reports**, v. 7, p. 1-11, 2017.

HESELTIME, C.W. Solid state fermentation – an overview. **Internacional Biodeterioration**, v. 23, p. 79-89, 1987.

HOLT, G.A.; MCINTYRE, G.; FLAGG, D.; BAYER, E.; WANJURA, J.D.; PELLETIER, M.G. Fungal mycelium and cotton plant materials in the manufacture of biodegradable molded packing material: Evaluation Study of Select Blends of Cotton Byproducts. **Journal of Biobased Materials and Bioenergy**, v. 6, n. 4, p. 431–439, 2012.

IBGE - Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística. **Produção da Extração Vegetal e da Silvicultura 2015**. Disponível em:<<https://sidra.ibge.gov.br/pesquisa/pevs/quadros/brasil/2015>>. Acesso em 26 jul. 2017.

Ilex paraguariensis by Köhler's Medizinal-Pflanzen. Disponível em:<https://pt.wikipedia.org/wiki/Ficheiro:Ilex_paraguariensis_-

_K%C3%B6hler%E2%80%93s_Medizinal-Pflanzen-074.jpg>. Acesso em 27 jul. 2017.

IPEA - Instituto de Pesquisa Econômica Aplicada. **Diagnóstico dos resíduos sólidos industriais: Relatório de pesquisa**. Brasília, 2012.

JACQUES, R. A. **Caracterização Química da Erva Mate (*Ilex paraguariensis*): Aplicação de Diferentes Processos de Extração e Influência das Condições de Plantio Sobre a Composição Química**. 2005. Tese (Doutorado em Química) - Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre.

JIANG, L.; WALCZYK, D.; MCINTYRE, G. Vacuum infusion of mycelium-bound biocomposite preforms with natural resins. **CAMX - The Composites and Advanced Materials Expo Conference Proceedings**. Orlando, FL, October 13-16, 2014.

JIANG, L.; WALCZYK, D.; MCINTYRE, G.; BUCINELL, R. A new approach to manufacturing biocomposite sandwich structures: mycelium-based cores. **Proceedings of the ASME 2016 International Manufacturing Science and Engineering Conference. MSEC2016**. USA, 2016.

JIANG, L.; WALCZYK, D.; MCINTYRE, G.; BUCINELL, R.; TUDRYN, G. Manufacturing of biocomposite sandwich structures using mycelium-bound cores and preforms. **Journal of Manufacturing Processes**, v. 28, p. 50-59, 2017.

JIANG, L.; WALCZYK, D.; MCINTYRE, G.; CHAN, W.K. Cost modeling and optimization of a manufacturing system for mycelium-based biocomposite parts. **Journal of Manufacturing Systems**, v. 41, p. 8-20, 2016.

JIANG, L.; WALCZYK, D.; MOONEY, L.; PUTNEY, S. **Manufacturing of mycelium-based biocomposites**. Conference Paper, 2013.

JOHANSSON, C.; BRAS, J.; MONDRAGON, I.; NECHITA, P.; PLACKETT, D.; SIMON, P.; SVETEC, D. G.; VIRTANEN, S.; BASCHETTI, M. G.; BREEN, C.; CLEGG, F.; AUCEJO, S. Renewable fibers and bio-based materials for packing applications – A review of recente developments. **BioResources**, v. 7, n. 2, p. 2506-2552, 2012.

JONES, M.; HUYNH, T.; DEKIWADIA, C.; DAVER, F.; JOHN, S. Mycelium composites: A review of engineering characteristics and growth kinetics. **Journal of Bionanoscience**, v. 11, p. 1-16, 2017.

KOMURA, D.L. ***Pleurotus ostreatus* Variedade Flórida: Caracterização estrutural de polissacarídeos do micélio e exopolissacarídeos**. 2009. 79 p. Tese (Doutorado em Ciências Bioquímicas) - Universidade Federal do Paraná, Curitiba.

KONG, W.S. Descriptions of commercially important *Pleurotus* species, In: **Mushroom grower's handbook – Oyster mushroom cultivation**, (Mushroom Ed.), Seoul, Mushroom-Heineart Inc, p. 54-61, 2004.

LI, X.; PANG, Y.; ZHANG, R. Compositional changes of cottonseed hull substrate during *Pleurotus ostreatus* growth and the effects on the feeding value of the spent substrate. **Bioresource Technology**, v. 80, p. 157-161, 2001.

LILIVELT, R. J. J.; LINDNER, G.; TEUFFEL, P. M.; LAMERS, H. M. The production process and compressive strength of mycelium-based materials. **First International Conference on Bio-based Building Materials**, 2015. Clermont-Ferrand, France (p. 1-6).

LOPES, F. C. R. **Análise cinética da decomposição térmica do resíduo da semente do guaraná (*Paullinia cupana*) em atmosfera oxidante**. 2016. Dissertação (Mestrado em Engenharia Química) – Universidade Estadual de Campinas, Campinas.

MA, X.; CHANG, P. R.; YU, J.; STUMBORG, M. Properties of biodegradable citric acid-modified granular starch/thermoplastic pea starch composites. **Carbohydrate Polymers**, v. 75, p. 1-8, 2009.

MADAN, M.; VASUDEVAN, P.; SHARMA, S. Cultivation of *Pleurotus sajor-caju* on different agro-wastes. **Biological Wastes**, v. 22, p. 241-250, 1987.

MARQUEZ-ROCHA, F.J.; RODRIGUEZ, V.Z.H.; DUHALT, R.V. Biodegradation of soil-adsorbed polycyclic aromatic hydrocarbons by White-rot fungus *Pleurotus ostreatus*. **Biotechnology Letters**, v.22, p. 469-472, 2000.

MATERIALS Experience Lab. Disponível em:<
<http://materialsexperiencelab.com/growing-design/>>. Acesso em 20 out. 2017.

MENDES, R. M. O. **Caracterização e avaliação da Erva-mate (*Ilex Paraguariensis* St. Hil.), beneficiada no estado de Santa Catarina**. 2005. Dissertação (Mestrado em Engenharia Química) - Universidade Federal de Santa Catarina, Florianópolis.

MODA, E.M.; HORII, J.; SPOTO, M.H.F. Edible mushroom *Pleurotus sajor-caju* production on washed and supplemented sugarcane bagasse. **Scientia Agricola**, v.62, p.127-132, 2005.

MOGU. **Mycoplast**. Disponível em:<<http://www.mycoplast.com/>>. Acesso em 23 out. 2017.

MOHANTY, A.K.; MISRA, M.; HINRICHSEN, G. Biofibres, biodegradable polymers and biocomposites: An overview. **Macromolecular Materials and Engineering**, v. 276/277, p. 1–24, 2000.

MOLENA, O. **O moderno cultivo de cogumelos**. São Paulo: Nobel, 1989.

MYCOMORPHS. Disponível em:<<https://www.biocentricdesigngroup.com/mycomorphs>>. Acesso em 20 out. 2017.

MYCOTECH. Disponível em:<<https://www.mycote.ch/>>. Acesso em 20 out. 2017.

MYCOWORKS. Disponível em:< <https://www.mycoworks.com/>>. Acesso em 20 out. 2017.

MYX. Disponível em:< <http://jonasedvard.dk/work/myx/>>. Acesso em 20 out. 2017.

NASCIMENTO, J. S.; MORAES, V. S.; BERNARDI, E.; SILVA, S. D. A. Cultivo de *Pleurotus ostreatus* em substratos formulados com casca de mamona, bagaço de cana-de-açúcar e palha de arroz. In: Congresso Brasileiro de Mamona, 2008, 3 ed. **Energia e ricinoquímica: anais**. Salvador: SEAGRI: Embrapa Algodão.

NUNES, V. D. B. **Caracterização do compósito formado por poliestireno expandido (EPS) e celulose microcristalina: Impermeabilizante de superfícies**. 2016. Dissertação (Mestrado em Ciência dos Materiais) - Universidade Federal do Piauí (UFPI), Teresina.

OLIVEIRA, R. L.; BARUD, H.; RIBEIRO, S. J. L.; MESSADDEQ, Y. Síntese e caracterização de derivados celulósicos obtidos a partir da celulose bacteriana. **Anais do 11º Congresso Brasileiro de Polímeros**, Campos do Jordão, SP. 16 a 20 de outubro de 2011. p. 2759-2764.

NIKOLOV, A.; PASHOV, D. **Mycelium composites - new ecological building**

materials. First scientific - applied conference with international participation "project management in construction"/pmc/ University of Architecture, Civil Engineering and Geodesy, 2014.

PAGLIOSA, C. M. **Caracterização química do resíduo de ervais e folhas “in natura” de erva-mate (*Ilex paraguariensis* A. St. Hil.)**. 2009. 146 p. Dissertação (Pós-Graduação em Ciências de Alimentos) - Universidade Federal de Santa Catarina, Florianópolis.

PALM, M. O. **Avaliação da potencialidade de resíduos lignocelulósicos gerados em indústria de aromas para uso como briquetes**. 2015. Trabalho de Conclusão de Curso (Bacharelado em Engenharia Química) - Universidade da Região de Joinville (UNIVILLE), Joinville.

PEDRI, Z. C. **Uso de biomassa lignocelulósica e *Lentinula edodes* (Berk.) Pegler para desenvolvimento de um biocompósito**. 2014. Dissertação (Mestrado em Engenharia Ambiental) - Universidade Regional de Blumenau (FURB), Blumenau.

PELLETIER, M.G.; HOLT, G.A.; WANJURA, J.D.; LARA, A.J.; TAPIA-CARILLO, A.; MCINTYRE, G.; BAYER, E. An evaluation study of pressure-compressed acoustic absorbers grown on agricultural by-products. **Industrial Crops and Products**, v. 95, p. 342-347, 2017.

PENA, R.; LANG, C.; NAUMANN, A.; POLLE, A. Ectomycorrhizal identification in environmental samples of tree roots by Fourier-transform infrared (FTIR) spectroscopy. **Frontiers in Plant Science**, v. 5, 2014.

PESSONI, R. A. B.; TERSAROTTO, C. C.; MATEUS, C. A. P.; ZERLIN, J. K.; SIMÕES, K; FIGUEIREDO-RIBEIRO, R. C. L.; BRAGA, M. R. Fructose affecting morphology and inducing β -fructofuranosidases in *Penicillium janczewskii*. **SpringerPlus**, p. 4-487, 2015.

RORABACHER, D.B. Statistical treatment for rejection of deviant values: critical values of Dixon's "Q" parameter and related subrange ratios at the 95% confidence level. **Analytical Chemistry**, v. 63, n. 2, p.139-146, 1991.

SANTOS, J. E.; SOARES, J. P.; DOCKAL, E. R. Caracterização de quitosanas comerciais de diferentes origens. **Polímeros: Ciência e Tecnologia**, v. 13, n. 4, p. 242-249, 2003.

SATYANARAYANA, K.G.; ARIZAGA, G. G. C.; WYPYCH F. Biodegradable

composites based on lignocellulosic fibers—An overview. **Progress in Polymer Science**, v. 34, p. 982–1021, 2009.

SCHULZ, J.G. **Estudo da Produção de Pleurotus sajor-caju em resíduo de cervejaria (bagaço de malte)**. 2016. Dissertação (Mestrado em Engenharia de Processos) - Universidade da Região de Joinville (UNIVILLE), Joinville.

SPAWNFOAM. Disponível em:< <http://www.spawnfoam.pt/>>. Acesso em 20 out. 2017.

STUART, B. **Infrared Spectroscopy: Fundamentals and Applications**. 2004.

TAIPINA, M. O. **Nanocristais de celulose: obtenção, caracterização e modificação de superfície**. 2012. Dissertação (Mestrado em Química) - Universidade Estadual de Campinas (UNICAMP), Campinas.

TAVARES, A. M.; ATROCH, A. L.; NASCIMENTO FILHO, F. J. do; PEREIRA, J. C. R.; ARAÚJO, J. C. A. de; MORAES, L. A. C.; SANTOS, L. P.; GARCIA, M. V. B.; ARRUDA, M. R.; SOUSA, N. R.; ANGELO, P. C. S. **Cultura do guaranazeiro no Amazonas**. Manaus: Embrapa Amazônia Ocidental, p.40, 2005.

TONINI, R. C. G. **Utilização das bainhas medianas de palmito (*Euterpe edulis Mart. Arecaceae*) como substrato para cultivo de *Lentinula edodes (Beck.) Pegler***. 2004. Dissertação (Mestrado em Engenharia Ambiental) – Universidade Regional de Blumenau (FURB), Blumenau.

TRAVAGLINI, S.; NOBLE, J.; ROSS, P.G.; DHARAN, C.K.H. Mycology matrix composites proceedings. **American Society for Composites - Twenty-Eighth Technical Conference**, 2013.

VIVORIUM. Disponível em: <http://www.alischachtschneider.com/vivorium.html>>. Acesso em 30 out. 2016.

WEBSTER, J. **Introduction to fungi**, 1980, 2 ed. Cambridge: Cambridge University, 530 p.

WESTPHAL, M. S. **Utilização de resíduos da indústria de aromas (guaraná, carvalho, cacau e mate) na produção de Pleurotus sajor-caju**. 2017. Dissertação (Mestrado em Engenharia de Processos) - Universidade da Região de Joinville (UNIVILLE), Joinville.

YANG, Z.; ZHANG, F.; STILL, B.; WHITE, M.; AMSTISLAVSKI, P. Physical and mechanical properties of fungal mycelium-based biofoam. **Journal of Materials in Civil Engineering**, v. 29, n. 7, 2017.

ZIEGLER, A.R.; BAJWA, S.G.; HOLT, G.A.; MCINTYRE, G.; BAJWA, D.S. Evaluation of physico-mechanical properties of mycelium reinforced green biocomposites made from cellulosic fibers. **American Society of Agricultural and Biological Engineers**, v. 32, n. 6, p. 931-938, 2016.

AUTORIZAÇÃO

Nome do autor: MARIA ISABEL ROCHA

RG: 5.887.622

Título da Dissertação: PRODUÇÃO DE BIOCAMPÓSITOS DE *Pleurotus sajor-caju* UTILIZANDO RESÍDUOS DE ERVA-MATE E GUARANÁ

Autorizo a Universidade da Região de Joinville – UNIVILLE, através da Biblioteca Universitária, disponibilizar cópias da dissertação de minha autoria.

Joinville, 18 de julho de 2018.

Maria Isabel Rocha

Assinado de forma digital por
Maria Isabel Rocha
Dados: 2018.07.18 10:46:28 -03'00'

Assinatura do aluno