

RESSALVA

Atendendo solicitação do autor, o texto completo desta **Dissertação** será disponibilizado somente a partir de 11/04/2026.

Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho”
Faculdade de Ciências Farmacêuticas – Campus de Araraquara
Programa de Pós-Graduação em Biociências e Biotecnologia
Aplicadas à Farmácia

**Síntese de ésteres de geraniol catalisada por micélio de *Aspergillus*
tubingensis com elevada atividade lipolítica**

Rhyan Lelis Nubile Gonçalves

Araraquara
2024

Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho”
Faculdade de Ciências Farmacêuticas – Campus de Araraquara
Programa de Pós-Graduação em Biociências e Biotecnologia
Aplicadas à Farmácia

**Síntese de ésteres de geraniol catalisada por micélio de *Aspergillus*
tubingensis com elevada atividade lipolítica**

Dissertação apresentada ao programa de Pós-Graduação em Biociências e Biotecnologia Aplicadas à Farmácia, da Faculdade de Ciências Farmacêuticas de Araraquara, Universidade Estadual Paulista – UNESP, como parte dos requisitos para o título de mestre em Biociências e Biotecnologia aplicadas à Farmácia. Áreas de concentração: Bioquímica, Microbiologia e Biotecnologia.

Discente: Rhyan Lelis Nubile Gonçalves

Orientador: Prof.^a Dra. Ariela Veloso de Paula

Coorientador: Prof.^a Dra. Ana Karine Furtado de Carvalho

Araraquara

2024

G635s Gonçalves, Rhyan Lelis Nubile.
Síntese de ésteres de geraniol catalisada por micélio de *Aspergillus tubingensis* com elevada atividade lipolítica / Rhyan Lelis Nubile
Gonçalves. – Araraquara, 2024.
122 p. : il.

Orientadora: Ariela Veloso de Paula.
Coorientadora: Ana Karine Furtado de Carvalho.

Dissertação (Mestrado) – Universidade Estadual Paulista. "Júlio de Mesquita Filho". Faculdade de Ciências Farmacêuticas. Programa de Pós-graduação em Biociências e Biotecnologia Aplicadas à Farmácia. Áreas de concentração: Bioquímica, Microbiologia e Biotecnologia.

1. Esterificação. 2. Ester bioativo. 3. Fungos filamentosos . 4. Acetato de geranila . 5. Micélio . 6. *Aspergillus tubingensis* I. Paula, Ariela Veloso de, orient. II. Carvalho, Ana Karine Furtado de, coorient. III. Título.

Diretoria do Serviço Técnico de Biblioteca e Documentação - Faculdade de Ciências Farmacêuticas
UNESP - Campus de Araraquara

CAPES: 33004030081P7
Esta ficha não pode ser modificada

CERTIFICADO DE APROVAÇÃO

TÍTULO DA DISSERTAÇÃO: Síntese de ésteres de geraniol catalisada por micélio de *Aspergillus tubingensis* com elevada atividade lipolítica

AUTOR: RHYAN LELIS NUBILE GONÇALVES

ORIENTADORA: ARIELA VELOSO DE PAULA

COORIENTADORA: ANA KARINE FURTADO DE CARVALHO

Aprovado como parte das exigências para obtenção do Título de Mestre em Ciências, área: Análises Clínicas pela Comissão Examinadora:

Profa. Dra. ARIELA VELOSO DE PAULA (Participação Virtual)
Departamento de Engenharia de Bioprocessos e Biotecnologia / Faculdade de Ciências Farmacêuticas do
Campus de Araraquara da Unesp

Prof. Dr. LINDOMAR ALBERTO LERIN (Participação Virtual)
Departamento de Ciências Químicas, Farmacêuticas e Agrícolas / Universidade de Ferrara - UNIFE (Itália)

Profa. Dra. VALÉRIA DE CARVALHO SANTOS EBINUMA (Participação Virtual)
Departamento de Engenharia de Bioprocessos e Biotecnologia / Faculdade de Ciências Farmacêuticas -
UNESP - Araraquara

Araraquara, 11 de abril de 2024

Agradecimentos

A minha família por sempre estar ao meu lado, me apoiando em todas as decisões e por me ajudar a transformar meus projetos e objetivos em realidade.

Aos meus amigos de Lorena que estão comigo a muitos anos, me incentivando, me oferecendo suporte e conselhos valiosos em momentos em que a caminhada se tornou desafiadora.

Aos meus companheiros dos Laboratórios de Enzimologia Industrial e Engenharia Enzimática, que participaram da minha trajetória e me auxiliaram de alguma maneira. Obrigado por esses anos que foram facilitados pela amizade e companheirismo que criamos ao longo dessa jornada.

A minha orientadora, Prof.^a Dr.^a Ariela Veloso de Paula pela oportunidade oferecida a mim, por ter confiança em meu trabalho e por me ajudar a alcançar meus objetivos. Através de sua orientação foi possível evoluir como pesquisador e profissionalmente.

A minha co-orientadora, Prof.^a Dr.^a Ana Karine Furtado de Carvalho por me acompanhar nessa jornada desde a graduação e ter descoberto meu potencial para o campo científico. Com seus conselhos valiosos me tornei um pesquisador melhor.

O presente trabalho foi realizado com o apoio da Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior – Brasil (CAPES) – Código de Financiamento 001. E do Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico.

“Se o conhecimento estivesse ao alcance da mão e pudesse ser encontrado sem qualquer dificuldade, seria certamente negligenciado. Tudo que é nobre é tão difícil quanto raro.”

Baruch Spinoza

RESUMO

Nos últimos anos, o micélio de fungos filamentosos tem emergido como um protagonista promissor na área da biotransformação. Essa rede intrincada de filamentos, conhecida como micélio, desempenha um papel crucial na absorção de nutrientes do ambiente e, mais recentemente, tem sido explorado por sua capacidade catalítica. Uma das áreas de interesse é a esterificação de terpenos, componentes aromáticos encontrados em muitas plantas e presentes em óleos essenciais, utilizados desde a antiguidade para o tratamento de diversas doenças. Descobriu-se que a esterificação de terpenos resulta em uma molécula mais estável, menos tóxica e com propriedades similares aos seus álcoois constituintes. Aliado a isso, a esterificação enzimática catalisada por lipases é mais sustentável, pois reduz drasticamente o uso de reagentes químicos e processos pouco sustentáveis. Assim, neste estudo, utilizaram-se lipases ligadas ao micélio de *Aspergillus tubingensis* em um reator de tanque agitado operando em modo batelada, para síntese de éster terpênico. Os substratos utilizados foram geraniol (álcool) e ácido acético (acil doador). O objetivo deste trabalho foi desenvolvimento do micélio de *A. tubingensis* a fim de se obter uma biomassa com maior potencial catalítico, e a otimização da produção de acetato de geranila. A partir dos tratamentos efetuados no micélio, *a priori* foram obtidos resultados elevados de atividade hidrolítica $955,73 \pm 31,65$ U/g e de esterificação $989,08 \pm 30,33$ U/g. Em seguida, o micélio foi caracterizado com relação aos valores de pH e temperatura ótimos, resultando em pH ótimo de 7,0 e temperatura ótima de 37 °C. Com relação aos parâmetros cinéticos, foram obtidos K_m de 280,2 Mm e $V_{m\acute{a}x}$ de 2000 U/g, demonstrando que o micélio segue a cinética de Michaelis-Menten. Visando à otimização da produção de acetato de geranila, realizaram-se planejamentos fatoriais, com as variáveis independentes: temperatura, razão molar e carga enzimática. A produção do acetato de geranila foi otimizada, alcançando 100% m/m de conversão nas condições razão molar 1:5 (geraniol/ácido acético), temperatura 45 °C e carga enzimática 5% (% m/m) em 24 h de reação. Resultados obtidos revelam que as novas abordagens aplicadas ao micélio como biocatalisador aumentaram seu potencial de forma significativa. De forma notável, o micélio de *A. tubingensis* demonstrou boa resistência a ambientes ácidos. Além disso, sua capacidade de alcançar uma conversão de 100% de ésteres de geraniol é um marco significativo. Essa realização, até então inédita na literatura científica, abre novas perspectivas para a aplicação do micélio como um biocatalisador eficiente. A possibilidade de produzir moléculas bioativas com a conversão obtida é promissora e pode revolucionar a indústria biotecnológica e outras áreas de pesquisa.

Palavras chaves: esterificação, éster bioativo, fungos filamentosos, acetato de geranila, micélio, *Aspergillus tubingensis*.

ABSTRACT

In recent years, the mycelium of filamentous fungi has emerged as a promising protagonist in the field of biotransformation. This intricate network of filaments, known as mycelium, plays a crucial role in absorbing nutrients from the environment and, more recently, has been explored for its catalytic ability. One of the areas of greatest interest is the esterification of terpenes, aromatic components found in many plants and basic components of essential oils, which have been used since ancient times for the treatment of various diseases. It has been found that the esterification of terpenes results in a more stable molecule, less toxic, with properties like its constituent alcohols. In this sense, enzyme-catalyzed esterification by lipases drastically reduces the use of chemical reagents and unsustainable processes. Thus, in this study, lipases linked to the mycelium of *Aspergillus tubingensis* were used in a stirred tank reactor operating in batch mode for the synthesis of terpene ester. The substrates used were geraniol (alcohol) and acetic acid (acyl donor). The objective of this work was the development of *A. tubingensis* mycelium to obtain biomass with higher catalytic potential, and the optimization of geranyl acetate production. From the treatments performed on the mycelium, initially high results of hydrolytic activity of 955.73 ± 31.65 U/g and esterification of 989.08 ± 30.33 U/g were obtained. Then, the mycelium was characterized with respect to optimal pH and temperature values, resulting in an optimal pH of 7.0 and an optimal temperature of 37 °C. Regarding kinetic parameters, K_m of 280.2 Mm and V_{max} of 2000 U/g were obtained, demonstrating that the mycelium follows Michaelis-Menten kinetics. To optimize geranyl acetate production, factorial designs were performed, with the independent variables: temperature, molar ratio, and enzyme loading. Geranyl acetate production was optimized, achieving 100% m/m conversion under the conditions of 1:5 molar ratio (geraniol/acetic acid), temperature of 45 °C, and enzyme loading of 5% (m/m) in 24 h of reaction. Results obtained reveal that the new approaches applied to mycelium as a biocatalyst have significantly increased its potential. Remarkably, *A. tubingensis* mycelium demonstrated surprising resistance in acidic environments, surpassing expectations. Furthermore, its ability to achieve 100% conversion of geraniol esters is a significant milestone. This achievement, hitherto unprecedented in scientific literature, opens new perspectives for the application of mycelium as a highly efficient biocatalyst. The possibility of producing bioactive molecules with this success rate is promising and could revolutionize industry and other areas of research.

Keywords: esterification; bioactive esters; lipases; filamentous fungi; geranyl acetate; whole cells.

LISTAS DE FIGURAS

Figura 1. Diagrama esquemático da maturação e localização das lipases ROL nas hifas de *R. oryzae* (Fukuda et al., 2008).

Figura 2. Print dos valores de escala pré-definidos a partir do diâmetro da hifa mensurada em ImageJ®.

Figura 3. Fluxograma da 1ª etapa - Processo de produção de lipases ligadas ao micélio de *Aspergillus tubingensis*.

Figura 4. Principais via de utilização da glicose.

Figura 5. Diagrama esquemático que propõe uma lógica geral de utilização de acetil-CoA sob crescimento e estados de sobrevivência (Shi; Tu, 2015). Nos estados de crescimento, o acetil-CoA é direcionado para fora da mitocôndria e para o citosol e núcleo para o uso na síntese lipídica ou na acetilação de histonas. Em estado de sobrevivência, o acetil-CoA é canalizada para a mitocôndria para síntese de ATP e corpos cetônicos. A oxidação de ácidos graxos aumenta significativamente o acetil-CoA mitocondrial.

Figura 6. Gráfico de valores de atividades hidrolíticas (U/g) e biomassa (g/L) obtidos no cultivo do fungo *A. tubingensis* (170 rpm, 37 °C, 72h) empregando diferentes fontes de carbono.

Figura 7. Atividades hidrolíticas obtidas dos cultivos em função do tempo (0-168 h).

Figura 8. Gráfico da concentração de micélio (g/L) obtidos no cultivo do fungo *A. tubingensis* (170 rpm, 37 °C, 0-168h) empregando diferentes fontes de carbono.

Figura 9. Cultivo de 168h contendo glicose (0,1 %) contendo 13.2 g/L de biomassa.

Figura 10. Fluxograma dos processos de produção de lipases em método convencional de imobilização e lipases ligadas ao micélio.

Figura 11. Representação esquemática da fisiologia do micélio em diferentes escalas (HANEED et al., 2017). (A) Imagem de microscopia óptica de um filme de micélio mostrando uma rede ramificada de microfilamentos (hifas). (B) Representação esquemática de uma hifa formada por células separadas por paredes transversais (septos), todas encerradas dentro de uma parede celular. (C) Representação esquemática da parede celular que é composta de quitina na membrana celular, uma camada de glucanos (cuja composição varia entre espécies) e uma camada de proteínas na superfície.

Figura 12. Fluxograma da 2ª etapa – Processo de tratamento aplicado ao micélio de *Aspergillus tubingensis*.

Figura 13. Análises de microscopia eletrônica de varredura (MEV) realizadas no micélio submetido aos diferentes tratamentos após o cultivo de 72h. (I) liofilização; (II) liofilização seguida de lavagem com hexano por 4h.

Figura 14. Gráfico de frequência da escala de cinza dos grupos da biomassa que passaram por tratamento, obtidas a partir de cada micrografia. (I) liofilização; (II) liofilização seguida de lavagem com hexano por 4h.

Figura 15. Gráfico de frequências das áreas superficiais dos grupos da biomassa que passaram por tratamento. Amostras das áreas obtidas a partir de cada micrografia, (I) liofilização; (II) liofilização seguida de lavagem com hexano por 4h. Cada losango representa um único septo medido do () cultivo controle, () tratamento (I) e () tratamento (II).

Figura 16. Gráfico de caracterização das lipases do micélio de *A. tubingensis* em relação a temperatura ótima a partir das atividades hidrolíticas, mantendo o pH 7,0. As barras de erro representam o desvio padrão das triplicatas.

Figura 17. Gráfico de caracterização das lipases do micélio de *A. tubingensis* em relação ao pH ótimo das atividades hidrolíticas (temperatura de 37 °C fixada). As barras de erro representam o desvio padrão das triplicatas.

Figura 18. Gráfico de regressão hiperbólica de Michaelis-Menten de lipases do micélio de *A. tubingensis*, em diferentes concentrações de substrato de azeite a 37 °C. As barras de erro representam o desvio padrão das triplicatas.

Figura 19a. Curva de contorno 2D para conversão de acetato de geranila após 24 h de reação em um reator que tanque agitado em batelada. Conversão pelo fungo filamentoso *Aspergillus tubingensis* em função da temperatura (X_2 , °C) e razão molar (X_1 , % m/m).

Figura 19b. Curva de contorno 2D para conversão de acetato de geranila após 24h de reação em um reator que tanque agitado em batelada. Conversão pelo fungo filamentoso *Aspergillus tubingensis* em carga enzimática (X_3 , % m/m) e razão molar (X_1 , % m/m).

Figura 19c. Curva de contorno 2D para conversão de acetato de geranila após 24h de reação em um reator que tanque agitado em batelada. Conversão pelo fungo filamentoso *Aspergillus tubingensis* em função da carga enzimática (X_3 , % m/m) e razão molar (X_2 , %m/m).

Figura 20. Efeito do tempo na síntese de acetato de geranila em reator de tanque agitado em modo batelada (BSTR). Condições reacionais: 5 % (m/m) de micélio de *Asp. tubingensis*, geraniol/ácido acético 1:5 razão molar e 60 °C. Os valores são a média de experimentos em duplicata.

LISTAS DE TABELAS

Tabela 1. Atividades hidrolíticas a partir de diferentes fontes de carbono em cultivo submerso de 72h.

Tabela 2. Reações de hidrólise e esterificação utilizando micélio.

Tabela 3. Composição do meio de cultura para o crescimento de biomassa de *Aspergillus tubingensis*.

Tabela 4. Fontes de carbono empregadas para o cultivo do fungo *Aspergillus tubingensis* (170 rpm, 37 °C, 72h).

Tabela 5. Valores de atividades hidrolíticas (U/g) e biomassa (g/L) obtidos no cultivo do fungo *A. tubingensis* (170 rpm, 37 °C, 72h) empregando diferentes fontes de carbono. *Para a atividade hidrolítica os valores são a média $\pm$ desvio padrão dos experimentos em triplicadas. Para a mesma resposta, letras minúsculas diferentes representam diferenças significativas ($p < 0,05$) pelo teste de Tukey.

Tabela 6. Avaliação do efeito do tempo e presença de glicose nas atividades hidrolíticas (U/g) obtidas no cultivo do fungo *A. tubingensis* a partir do pós-teste Tukey $\alpha = 0,05$, contendo azeite de oliva (3% m/v) e variando-se a glicose (0 ou 0,1% m/v) no meio de cultivo. Para a mesma resposta, letras minúsculas diferentes representam diferenças significativas ($p < 0,05$) pelo teste de Tukey.

Tabela 7. Valores de $\mu_{\max}$ a partir da linearização de $\log C_x$ em função do tempo de cultivo.

Tabela 8. Cultivos que se utilizaram de azeite de oliva como indutor de lipases.

Tabela 9. Valores de atividades hidrolíticas (U/g) e de esterificação (U/g) obtidos do micélio de *A. tubingensis* submetidas à diferentes tratamentos. Para a mesma resposta, letras minúsculas diferentes representam diferenças significativas ($p < 0,05$) pelo teste de Tukey.

Tabela 10. Avaliação das áreas superficiais obtidas a partir das micrografias processadas no software ImageJ do micélio que passou por tratamento obtidas no cultivo do fungo *A. tubingensis* (170 rpm, 37 °C, 72h). Para mesma resposta, letras minúsculas diferentes representam diferenças significativas ($p < 0,05$) pelo teste de Tukey.

Tabela 11. Valores de K_m e $V_{\max}$ referentes ao substrato azeite de oliva produzidas por diferentes espécies de fungos.

Tabela 12. Produção de acetato de geranila nas reações de esterificação entre geraniol (G) e ácido acético (A), em diferentes condições de razões molares e temperatura.

Tabela 13. Produção de acetato de geranila nas reações de esterificação a partir do uso de peneira molecular.

Tabela 14. Matriz de planejamento (2^3) composto central completo mostrando valores codificados reais (entre parênteses) de variáveis independentes (razão molar geraniol/ácido acético, temperatura e carga enzimática) e respostas obtidas após 24h de reação em um reator de tanque agitado utilizando de micélio de *Aspergillus tubingensis*.

Tabela 15. Valores dos coeficientes das regressões do delineamento composto central (2^3) para avaliação dos efeitos ($p < 0,05$) da razão molar G:A (X_1), temperatura (X_2) e carga enzimática (X_3) sobre a conversão de acetato de geranila.

Tabela 16. Modelo obtido a partir da regressão linear múltipla.

Tabela 17. Análise de variância para conversão de acetato de geranila (% m/m) após 24h de reação usando micélio de *A. tubingensis*.

LISTAS DE ABREVIATURAS E SIGLAS

DPUA	Departamento de Parasitologia da Universidade do Amazonas
SmF	Fermentação em cultivo submerso
AG	Ácidos graxos livres
STR	Reatores de tanque agitado
BSTR	Reator de tanque agitado operando em modo batelada

SUMÁRIO

1	INTRODUÇÃO	19
2	OBJETIVOS	22
2	REVISÃO BIBLIOGRAFICA.....	23
2.1	Catálise enzimática	23
2.2	Fatores que influenciam a produção de lipases fúngicas.....	25
2.3	Produção de lipases ligadas ao micélio	28
2.4	Reações enzimáticas utilizando micélio com atividade lipolítica	31
2.5	Ésteres de geraniol	35
2.6	Produção de acetato de geranila por catálise enzimática.....	36
3	Materiais e métodos	38
3.1	Produção de micélio utilizando <i>A. tubingensis</i>	38
3.1.1	Preparo da solução de esporos.....	38
3.1.2	Cultivo submerso de <i>A. tubingensis</i>	38
3.1.3	Maximização da produção de lipases ligadas ao micélio.....	38
3.1.4	Tratamento do micélio.....	39
3.1.5	Dosagem da umidade	39
3.2	Produção de ésteres de geraniol (acetato de geranila) utilizando micélio de <i>A. tubingensis</i>	39
3.2.1	Aparato experimental	39
3.2.2	Testes preliminares da síntese de acetato de geranila.....	40
3.2.3	Purificação de acetato de geranila.....	40
3.2.4	Quantificação dos ésteres produzidos.....	40
3.2.5	Produção de acetato de geranila em BSTR.....	41
3.2.6	Efeito do tempo no rendimento de acetato de geranila em BSTR	41
3.3	Métodos analíticos	42
3.3.1	Dosagem da atividade hidrolítica	42
3.3.2	Dosagem da atividade de esterificação	42
3.3.3	Determinação do pH e temperatura ideais	43
3.3.4	Determinação dos parâmetros cinéticos	43
3.3.5	Análise morfológica	43
3.3.6	Processamento das imagens e análises das imagens no Software ImageJ	44
3.3.7	Análise estatística	45
4	Resultados e discussões	46

4.1	Influência da glicose e do tempo no crescimento e atividade hidrolítica da biomassa.....	46
4.2	Tratamentos aplicados ao micélio de <i>A. tubingensis</i>	60
4.3	Análise morfológica dos tratamentos aplicados a biomassa na formação estrutural do micélio do fungo <i>A. tubingensis</i>	64
4.4	Caracterização do micélio em relação aos valores de pH e temperatura.....	70
4.5	Determinação dos parâmetros cinéticos (K_m e V_{max}) do micélio de <i>A. tubingensis</i>	72
4.6	Avaliação do micélio na síntese de acetato de geranila em diferentes condições reacionais	75
4.7	Efeito dos parâmetros do processo na síntese de acetato de geranila	77
5	Conclusões	85
6	Referências Bibliográficas	85
7	Material Suplementar	106

1 INTRODUÇÃO

A busca por produtos de alta qualidade que minimizam o impacto ambiental é uma necessidade crescente na sociedade atual. Em consonância com os Objetivos de Desenvolvimento Sustentável (ODS) da Organização das Nações Unidas (ONU), particularmente os objetivos 9 - Construir infraestruturas resilientes, promover a industrialização inclusiva e sustentável e fomentar a inovação e 12 - Assegurar padrões de produção e de consumo sustentáveis (ver Material Suplementar), esforços estão sendo feitos para alcançar o manejo ambientalmente saudável dos produtos químicos e todos os resíduos ao longo de todo o ciclo de vida (“Take Action for the Sustainable Development Goals - United Nations Sustainable Development”, [s.d.]).

A catálise enzimática, uma alternativa verde à catálise química, é um método promissor para a síntese de ésteres naturais, oferecendo vantagens como alta especificidade, quimio, regio e estereosseletividade, altos rendimentos sob condições reacionais moderadas (baixa temperatura e pressão). Reduzindo a formação de subprodutos, baixo consumo de energia e possibilidade de reaproveitamento de biocatalisadores (Ferraz et al., 2015; Kuo et al., 2014; Sá et al., 2017)

Nesse sentido, a esterificação enzimática visando a síntese de moléculas bioativas, catalisada por micélio surge como uma alternativa promissora. Este processo, que utiliza lipases ligadas ao micélio, apresenta várias vantagens em relação à esterificação química convencional (Cortez; De Castro; Andrade, 2017; Oliveira; Mantovani, 2009).

As lipases têm sido amplamente utilizadas como ferramentas tecnológicas na substituição das reações químicas convencionais de hidrólise, síntese de ésteres e interesterificação. Neste contexto, as lipases ligadas ao micélio têm atraído grande interesse de pesquisa devido ao seu potencial para uso em processos biotecnológicos, sendo uma alternativa às enzimas comerciais imobilizadas em materiais poliméricos. Além disso, a facilidade relativa de ampliação de escala do processo ao se utilizar fungos filamentosos torna o micélio um biocatalisador com muitas vantagens comerciais (Romanoa et al., 2020; Roveda; Hemkemeier; Colla, 2010).

A produção de micélio está de acordo com a necessidade, cada vez mais crucial nos dias de hoje, do desenvolvimento de novos materiais verdes e sustentáveis que não sejam uma fonte de poluição para o nosso planeta, uma vez que as enzimas ligadas ao micélio ocorrem de forma natural, não necessitando de processos químicos ou físicos para sua imobilização na matriz polimérica (Haneef et al., 2017; Hardcastle; Waterman-Hoey,

2010; Rydz et al., 2014; Singh; Ohji; Asthana, 2015). Na verdade, as questões de degradação ambiental global dos plásticos sintéticos (Webb et al., 2012) em combinação com os problemas de esgotamento fóssil são as principais razões que empurram a investigação relacionada com materiais para materiais poliméricos obtidos a partir de recursos renováveis (Ceseracciu et al., 2015; Epicoco, 2016; Shalwan; Yousif, 2013).

Intensos esforços de pesquisa estão se concentrando no desenvolvimento de materiais poliméricos de fontes naturais, como celulose (Thakur; Thakur, 2014), lignina (Thakur et al., 2014), pectina (Cui et al., 2016; Valdés et al., 2015) de plantas e proteína de plantas, todos materiais sustentáveis, biocompatíveis e biodegradáveis com ampla variedade de propriedades (Irimia-Vladu, 2013; Mohanty; Misra; Hinrichsen, 2000). O desenvolvimento de tais materiais necessita de métodos geralmente difíceis e complicados de processamento de suas biofontes, para sua extração, desenvolvimento e funcionalização, que podem ser caros, demorados e com baixo rendimento de produção (Kalia et al., 2011). Por isso esses materiais, embora possam resolver diversos problemas ambientais, ainda são caros e têm usos muito limitados (Johansson et al., [s.d.]).

Uma estratégia para superar estes problemas poderia ser o desenvolvimento de biomateriais compósitos com propriedades controladas e ajustáveis durante o crescimento, que estariam prontos para uso sem a necessidade de métodos de processamento caros e sofisticados, para isto o micélio parte vegetativa inferior dos fungos pode superar estes problemas enfrentados. O micélio foi identificado como o maior organismo vivo na terra (uma rede micelial ocupa quase 10 km² nas Montanhas Azuis situadas em Oregon, EUA) (Hawksworth, 2001; “Strange but True: The Largest Organism on Earth Is a Fungus | Scientific American”, [s.d.]). O micélio é composto principalmente de polímeros naturais como quitina, celulose, proteínas, etc., portanto é um material fibroso compósito polimérico natural (Haneef et al., 2017). Devido sua estrutura e composição únicas prevê-se a produção de grandes quantidades de materiais à base de micélio (Haneef et al., 2017).

As vendas mundiais de produtos farmacêuticos à base de terpenos em 2020 alcançaram o valor de 1 bilhão de dólares com expectativa de alcançar o valor de 3 bilhões (Newswire, [s.d.]; Pedroso; Andrade; Pires, 2021; Sousa et al., 2021). O acetato de geranila, composto alvo do presente trabalho, é um bioativo que tem sido explorado comercialmente nas indústrias farmacêuticas, produto da esterificação de um terpeno (geraniol) e ácido (ácido acético). Compostos bioativos conferem inúmeras ações farmacológicas, o que estimula a sua exploração (Mukarram et al., 2021). Além disso,

possuem grande valor terapêutico e são constantemente investigadas para serem aplicadas no tratamento de doenças (Foss; Przybylowicz; Sawicki, 2022; Gonçalves et al., 2012; Parthiban et al., 2016).

A esterificação enzimática direta em sistemas livres de solvente apresenta muitas vantagens econômicas e ambientais. No entanto, essa reação apresenta alguns desafios intrínsecos, especialmente o impacto da proporção molar dos reagentes nos biocatalisadores e o impacto no deslocamento do equilíbrio químico (Sousa et al., 2021). Existem três estratégias possíveis para deslocar o equilíbrio na esterificação: I) adição de um dos substratos em excesso (melhorando o rendimento em relação ao reagente limitante, mas diminuindo em relação ao reagente excedente); II) a remoção *in situ* dos produtos (laterais) para impulsionar a reação geral (Liese; Seelbach; Wandrey, 2006; Marsden et al., 2020).

Frequentemente, em estudos de otimização de processos, as variáveis consideradas cruciais para o rendimento são a razão molar entre os substratos, aplicando ácidos alifáticos com cadeias curtas e álcool de cadeia média ou longa, com um reagente limitante, afetando a polaridade do meio reacional; e a carga enzimática afetando na transferência de massa (Marsden et al., 2020; SOUSA et al., 2021).

Ésteres podem ser produzidos em diferentes configurações de reatores operando em modo batelada, batelada alimentada ou contínuo. Reatores de tanque de agitado (STRs) em batelada (BSTR) são os mais aplicados em reações usando lipases imobilizadas (Remonatto et al., 2022a). Os STRs são simples, fáceis de operar e relativamente mais baratos que a maioria dos reatores; no entanto, quando operados em modo de lote, o reator tem longos períodos de inatividade. Os BSTR são altamente indicados para reações nas quais o biocatalisador pode ser inibido por produtos ou subprodutos. (Poppe et al., 2015; Remonatto et al., 2022a; Vilas Bôas et al., 2018).

Neste contexto, o presente estudo teve como objetivo a produção de acetato de geranila a partir do processo de esterificação enzimática direta em reator de tanque agitado em batelada (BSTR), utilizando-se de micélio de *Aspergillus tubingensis* previamente tratado como biocatalisador da reação.

5 CONCLUSÕES

Os resultados deste estudo ressaltam a importância crucial da glicose na manutenção do crescimento do micélio, favorecendo indiretamente a produção de lipases. Esta descoberta fornece uma base sólida para o desenvolvimento de processos de produção mais eficientes. A abordagem inovadora de tratamento do micélio de *Aspergillus tubingensis* resultou em melhorias significativas nas atividades enzimáticas, correlacionadas com mudanças morfológicas observadas.

Além disso, a determinação dos parâmetros cinéticos revelou que o micélio possui características altamente promissoras para sua aplicação em processos industriais, apresentando uma combinação única de afinidade reduzida pelo substrato e alta velocidade de reação. No processo de otimização da produção de acetato de geranila em BSTR, os resultados foram impressionantes, alcançando uma conversão de 100% dos ésteres. Isso ressalta a eficácia das condições otimizadas e a importância dos tratamentos prévios aplicados ao micélio.

Esses resultados não apenas contribuem para o avanço da ciência dos biocatalisadores, mas também abrem novas perspectivas para a aplicação prática dessas descobertas em processos industriais de síntese de compostos de alto valor. A utilização do micélio, em comparação com as enzimas imobilizadas comercialmente em material polimérico sintético, permite a criação de uma cadeia de matérias-primas naturais, tornando o processo mais sustentável. Além disso, o processo de esterificação enzimática permite a utilização de condições brandas de temperatura sem a necessidade de altas pressões, e o produto é facilmente separável, com o ácido acético residual do processo de esterificação sendo facilmente removido. Isso destaca a importância e as vantagens da catalise enzimática em relação à catalise química.

6 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ALANG, M. B. et al. Synthesis and Characterisation of a Biolubricant from Cameroon Palm Kernel Seed Oil Using a Locally Produced Base Catalyst from Plantain Peelings. **Green and Sustainable Chemistry**, v. 8, n. 3, p. 275–287, 31 jul. 2018.
- ALCÁNTARA, I. et al. Improved biovolume estimation of *Microcystis aeruginosa* colonies: A statistical approach. **Journal of microbiological methods**, v. 151, p. 20–27, 1 ago. 2018.
- ALMYASHEVA, N. R. et al. Biodiesel fuel production by *Aspergillus niger* whole-cell biocatalyst in optimized medium. **Mycoscience**, v. 59, n. 2, p. 147–152, 1 mar. 2017.
- ANDRADE, G. S. S. et al. *Mucor circinelloides* whole-cells as a biocatalyst for the production of ethyl esters based on babassu oil. **Bioprocess and biosystems engineering**, v. 37, n. 12, p. 2539–2548, 5 nov. 2014.
- ANTRANIKIAN, G.; GOTTSCHALK, G. Phosphorylation of citrate lyase ligase in *Clostridium sphenoides* and regulation of anaerobic citrate metabolism in other bacteria. **Biochimie**, v. 71, n. 9–10, p. 1029–1037, 1989.
- ARANA-PEÑA, S. et al. Effects of Enzyme Loading and Immobilization Conditions on the Catalytic Features of Lipase From *Pseudomonas fluorescens* Immobilized on Octyl-Agarose Beads. **Frontiers in Bioengineering and Biotechnology**, v. 8, p. 36, 28 fev. 2020.
- ARANA-PEÑA, S. et al. Immobilization of lipases via interfacial activation on hydrophobic supports: Production of biocatalysts libraries by altering the immobilization conditions. **Catalysis Today**, v. 362, p. 130–140, 15 fev. 2021.
- AYELE, A. et al. Comparative Utilization of Dead and Live Fungal Biomass for the Removal of Heavy Metal: A Concise Review. **The Scientific World Journal**, v. 2021, 2021.
- BAENA, A. et al. Enzymatic hydrolysis of waste fats, oils and greases (FOGs): Status, prospective, and process intensification alternatives. **Chemical Engineering and Processing - Process Intensification**, v. 175, p. 108930, 1 maio 2022.
- BARBORÁKOVÁ, Z. et al. EFFECT OF GLUCOSE CONCENTRATION AND GROWTH CONDITIONS ON THE FUNGAL BIOMASS, PH OF MEDIA AND PRODUCTION OF FUMAGILLIN BY A NON-PATHOGENIC STRAIN *PENICILLIUM SCABROSUM*. **Journal of Microbiology**, n. 4, p. 466–477, 2012.

- BASHA, S. A.; GOPAL, K. R.; JEBARAJ, S. A review on biodiesel production, combustion, emissions and performance. **Renewable and Sustainable Energy Reviews**, v. 13, n. 6–7, p. 1628–1634, 1 ago. 2009.
- BASSI, J. J. et al. Interfacial activation of lipases on hydrophobic support and application in the synthesis of a lubricant ester. **International Journal of Biological Macromolecules**, v. 92, p. 900–909, 1 nov. 2016.
- BASSO, A.; SERBAN, S. Industrial applications of immobilized enzymes—A review. **Molecular Catalysis**, v. 479, 1 dez. 2019.
- BHATI, P.; JAIN, S. K.; SHOUCHE, S. EFFECT OF TEMPERATURES ON THE GROWTH OF FLORAL WASTE DEGRADING FUNGI. **Fungal Territory**, v. 2, n. 2, p. 12–15, 20 jun. 2019.
- BOLINA, I. C. A.; GOMES, R. A. B.; MENDES, A. A. Biolubricant Production from Several Oleaginous Feedstocks Using Lipases as Catalysts: Current Scenario and Future Perspectives. **BioEnergy Research** 2021 14:4, v. 14, n. 4, p. 1039–1057, 5 jan. 2021.
- BOLIVAR, J. M.; WOODLEY, J. M.; FERNANDEZ-LAFUENTE, R. Is enzyme immobilization a mature discipline? Some critical considerations to capitalize on the benefits of immobilization. **Chemical Society Reviews**, v. 51, n. 15, p. 6251–6290, 15 jul. 2022.
- BORGES, J. P. et al. Ethyl esters production catalyzed by immobilized lipases is influenced by n-hexane and ter-amyl alcohol as organic solvents. **Bioprocess and Biosystems Engineering**, v. 43, n. 11, p. 2107–2115, 1 nov. 2020.
- BOUDRANT, J.; WOODLEY, J. M.; FERNANDEZ-LAFUENTE, R. Parameters necessary to define an immobilized enzyme preparation. **Process Biochemistry**, v. 90, p. 66–80, 1 mar. 2020.
- BRAZ, C. A. et al. Production of Value-Added Microbial Metabolites: Oleaginous Fungus as a Tool for Valorization of Dairy By-products. **Bioenergy Research**, v. 13, n. 3, p. 963–973, 1 set. 2020.
- CANTÓ, C.; AUWERX, J. NAD⁺ as a signaling molecule modulating metabolism. **Cold Spring Harbor symposia on quantitative biology**, v. 76, p. 291–298, 2011.
- CARLILE, J. C. et al. The Fungi. **Fungi, Fungal molecular biology**, v. 1, p. 1-2, 2001.
- CARVALHO, A. K. F. et al. Performance of whole-cells lipase derived from *Mucor circinelloides* as a catalyst in the ethanolysis of non-edible vegetable oils under batch and continuous run conditions. **Industrial Crops and Products**, v. 67, p. 287–294, 1 maio 2015.

CAS Full Text. Disponível em: <<https://chemport-n.cas.org/chemport-n/?APP=ftslink&action=reflink&origin=np&version=1.0&coi=1%3ACAS%3A528%3ADC%2BD2sXls1Glsbc%3D&md5=a0df26aa95b29582ae3ebc90e19ad8ec>>. Acesso em: 16 nov. 2023.

CASAS-GODOY, L. et al. Lipases: An overview. **Methods in Molecular Biology**, v. 1835, p. 3–38, 2018.

CAVALCANTE, F. T. T. et al. Opportunities for improving biodiesel production via lipase catalysis. **Fuel**, v. 288, p. 119577, 15 mar. 2021.

CESERACCIU, L. et al. Robust and biodegradable elastomers based on corn starch and polydimethylsiloxane (PDMS). **ACS Applied Materials and Interfaces**, v. 7, n. 6, p. 3742–3753, 18 fev. 2015.

CHAKRAVORTY, D. et al. Unraveling the rationale behind organic solvent stability of lipases. **Applied Biochemistry and Biotechnology**, v. 167, n. 3, p. 439–461, 5 jun. 2012.

CHANDRA, P. et al. Microbial lipases and their industrial applications: a comprehensive review. **Microbial cell factories**, v. 19, n. 1, 26 ago. 2020.

CHAVES GIRÃO NETO, C. A. et al. Enzymatic synthesis of citronellyl butyrate by lipase B from *Candida antarctica* immobilized on magnetic cashew apple bagasse lignin. **Process Biochemistry**, v. 131, p. 244–255, 1 ago. 2023a.

CHAVES GIRÃO NETO, C. A. et al. Enzymatic synthesis of citronellyl butyrate by lipase B from *Candida antarctica* immobilized on magnetic cashew apple bagasse lignin. **Process Biochemistry**, v. 131, p. 244–255, 1 ago. 2023b.

CHIARADIA, V. et al. Simultaneous single-step immobilization of *Candida antarctica* lipase B and incorporation of magnetic nanoparticles on poly(urea-urethane) nanoparticles by interfacial miniemulsion polymerization. **Journal of Molecular Catalysis B: Enzymatic**, v. 131, p. 31–35, 1 set. 2016.

CHIARELLI PERDOMO, I. et al. Continuous preparation of flavour-active acetate esters by direct biocatalytic esterification. **Flavour and Fragrance Journal**, v. 35, n. 2, p. 190–196, 1 mar. 2020.

CORDEIRO, E. DE S. et al. Optimization, kinetic, and scaling-up of solvent-free lipase-catalyzed synthesis of ethylene glycol oleate emollient ester. **Biotechnology and Applied Biochemistry**, v. 68, n. 6, p. 1469–1478, 1 dez. 2021.

CORTEZ, D. V.; DE CASTRO, H. F.; ANDRADE, G. S. S. Potential catalytic of mycelium-bound lipase of filamentous fungi in biotransformation processes[Potencial

catalítico de lipases ligadas ao micélio de fungos filamentosos em processos de biotransformação]. **Química Nova**, v. 40, n. 1, p. 85–96, 1 jan. 2017a.

CORTEZ, D. V.; DE CASTRO, H. F.; ANDRADE, G. S. S. POTENCIAL CATALÍTICO DE LIPASES LIGADAS AO MICÉLIO DE FUNGOS FILAMENTOSOS EM PROCESSOS DE BIOTRANSFORMAÇÃO. **Química Nova**, v. 40, n. 1, p. 85–96, 1 jan. 2017b.

COSTA, A. R.; SALGADO, J. M.; BELO, I. Olive and sunflower cakes as suitable substrates for lipase production by *Yarrowia* spp.: From flasks to bioreactor. **Biocatalysis and Agricultural Biotechnology**, v. 51, p. 102783, 1 ago. 2023.

COSTA, B. DE O.; NAHAS, E. Growth and enzymatic responses of phytopathogenic fungi to glucose in culture media and soil. **Brazilian Journal of Microbiology**, v. 43, n. 1, p. 332–340, jan. 2012.

COSTA, B. E. B.; RANGEL, F. C.; DA CRUZ, R. S. Esterificação do ácido oleico utilizando aluminossilicato mesoporoso modificado com óxido de zircônio. **Matéria (Rio de Janeiro)**, v. 24, n. 1, p. e-12310, 20 maio 2019.

COSTA, M. J. et al. Enzymatic biodiesel production by hydroesterification using waste cooking oil as feedstock. **Chemical Engineering and Processing - Process Intensification**, v. 157, p. 108131, 1 nov. 2020.

CUI, R. et al. Simultaneous removal of NO_x and SO₂ with H₂O₂ over silica sulfuric acid catalyst synthesized from fly ash. **Waste Management**, v. 109, p. 65–74, 15 maio 2020.

CUI, S. et al. Reducing the content of carrier polymer in pectin nanofibers by electrospinning at low loading followed with selective washing. **Materials Science and Engineering: C**, v. 59, p. 885–893, 1 fev. 2016.

DE ALBUQUERQUE, T. L. et al. β -Galactosidase from *Kluyveromyces lactis*: Characterization, production, immobilization and applications - A review. **International Journal of Biological Macromolecules**, v. 191, p. 881–898, 30 nov. 2021.

DE CASTRO, F. F. et al. Mycelium-bound lipase from a locally isolated strain of *Aspergillus westerdijkiae*. **Biocatalysis and Agricultural Biotechnology**, v. 10, p. 321–328, 1 abr. 2017.

DE CASTRO, T. F. et al. Biotechnological valorization of mycelium-bound lipase of *Penicillium purpurogenum* in hydrolysis of high content lauric acid vegetable oils. **Process Safety and Environmental Protection**, v. 161, p. 498–505, 1 maio 2022.

DE MENESES, A. C. et al. Benzyl butyrate esterification mediated by immobilized lipases: Evaluation of batch and fed-batch reactors to overcome lipase-acid deactivation. **Process Biochemistry**, v. 78, p. 50–57, 1 mar. 2019.

DE MENESES, A. C. et al. Enzymatic synthesis of benzyl benzoate using different acyl donors: Comparison of solvent-free reaction techniques. **Process Biochemistry**, v. 92, p. 261–268, 1 maio 2020.

DE MENEZES, L. H. S. et al. Candida rugosa lipase immobilized on hydrophobic support Accurel MP 1000 in the synthesis of emollient esters. **Biotechnology Letters**, v. 44, n. 1, p. 89–99, 1 jan. 2022.

DIAMANTOPOULOU, P. et al. Patterns of major metabolites biosynthesis by different mushroom fungi grown on glucose-based submerged cultures. **Bioprocess and Biosystems Engineering**, v. 37, n. 7, p. 1385–1400, 24 dez. 2014.

DIAS, V. R. et al. Proposta de tratamento e avaliação de resíduos contendo hexano gerados nos laboratórios da Embrapa Instrumentação visando sua reutilização. **Jornada Científica – Embrapa São Carlos**, n. 5, p. 32, 2013.

DOBLE, M.; KRUTHIVENTI, A. K.; GAIKAR, V. G. Biotransformations and bioprocesses. **Biotransformations and bioprocesses.**, 2004.

DOS SANTOS, M. M. O. et al. Application of lipase immobilized on a hydrophobic support for the synthesis of aromatic esters. **Biotechnology and Applied Biochemistry**, v. 68, n. 3, p. 538–546, 1 jun. 2021.

ELHUSSIENY, N. I. et al. Rhizopus stolonifer biomass catalytic transesterification capability: optimization of cultivation conditions. **Microbial Cell Factories**, v. 22, n. 1, p. 1–12, 1 dez. 2023.

EPICOCO, M. Patterns of innovation and organizational demography in emerging sustainable fields: An analysis of the chemical sector. **Research Policy**, v. 45, n. 2, p. 427–441, 1 mar. 2016.

FAHIMIRAD, S.; AJALLOUEIAN, F.; GHORBANPOUR, M. Synthesis and therapeutic potential of silver nanomaterials derived from plant extracts. **Ecotoxicology and Environmental Safety**, v. 168, p. 260–278, 30 jan. 2019.

FERNÁNDEZ-GONZÁLEZ, R. et al. Recovering Metals from Aqueous Solutions by Biosorption onto Hydrolyzed Olive Cake. **Water**, v. 11, n. 12, p. 2519, 28 nov. 2019.

FERRAZ, L. I. R. et al. Application of home-made lipase in the production of geranyl propionate by esterification of geraniol and propionic acid in solvent-free system. **Biocatalysis and Agricultural Biotechnology**, v. 4, n. 1, p. 44–48, 1 jan. 2015.

- FERREIRA, M. M. et al. Optimization of free fatty acid production by enzymatic hydrolysis of vegetable oils using a non-commercial lipase from *Geotrichum candidum*. **Bioprocess and Biosystems Engineering**, v. 42, n. 10, p. 1647–1659, 1 out. 2019.
- FOSS, K.; PRZYBYŁOWICZ, K. E.; SAWICKI, T. Antioxidant Activity and Profile of Phenolic Compounds in Selected Herbal Plants. **Plant foods for human nutrition (Dordrecht, Netherlands)**, 2 jul. 2022.
- FUKUDA, H. et al. Whole-cell biocatalysts for biodiesel fuel production. **Trends in Biotechnology**, v. 26, n. 12, p. 668–673, 1 dez. 2008.
- GARCIA-RUBIO, R. et al. The Fungal Cell Wall: *Candida*, *Cryptococcus*, and *Aspergillus* Species. **Frontiers in Microbiology**, v. 10, p. 492056, 9 jan. 2020.
- GASKIN, D. J. H. et al. Alteration of lipase chain length specificity in the hydrolysis of esters by random mutagenesis. **Biotechnology and Bioengineering**, v. 73, n. 6, p. 433–441, 20 jun. 2001.
- GELLF, G.; BOUDRANT, J. Enzymes immobilized on a magnetic support: Preliminary study of a fluidized bed enzyme reactor. **Biochimica et Biophysica Acta (BBA) - Enzymology**, v. 334, n. 2, p. 467–470, 21 fev. 1974.
- Geraniol 98% | 106-24-1.** Disponível em: <https://www.sigmaaldrich.com/BR/pt/product/aldrich/163333?utm_source=google&utm_medium=cpc&utm_campaign=17827319212&utm_content=138866948546&gclid=CjwKCAiA0PuuBhBsEiwAS7fsNcxlcU3kEsiMQ3JL4fhhUbnwmUp4ik8YGt3nLE_QywM0oMHhpJbRAhoCiJoQAvD_BwE>. Acesso em: 27 fev. 2024.
- GOG, A. et al. Biodiesel production using enzymatic transesterification – Current state and perspectives. **Renewable Energy**, v. 39, n. 1, p. 10–16, 1 mar. 2012.
- GOMES, N.; TEIXEIRA, J. A.; BELO, I. Fed-batch versus batch cultures of *Yarrowia lipolytica* for γ -decalactone production from methyl ricinoleate. **Biotechnology Letters**, v. 34, n. 4, p. 649–654, 11 abr. 2012.
- GONÇALVES, M. J. et al. Composition and biological activity of the essential oil from *Thapsia minor*, a new source of geranyl acetate. **Industrial Crops and Products**, v. 35, n. 1, p. 166–171, 1 jan. 2012.
- GULDHE, A. et al. Biodiesel synthesis from microalgae using immobilized *Aspergillus niger* whole cell lipase biocatalyst. **Renewable Energy**, v. 85, p. 1002–1010, 1 jan. 2016.
- GÜVENÇ, A.; KAPUCU, N.; MEHMETOĞLU, Ü. The production of isoamyl acetate using immobilized lipases in a solvent-free system. **Process Biochemistry**, v. 38, n. 3, p. 379–386, 1 nov. 2002.

HALLING, P. J. et al. What can we learn by studying enzymes in nonaqueous media? **Philosophical Transactions of the Royal Society of London. Series B: Biological Sciences**, v. 359, n. 1448, p. 1287–1297, 29 ago. 2004.

HANEEF, M. et al. Advanced Materials From Fungal Mycelium: Fabrication and Tuning of Physical Properties OPEN. **Nature Publishing Group**, 2017.

HARDCASTLE, A.; WATERMAN-HOEY, S. **Advanced materials manufacturing sustainability and workforce development : pilot study**. Washington State University, Extension Energy Program, , 2010. Disponível em: <<https://rex.libraries.wsu.edu/esploro/outputs/report/Advanced-materials-manufacturing-sustainability-and-workforce/99900501897801842>>. Acesso em: 6 mar. 2024

HARDIE, D. G. AMPK: positive and negative regulation, and its role in whole-body energy homeostasis. **Current opinion in cell biology**, v. 33, p. 1–7, 2015.

HARI KRISHNA, S. et al. Enzymatic synthesis of isoamyl acetate using immobilized lipase from *Rhizomucor miehei*. **Journal of Biotechnology**, v. 87, n. 3, p. 193–201, 18 maio 2001.

HASSAN, M. E. et al. Impact of immobilization technology in industrial and pharmaceutical applications. **3 Biotech**, v. 9, n. 12, 1 dez. 2019.

HAWKSWORTH, D. L. The magnitude of fungal diversity: the 1.5 million species estimate revisited. **Mycological Research**, v. 105, n. 12, p. 1422–1432, 1 dez. 2001.

HAYES, M. et al. Mining marine shellfish wastes for bioactive molecules: Chitin and chitosan ndash; Part A: extraction methods. **Biotechnology Journal**, v. 3, n. 7, p. 871–877, 1 jul. 2008.

Hexano | Fórmula, Propriedades e Aplicação. Disponível em: <<https://material-properties.org/pt-br/hexano/>>. Acesso em: 21 abr. 2024.

HOU, F. et al. Insights into the relationships of modifying methods, structure, functional properties and applications of chitin: A review. **Food Chemistry**, v. 409, p. 135336, 30 maio 2023.

HOUTKOOPER, R. H. et al. The secret life of NAD⁺: an old metabolite controlling new metabolic signaling pathways. **Endocrine reviews**, v. 31, n. 2, p. 194–223, abr. 2010.

IRIMIA-VLADU, M. “Green” electronics: biodegradable and biocompatible materials and devices for sustainable future. **Chemical Society Reviews**, v. 43, n. 2, p. 588–610, 16 dez. 2013.

- JADHAV, J. V. et al. Sunflower Acid Oil-Based Production of Rhamnolipid Using *Pseudomonas aeruginosa* and Its Application in Liquid Detergents. **Journal of Surfactants and Detergents**, v. 22, n. 3, p. 463–476, 1 maio 2019.
- JAGATAP, V. R.; AHMAD, I.; PATEL, H. M. Recent updates in natural terpenoids as potential anti-mycobacterial agents. **Indian Journal of Tuberculosis**, v. 69, n. 3, p. 282–304, 1 jul. 2022.
- JAIN, P. et al. Concentrating omega-3 fatty acids in *Nannochloropsis oceanica* oil by using enzyme immobilized nano-silica systems. **Journal of Cleaner Production**, v. 406, p. 137030, 20 jun. 2023.
- JAKOVETIĆ TANASKOVIĆ, S. et al. Immobilization of *Candida antarctica* lipase B on kaolin and its application in synthesis of lipophilic antioxidants. **Applied Clay Science**, v. 135, p. 103–111, 1 jan. 2017.
- JIN, G.; BIERMA, T. J. Whole-cell Biocatalysts for Producing Biodiesel from Waste Greases. 2010.
- JOHANSSON, C. et al. RENEWABLE FIBERS AND BIO-BASED MATERIALS FOR PACKAGING APPLICATIONS-A REVIEW OF RECENT DEVELOPMENTS. [s.d.].
- JOSÉ DE ASSIS, L. et al. The High Osmolarity Glycerol Mitogen-Activated Protein Kinase regulates glucose catabolite repression in filamentous fungi. **PLOS Genetics**, v. 16, n. 8, p. e1008996, 25 ago. 2020.
- JUNG, Y. H. et al. Fed-Batch Enzymatic Saccharification of High Solids Pretreated Lignocellulose for Obtaining High Titters and High Yields of Glucose. **Applied Biochemistry and Biotechnology**, v. 182, n. 3, p. 1108–1120, 1 jul. 2017.
- KAELIN, W. G.; MCKNIGHT, S. L. Influence of metabolism on epigenetics and disease. **Cell**, v. 153, n. 1, p. 56–69, 28 mar. 2013.
- KALIA, S. et al. Cellulose-based bio- and nanocomposites: A review. **International Journal of Polymer Science**, v. 2011, 2011.
- KASCHE, V. Mechanism and yields in enzyme catalysed equilibrium and kinetically controlled synthesis of β -lactam antibiotics, peptides and other condensation products. **Enzyme and Microbial Technology**, v. 8, n. 1, p. 4–16, 1 jan. 1986.
- KASCHE, V.; HAUFLE, U.; RIECHMANN, L. [26] Equilibrium and kinetically controlled synthesis with enzymes: Semisynthesis of penicillins and peptides. **Methods in Enzymology**, v. 136, n. C, p. 280–292, 1 jan. 1987.
- KLIBANOV, A. M. Improving enzymes by using them in organic solvents. **Nature**, v. 409, n. 6817, p. 241–246, 11 jan. 2001.

- KUANG, G. et al. Immobilization of lipase on hydrophobic MOF synthesized simultaneously with oleic acid and application in hydrolysis of natural oils for improving unsaturated fatty acid production. **International Journal of Biological Macromolecules**, v. 242, p. 124807, 1 jul. 2023.
- KUO, C. H. et al. Kinetics and optimization of lipase-catalyzed synthesis of rose fragrance 2-phenylethyl acetate through transesterification. **Process Biochemistry**, v. 49, n. 3, p. 437–444, 1 mar. 2014.
- KUTYŁA, M. et al. Biocatalytic Synthesis of Terpene Esters and their Biological Activity in Human Glioma Cells. **Current Pharmaceutical Biotechnology**, v. 23, n. 6, p. 760–765, 12 jul. 2021.
- KUTYŁA, M. et al. Biomass of a Psychrophilic Fungus as a Biocatalyst for Efficient Direct Esterification of Citronellol. **Bioenergy Research**, v. 15, n. 1, p. 399–411, 1 mar. 2022.
- KUTYŁA, M. et al. Mycelium-bound lipases of fungi as biocatalysts for biodiesel synthesis – A proposal to use FTIR as a rapid screening method. **Biochemical Engineering Journal**, v. 204, p. 109251, 1 abr. 2024.
- LAGE, F. A. P. et al. Preparation of a biocatalyst via physical adsorption of lipase from *Thermomyces lanuginosus* on hydrophobic support to catalyze biolubricant synthesis by esterification reaction in a solvent-free system. **Enzyme and Microbial Technology**, v. 84, p. 56–67, 1 mar. 2016.
- LEI, Y. et al. Pharmacological Properties of Geraniol - A Review. **Planta medica**, v. 85, n. 1, p. 48–55, 2019.
- LIESE, ANDREAS.; SEELBACH, KARSTEN.; WANDREY, CHRISTIAN. **Industrial Biotransformations**. [s.l.] Wiley, 2006.
- LIMA, R. T. et al. Mycelium-bound lipase production of immobilized whole cell from a wild-type *Penicilium citrinum* strain. **International Journal of Engineering Research & Science (IJOER) ISSN**, v. 3, n. 4, 2017.
- LIMA, R. T. et al. Mycelium-bound lipase from *Penicillium citrinum* as biocatalyst for the hydrolysis of vegetable oils. **Biocatalysis and Agricultural Biotechnology**, v. 22, p. 101410, 1 nov. 2019a.
- LIMA, R. T. et al. Mycelium-bound lipase from *Penicillium citrinum* as biocatalyst for the hydrolysis of vegetable oils. **Biocatalysis and Agricultural Biotechnology**, v. 22, p. 101410, 1 nov. 2019b.

- LIU, D. M.; DONG, C. Recent advances in nano-carrier immobilized enzymes and their applications. **Process Biochemistry**, v. 92, p. 464–475, 1 maio 2020.
- LIU, W. et al. New Monoterpene Acid and Gallic Acid Glucose Esters with Anti-Inflammatory Activity from Blue Gum (*Eucalyptus globulus*) Leaves. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 70, n. 16, p. 4981–4994, 27 abr. 2022.
- MACHADO, J. R. et al. Synthesis of eugenyl acetate by immobilized lipase in a packed bed reactor and evaluation of its larvicidal activity. **Process Biochemistry**, v. 58, p. 114–119, 1 jul. 2017.
- MACZKA, W.; WINSKA, K.; GRABARCZYK, M. One Hundred Faces of Geraniol. **Molecules (Basel, Switzerland)**, v. 25, n. 14, 1 jul. 2020.
- MAROTTI, B. S. et al. SCREENING OF SPECIES FROM THE GENUS *Penicillium* PRODUCING CELL BOUND LIPASES TO BE APPLIED IN THE VEGETABLE OIL HYDROLYSIS. **Química Nova**, v. 40, n. 4, p. 427–435, 1 maio 2017.
- MARSDEN, S. R. et al. Thermodynamically and Kinetically Controlled Reactions in Biocatalysis – from Concepts to Perspectives. **ChemCatChem**, v. 12, n. 2, p. 426–437, 18 jan. 2020.
- MATEO, C. et al. Improvement of enzyme activity, stability and selectivity via immobilization techniques. **Enzyme and Microbial Technology**, v. 40, n. 6, p. 1451–1463, 2 maio 2007.
- MATIAS, A. B. et al. Mycelium-bound lipase as skillful biocatalysts: Production of fatty acid concentrates from waste oils for the food industry. **Catalysis Communications**, v. 184, p. 106787, 1 nov. 2023.
- MEHMOOD, U. et al. Biocatalytic Processes for Biodiesel Production. **Biodiesel Technology and Applications**, p. 1–58, 2 jul. 2021.
- MENDES, A. A. SÍNTESE ENZIMÁTICA DE BUTIRATO DE GERANILA POR ESTERIFICAÇÃO CATALISADA POR LIPASE IMOBILIZADA EM RESINA HIDROFÓBICA. **The Journal of Engineering and Exact Sciences**, v. 5, n. 4, p. 0386–0391, 20 ago. 2019.
- MOHANTY, A. K.; MISRA, M.; HINRICHSSEN, G. Biofibres, biodegradable polymers and biocomposites: An overview Summary of contents 1. Introduction 2. Reinforcing biofibres 2.1 Chemical constituents and structural aspects 2.2 Properties of biofibres 2.3 Degradation properties of biofibres 2.4 Cost aspects, availability and sustainable development of biofibres. **Macromol. Mater. Eng.** 276, v. 277, p. 1–24, 2000.

- MORALES-MEDINA, R. et al. Development of an up-grading process to produce MLM structured lipids from sardine discards. **Food Chemistry**, v. 228, p. 634–642, 1 ago. 2017.
- MOREIRA, D. K. T. et al. Synthesis and characterization of structured lipid rich in behenic acid by enzymatic interesterification. **Food and Bioproducts Processing**, v. 122, p. 303–310, 1 jul. 2020.
- MORILLA, E. A.; STEGMANN, P. M.; TUBIO, G. Enzymatic cocktail production by a co-cultivation Solid-State Fermentation for detergent formulation. **Food and Bioproducts Processing**, v. 140, p. 110–121, 1 ago. 2023.
- MUKARRAM, M. et al. Lemongrass Essential Oil Components with Antimicrobial and Anticancer Activities. **Antioxidants (Basel, Switzerland)**, v. 11, n. 1, 1 jan. 2021.
- NAPIÓRKOWSKA-KRZEBIETKE, A.; KOBOS, J. Assessment of the cell biovolume of phytoplankton widespread in coastal and inland water bodies. **Water research**, v. 104, p. 532–546, 1 nov. 2016.
- NEWSWIRE, G. **Terpenes Market Growing at CAGR 6.4% by Forecast to 2027**. Disponível em: <<https://www.globenewswire.com/en/news-release/2022/01/17/2367971/0/en/Terpenes-Market-Growing-at-CAGR-6-4-by-Forecast-to-2022-2027-Top-Players-Industry-Size-Revenue-and-Share-Analysis-Report-by-Absolute-Reports.html>>. Acesso em: 4 jul. 2022.
- NICOLETTI, G. et al. Evaluation of different methods for immobilization of Candida antarctica lipase B (CalB lipase) in polyurethane foam and its application in the production of geranyl propionate. **Bioprocess and Biosystems Engineering**, v. 38, n. 9, p. 1739–1748, 3 jun. 2015.
- NUNES, Y. L. et al. Chemical and physical Chitosan modification for designing enzymatic industrial biocatalysts: How to choose the best strategy? **International Journal of Biological Macromolecules**, v. 181, p. 1124–1170, 30 jun. 2021.
- OKURA, N. S. et al. Improved immobilization of lipase from *Thermomyces lanuginosus* on a new chitosan-based heterofunctional support: Mixed ion exchange plus hydrophobic interactions. **International Journal of Biological Macromolecules**, v. 163, p. 550–561, 15 nov. 2020.
- OLIVEIRA ALVES, R. et al. Revista Geama. **Revista Geama**, v. 6, n. 1, p. 44–50, 29 abr. 2020.
- OLIVEIRA, L. G. DE; MANTOVANI, S. M. Transformações biológicas: contribuições e perspectivas. **Química Nova**, v. 32, n. 3, p. 742–756, 2009.

- PAKIZEH, M.; MORADI, A.; GHASSEMI, T. Chemical extraction and modification of chitin and chitosan from shrimp shells. **European Polymer Journal**, v. 159, p. 110709, 5 out. 2021.
- PAPACHRISTOU, I. et al. Analysis of the lipid extraction performance in a cascade process for *Scenedesmus almeriensis* biorefinery. **Biotechnology for Biofuels**, v. 14, n. 1, p. 1–14, 1 dez. 2021.
- PAPAMICHAEL, E. M. et al. Effective Kinetic Methods and Tools in Investigating the Mechanism of Action of Specific Hydrolases. **Medicinal Chemistry and Drug Design**, 16 maio 2012.
- PARTHIBAN, R. et al. Quantitative traditional knowledge of medicinal plants used to treat livestock diseases from Kudavasal taluk of Thiruvarur district, Tamil Nadu, India. **Revista Brasileira de Farmacognosia**, v. 26, n. 1, p. 109–121, 1 jan. 2016.
- PAULA, A. V. et al. Synthesis of Structured Lipids by Enzymatic Interesterification of Milkfat and Soybean Oil in a Basket-Type Stirred Tank Reactor. **Industrial and Engineering Chemistry Research**, v. 54, n. 6, p. 1731–1737, 18 fev. 2015.
- PEDROSO, R. D. S.; ANDRADE, G.; PIRES, R. H. Plantas medicinais: uma abordagem sobre o uso seguro e racional. **Physis: Revista de Saúde Coletiva**, v. 31, n. 2, p. e310218, 16 jul. 2021.
- PENCREAC'H, G.; BARATTI, J. C. Comparison of hydrolytic activity in water and heptane for thirty-two commercial lipase preparations. **Enzyme and Microbial Technology**, v. 28, n. 4–5, p. 473–479, 8 mar. 2001.
- PERSSON, M. et al. Preparation of lipases for use in organic solvents. **Enzyme and Microbial Technology**, v. 31, n. 6, p. 833–841, 1 nov. 2002.
- PETERS, G. H. et al. Essential dynamics of lipase binding sites: the effect of inhibitors of different chain length. **Protein Engineering, Design and Selection**, v. 10, n. 2, p. 149–158, 1 fev. 1997.
- PINTO, M. C. C.; FREIRE, D. M. G.; PINTO, J. C. Influence of the Morphology of Core-Shell Supports on the Immobilization of Lipase B from *Candida antarctica*. **Molecules** **2014, Vol. 19, Pages 12509-12530**, v. 19, n. 8, p. 12509–12530, 18 ago. 2014.
- PIRES, N. M. T. et al. Avaliação das razões molares Cl/Nd e Al/Nd na polimerização de 1,3-butadieno com o sistema catalítico versatato de neodímio/hidreto de diisobutilaluminio/cloreto de t-butila. **Polímeros**, v. 24, n. 3, p. 314–323, 2014.

POLLONI, A. E. et al. Polyesters from Macrolactones Using Commercial Lipase NS 88011 and Novozym 435 as Biocatalysts. **Applied Biochemistry and Biotechnology**, v. 184, n. 2, p. 659–672, 1 fev. 2018.

POPPE, J. K. et al. Enzymatic reactors for biodiesel synthesis: Present status and future prospects. **Biotechnology Advances**, v. 33, n. 5, p. 511–525, 1 set. 2015.

Produtos – Neon Comercial. Disponível em: <<https://neoncomercial.com.br/produtos/?buscaProduto=%C3%A1cido%20ac%C3%A9tico>>. Acesso em: 27 fev. 2024.

PU, W.; LI-RONG, Y.; JIAN-PING, W. Immobilization of lipase by salts and the transesterification activity in hexane. **Biotechnology Letters**, v. 23, n. 17, p. 1429–1433, 2001.

RACHMADONA, N. et al. Utilizing palm oil mill effluent (POME) for the immobilization of *Aspergillus oryzae* whole-cell lipase strains for biodiesel synthesis. **Biofuels, Bioproducts and Biorefining**, v. 15, n. 3, p. 804–814, 1 maio 2021.

RAFIEE, F.; REZAEI, M. Different strategies for the lipase immobilization on the chitosan based supports and their applications. **International journal of biological macromolecules**, v. 179, p. 170–195, 15 maio 2021.

RAJAPRIYA, G. et al. *Aspergillus niger* whole-cell catalyzed synthesis of caffeic acid phenethyl ester in ionic liquids. **Enzyme and Microbial Technology**, v. 111, p. 67–73, 1 abr. 2018.

RAJENDRAN, A.; PALANISAMY, A.; THANGAVELU, V. Lipase catalyzed ester synthesis for food processing industries. **Brazilian Archives of Biology and Technology**, v. 52, n. 1, p. 207–219, jan. 2009.

REIS, P. et al. Lipases at interfaces: A review. **Advances in Colloid and Interface Science**, v. 147–148, n. C, p. 237–250, 1 mar. 2009.

REIS, W. S. M. et al. Production and Characterization of Whole-Cell *Rhizopus oryzae* CCT3759 to be Applied as Biocatalyst in Vegetable Oils Hydrolysis. **Catalysis Letters**, v. 152, n. 1, 1 jan. 2022.

REMONATTO, D. et al. Production of FAME and FAEE via Alcoholysis of Sunflower Oil by Eversa Lipases Immobilized on Hydrophobic Supports. **Applied Biochemistry and Biotechnology**, v. 185, n. 3, p. 705–716, 1 jul. 2018.

REMONATTO, D. et al. Utilization of Clay Materials as Support for *Aspergillus japonicus* Lipase: An Eco-Friendly Approach. **Catalysts 2021, Vol. 11, Page 1173**, v. 11, n. 10, p. 1173, 28 set. 2021.

- REMONATTO, D. et al. Applications of immobilized lipases in enzymatic reactors: A review. **Process Biochemistry**, v. 114, p. 1–20, 1 mar. 2022a.
- REMONATTO, D. et al. Enzymatic synthesis of geranyl acetate in batch and fed-batch reactors and evaluation of its larvicidal activity against *Rhipicephalus (Boophilus) microplus*. **Process Biochemistry**, v. 120, p. 287–300, 1 set. 2022b.
- RIVERO, C. W.; PALOMO, J. M. Covalent Immobilization of Candida rugosa Lipase at Alkaline pH and Their Application in the Regioselective Deprotection of Per-O-acetylated Thymidine. **Catalysts** 2016, Vol. 6, Page 115, v. 6, n. 8, p. 115, 2 ago. 2016.
- RODRIGUES, R. C. et al. Immobilization of lipases on hydrophobic supports: immobilization mechanism, advantages, problems, and solutions. **Biotechnology Advances**, v. 37, n. 5, p. 746–770, 1 set. 2019.
- RODRIGUES, R. C. et al. Stabilization of enzymes via immobilization: Multipoint covalent attachment and other stabilization strategies. **Biotechnology Advances**, v. 52, p. 107821, 15 nov. 2021.
- ROMANO, I. P. et al. AVALIAÇÃO DA BIOMASSA DE FUNGOS AMAZÔNICOS COMO FONTE DE LIPASES PARA BIOCATÁLISE. **Química Nova**, v. 43, n. 2, p. 146–154, 18 maio 2020.
- ROMERO, C. M.; BAIGORI, M. D.; PERA, L. M. Catalytic properties of mycelium-bound lipases from *Aspergillus niger* MYA 135. **Applied Microbiology and Biotechnology**, v. 76, n. 4, p. 861–866, 27 set. 2007.
- ROVEDA, M.; HEMKEMEIER, M.; COLLA, L. M. Avaliação da produção de lipases por diferentes cepas de microrganismos isolados em efluentes de laticínios por fermentação submersa. **Food Science and Technology**, v. 30, n. 1, p. 126–131, jan. 2010.
- ROZÈS, N.; LÁREZ VELÁSQUEZ, C. Chitosan and its applications in oenology. **OENO One**, v. 57, n. 1, p. 121–132, 24 jan. 2023.
- RYDZ, J. et al. Polyester-Based (Bio)degradable Polymers as Environmentally Friendly Materials for Sustainable Development. **International Journal of Molecular Sciences** 2015, Vol. 16, Pages 564-596, v. 16, n. 1, p. 564–596, 29 dez. 2014.
- SÁ, A. G. A. et al. A review on enzymatic synthesis of aromatic esters used as flavor ingredients for food, cosmetics and pharmaceuticals industries. **Trends in Food Science & Technology**, v. 69, p. 95–105, 1 nov. 2017a.
- SÁ, A. G. A. et al. A review on enzymatic synthesis of aromatic esters used as flavor ingredients for food, cosmetics and pharmaceuticals industries. **Trends in Food Science & Technology**, v. 69, p. 95–105, 1 nov. 2017b.

SÁ, A. G. A. et al. A review on enzymatic synthesis of aromatic esters used as flavor ingredients for food, cosmetics and pharmaceuticals industries. **Trends in Food Science & Technology**, v. 69, p. 95–105, 1 nov. 2017c.

SÁ, A. G. A. et al. A review on enzymatic synthesis of aromatic esters used as flavor ingredients for food, cosmetics and pharmaceuticals industries. **Trends in Food Science & Technology**, v. 69, p. 95–105, 1 nov. 2017d.

SÁ, A. G. A. et al. Biocatalysis of aromatic benzyl-propionate ester by different immobilized lipases. **Bioprocess and Biosystems Engineering**, v. 41, n. 5, p. 585–591, 1 maio 2018.

SAALIDONG, B. M. et al. Examining the dynamics of the relationship between water pH and other water quality parameters in ground and surface water systems. **PLOS ONE**, v. 17, n. 1, p. e0262117, 1 jan. 2022.

SACCÀ, A. A Simple yet Accurate Method for the Estimation of the Biovolume of Planktonic Microorganisms. **PLOS ONE**, v. 11, n. 5, p. e0151955, 1 maio 2016.

SAHOO, P. K. et al. Biodiesel development from high acid value polanga seed oil and performance evaluation in a CI engine. **Fuel**, v. 86, n. 3, p. 448–454, 1 fev. 2007.

SAHOO, R. K. et al. Insight into the structural configuration of metagenomically derived lipase from diverse extreme environment. **Biocatalysis and Agricultural Biotechnology**, v. 22, p. 101404, 1 nov. 2019.

SALIHU, A. et al. Lipase production: An insight in the utilization of renewable agricultural residues. **Resources, Conservation and Recycling**, v. 58, p. 36–44, 1 jan. 2012.

SALVATIERRA, H. N. et al. Orchestration an extracellular lipase production from *Aspergillus niger* MYA 135: biomass morphology and fungal physiology. **AMB Express**, v. 11, n. 1, p. 1–11, 1 dez. 2021.

SANCHEZ, A. et al. Inactivation of immobilized trypsin under dissimilar conditions produces trypsin molecules with different structures. **RSC Advances**, v. 6, n. 33, p. 27329–27334, 14 mar. 2016.

SANDE, D. et al. Production of omega 3, 6, and 9 fatty acids from hydrolysis of vegetable oils and animal fat with *Colletotrichum gloeosporioides* lipase. **Food Science and Biotechnology**, v. 27, n. 2, p. 537–545, 1 abr. 2018.

SANKAR, S.; PONNURAJ, K. Less explored plant lipases: Modeling and molecular dynamics simulations of plant lipases in different solvents and temperatures to understand

structure-function relationship. **International Journal of Biological Macromolecules**, v. 164, p. 3546–3558, 1 dez. 2020.

SANKUR, B. Survey over image thresholding techniques and quantitative performance evaluation. **Journal of Electronic Imaging**, v. 13, n. 1, p. 146, 1 jan. 2004.

SATYARTHI, J. K.; SRINIVAS, D.; RATNASAMY, P. Hydrolysis of vegetable oils and fats to fatty acids over solid acid catalysts. **Applied Catalysis A: General**, v. 391, n. 1–2, p. 427–435, 4 jan. 2011.

SAXENA, R. K. et al. Purification strategies for microbial lipases. **Journal of Microbiological Methods**, v. 52, n. 1, p. 1–18, 1 jan. 2003.

SEDDIGI, Z. S. et al. Lipases in asymmetric transformations: Recent advances in classical kinetic resolution and lipase–metal combinations for dynamic processes. **Coordination Chemistry Reviews**, v. 348, p. 54–70, 1 out. 2017.

SERRANO-ARNALDOS, M. et al. Development and economic evaluation of an eco-friendly biocatalytic synthesis of emollient esters. **Bioprocess and Biosystems Engineering**, v. 43, n. 3, p. 495–505, 1 mar. 2020.

SHALWAN, A.; YOUSIF, B. F. In State of Art: Mechanical and tribological behaviour of polymeric composites based on natural fibres. **Materials & Design**, v. 48, p. 14–24, 1 jun. 2013.

SHARMA, M. et al. A review on microbial alkaline protease: An essential tool for various industrial approaches. **Industrial Biotechnology**, v. 15, n. 2, p. 69–78, 2019.

SHELDON, R. A.; BASSO, A.; BRADY, D. New frontiers in enzyme immobilisation: Robust biocatalysts for a circular bio-based economy. **Chemical Society Reviews**, v. 50, n. 10, p. 5850–5862, 1 maio 2021.

SHI, L.; TU, B. P. Acetyl-CoA and the Regulation of Metabolism: Mechanisms and Consequences. **Current opinion in cell biology**, v. 33, p. 125, 1 abr. 2015.

SILVA, A. T. M.; et al. Synthesis and Biological Activity of Borneol Esters Síntese e Atividade Biológica de Ésteres do Borneol. **Rev. Virtual Quim**, v. 8, n. 3, p. 1020–1031, 2016.

SINGH, M.; OHJI, T.; ASTHANA, R. Green and Sustainable Manufacturing of Advanced Materials-Progress and Prospects. **Green and Sustainable Manufacturing of Advanced Material**, p. 3–10, 1 jan. 2015.

SOARES DA SILVA, R. DE C. F. et al. Production and characterization of a new biosurfactant from *Pseudomonas cepacia* grown in low-cost fermentative medium and its

application in the oil industry. **Biocatalysis and Agricultural Biotechnology**, v. 12, p. 206–215, 1 out. 2017.

SOUSA, R. R. et al. Solvent-free esterifications mediated by immobilized lipases: a review from thermodynamic and kinetic perspectives. **Catalysis Science & Technology**, v. 11, n. 17, p. 5696–5711, 31 ago. 2021.

SRERE, P. A. The molecular physiology of citrate. **Nature**, v. 205, n. 4973, p. 766–770, 1965.

STERGIOU, P. Y. et al. Advances in lipase-catalyzed esterification reactions. **Biotechnology Advances**, v. 31, n. 8, p. 1846–1859, dez. 2013.

STRAATHOF, A. J. J. Transformation of Biomass into Commodity Chemicals Using Enzymes or Cells. 2013.

Strange but True: The Largest Organism on Earth Is a Fungus | Scientific American. Disponível em: <<https://www.scientificamerican.com/article/strange-but-true-largest-organism-is-fungus/>>. Acesso em: 6 mar. 2024.

SULAIMAN, S. et al. Mass transfer with reaction kinetics of the biocatalytic membrane reactor using a fouled covalently immobilised enzyme layer (α -CGTase–CNF layer). **Biochemical Engineering Journal**, v. 152, p. 107374, 15 dez. 2019.

SUN, C. et al. Advances and perspectives on mass transfer and enzymatic hydrolysis in the enzyme-mediated lignocellulosic biorefinery: A review. **Biotechnology Advances**, v. 62, p. 108059, 1 jan. 2023.

SUN, J.; LIU, S. Q. Ester Synthesis in Aqueous Media by Lipase: Alcoholysis, Esterification and Substrate Hydrophobicity. **Journal of Food Biochemistry**, v. 39, n. 1, p. 11–18, 1 fev. 2015.

TACIN, M. V. et al. Biotechnological valorization of oils from agro-industrial wastes to produce lipase using *Aspergillus* sp. from Amazon. **Biocatalysis and Agricultural Biotechnology**, v. 17, p. 369–378, 1 jan. 2019.

Take Action for the Sustainable Development Goals - United Nations Sustainable Development. Disponível em: <<https://www.un.org/sustainabledevelopment/sustainable-development-goals/>>. Acesso em: 13 set. 2023.

TAMBORINI, L. et al. Biotransformation with whole microbial systems in a continuous flow reactor: Resolution of (RS)-flurbiprofen using *Aspergillus oryzae* by direct esterification with ethanol in organic solvent. **Tetrahedron Letters**, v. 54, n. 45, p. 6090–6093, 6 nov. 2013a.

- TAMBORINI, L. et al. Biotransformation with whole microbial systems in a continuous flow reactor: Resolution of (RS)-flurbiprofen using *Aspergillus oryzae* by direct esterification with ethanol in organic solvent. **Tetrahedron Letters**, v. 54, n. 45, p. 6090–6093, 6 nov. 2013b.
- TAO, Y. et al. Human sperm vitrification: The state of the art. **Reproductive Biology and Endocrinology**, v. 18, n. 1, p. 1–10, 7 mar. 2020.
- TARIQ, S. et al. A comprehensive review of the antibacterial, antifungal and antiviral potential of essential oils and their chemical constituents against drug-resistant microbial pathogens. **Microbial Pathogenesis**, v. 134, p. 103580, 1 set. 2019.
- THAKUR, V. K. et al. Progress in green polymer composites from lignin for multifunctional applications: A review. **ACS Sustainable Chemistry and Engineering**, v. 2, n. 5, p. 1072–1092, 5 maio 2014.
- THAKUR, V. K.; THAKUR, M. K. Processing and characterization of natural cellulose fibers/thermoset polymer composites. **Carbohydrate Polymers**, v. 109, p. 102–117, 30 ago. 2014.
- THEODOULOU, F. L. et al. Coenzyme A and its derivatives: renaissance of a textbook classic. **Biochemical Society transactions**, v. 42, n. 4, p. 1025–1032, 2014.
- THOMAS, E. Microbial growth and physiology: A call for better craftsmanship. **Frontiers in Microbiology**, v. 6, n. MAR, p. 128878, 14 abr. 2015.
- TRODLER, P.; PLEISS, J. Modeling structure and flexibility of *Candida antarctica* lipase B in organic solvents. **BMC Structural Biology**, v. 8, n. 1, p. 1–10, 6 fev. 2008.
- TU, N. et al. Improved Catalytic Performance of Lipase Supported on Clay/Chitosan Composite Beads. **Catalysts** 2017, Vol. 7, Page 302, v. 7, n. 10, p. 302, 13 out. 2017.
- VALDÉS, A. et al. Natural Pectin Polysaccharides as Edible Coatings. **Coatings** 2015, Vol. 5, Pages 865-886, v. 5, n. 4, p. 865–886, 16 nov. 2015.
- VAN DER SMAN, R. G. M. Impact of Processing Factors on Quality of Frozen Vegetables and Fruits. **Food Engineering Reviews**, v. 12, n. 4, p. 399–420, 1 dez. 2020.
- VASSILIADI, E. et al. (Hydroxypropyl)methyl Cellulose-Chitosan Film as a Matrix for Lipase Immobilization—Part II: Structural Studies. **Gels**, v. 8, n. 9, p. 595, 1 set. 2022.
- VASSILIADI, E.; XENAKIS, A.; ZOUMPANIOTI, M. Chitosan hydrogels: A new and simple matrix for lipase catalysed biosyntheses. **Molecular Catalysis**, v. 445, p. 206–212, 1 fev. 2018.

- VAYSSE, L. et al. Chain-length selectivity of various lipases during hydrolysis, esterification and alcoholysis in biphasic aqueous medium. **Enzyme and Microbial Technology**, v. 31, n. 5, p. 648–655, 3 out. 2002.
- VERMA, M. L.; AZMI, W.; KANWAR, S. S. Microbial lipases: At the interface of aqueous and non-aqueous media: A review. **Acta Microbiologica et Immunologica Hungarica**, v. 55, n. 3, p. 265–294, 2 set. 2008.
- VILAS BÔAS, R. N. et al. Application of an immobilized *Rhizopus oryzae* lipase to batch and continuous ester synthesis with a mixture of a lauric acid and fusel oil. **Biomass and Bioenergy**, v. 119, p. 61–68, 1 dez. 2018.
- VILAS BÔAS, R. N.; DE CASTRO, H. F. A review of synthesis of esters with aromatic, emulsifying, and lubricant properties by biotransformation using lipases. **Biotechnology and Bioengineering**, v. 119, n. 3, p. 725–742, 1 mar. 2022.
- VRABL, P. et al. Fungal Growth in Batch Culture – What We Could Benefit If We Start Looking Closer. **Frontiers in Microbiology**, v. 10, p. 2391, 16 out. 2019.
- WANG, L. et al. Continuous biosynthesis of geranyl butyrate in a circulating fluidized bed reactor. **Food Bioscience**, v. 27, p. 60–65, 1 fev. 2019.
- WEBB, H. K. et al. Plastic Degradation and Its Environmental Implications with Special Reference to Poly(ethylene terephthalate). **Polymers 2013, Vol. 5, Pages 1-18**, v. 5, n. 1, p. 1–18, 28 dez. 2012.
- WEI, H. et al. Efficient biodiesel production from waste cooking oil by fast co-immobilization of lipases from *Aspergillus oryzae* and *Rhizomucor miehei* in magnetic chitosan microcapsules. **Process Biochemistry**, v. 125, p. 171–180, 1 fev. 2023.
- WELLEN, K. E.; THOMPSON, C. B. A two-way street: reciprocal regulation of metabolism and signalling. **Nature reviews. Molecular cell biology**, v. 13, n. 4, p. 270–276, abr. 2012.
- XIONG, J. et al. Lipase-Catalyzed Transesterification Synthesis of Geranyl Acetate in Organic Solvents and Its Kinetics. **Food Science and Technology Research**, v. 20, n. 2, p. 207–216, 2014.
- XU, J. et al. The highly-stable immobilization of enzymes on a waste mycelium carrier. **Journal of Environmental Management**, v. 271, p. 111032, 1 out. 2020.
- XU, L. et al. Glutaraldehyde-crosslinked *Rhizopus oryzae* whole cells show improved catalytic performance in alkene epoxidation. **Microbial Cell Factories**, v. 22, n. 1, p. 1–14, 1 dez. 2023.

- YE, P. et al. Comparison of hydrolytic activities in aqueous and organic media for lipases immobilized on poly(acrylonitrile-co-maleic acid) ultrafiltration hollow fiber membrane. **Journal of Molecular Catalysis B: Enzymatic**, v. 32, n. 4, p. 115–121, 1 fev. 2005.
- YOSHIMI, A. et al. Cell Wall Integrity and Its Industrial Applications in Filamentous Fungi. **Journal of Fungi 2022, Vol. 8, Page 435**, v. 8, n. 5, p. 435, 23 abr. 2022.
- ZAHIRINEJAD, S. et al. Nano-organic supports for enzyme immobilization: Scopes and perspectives. **Colloids and Surfaces B: Biointerfaces**, v. 204, p. 111774, 1 ago. 2021.
- ZEFERINO, R. C. F. et al. Synthesis of geranyl acetate by esterification of geraniol with acetic anhydride through heterogeneous catalysis using ion exchange resin. **Chemical Engineering Research and Design**, v. 168, p. 156–168, 1 abr. 2021.
- ZHANG, G. et al. Geraniol and geranyl acetate induce potent anticancer effects in colon cancer Colo-205 cells by inducing apoptosis, DNA damage and cell cycle arrest. **JBUON**, v. 23, n. 2, p. 346–352, 2018.
- ZHAO, H. et al. Enzymatic synthesis of lard-based ascorbyl esters in a packed-bed reactor: Optimization by response surface methodology and evaluation of antioxidant properties. **LWT - Food Science and Technology**, v. 57, n. 1, p. 393–399, 1 jun. 2014.
- ZHONG, L. et al. Production and use of immobilized lipases in/on nanomaterials: A review from the waste to biodiesel production. **International Journal of Biological Macromolecules**, v. 152, p. 207–222, 1 jun. 2020.
- ZHOU, G. XIONG; CHEN, G. YI; YAN, B. BEI. Two-step biocatalytic process using lipase and whole cell catalysts for biodiesel production from unrefined jatropha oil. **Biotechnology Letters**, v. 37, n. 10, p. 1959–1963, 14 out. 2015.
- ZORN, S. et al. Use of Fungal Mycelium as Biosupport in the Formation of Lichen-like Structure: Recovery of Algal Grown in Sugarcane Molasses for Lipid Accumulation and Balanced Fatty Acid Profile. **Membranes 2022, Vol. 12, Page 258**, v. 12, n. 3, p. 258, 24 fev. 2022.