



UNIVERSIDADE FEDERAL DE PERNAMBUCO
CENTRO DE BIOCÊNCIAS
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIAS BIOLÓGICAS

MARIA DAS DORES PEREIRA GOMES

POTENCIAL BIOTECNOLÓGICO DE BANANA PACOVAN (*Musa sapientum*) NA PRODUÇÃO DE QUITOSANA E BIOSSORVENTE POR *Cunninghamella echinulata* UCP 1297 E APLICAÇÃO NA REMOÇÃO DE POLUENTES ORGÂNICOS E INORGÂNICOS

Recife, PE

2019

MARIA DAS DORES PEREIRA GOMES

**POTENCIAL BIOTECNOLÓGICO DE BANANA PACOVAN (*Musa sapientum*) NA
PRODUÇÃO DE QUITOSANA E BIODISSORVENTE POR *Cunninghamella*
echinulata UCP 1297 E APLICAÇÃO NA REMOÇÃO DE POLUENTES
ORGÂNICOS E INORGÂNICOS**

Tese apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Ciências Biológicas da Universidade Federal de Pernambuco como pré-requisito para obtenção do título de Doutor em Ciências Biológicas.

Área de Concentração: Biotecnologia

Linha de Pesquisa: Biomateriais e Microbiologia Básica e Aplicada

Prof^a. Dr^a. Galba Maria de Campos-Takaki
Orientadora

Dr^a. Rosileide Fontenele da Silva Andrade
Co-orientadora

Recife, PE

2019

Ficha de identificação da obra elaborada pelo autor,
através do programa de geração automática do SIB/UFPE

Gomes, Maria das Dores Pereira.

POTENCIAL BIOTECNOLÓGICO DE BANANA PACOVAN (*Musa sapientum*) NA PRODUÇÃO DE QUITOSANA E BIORSORVENTE POR *Cunninghamella echinulata* UCP 1297 E APLICAÇÃO NA REMOÇÃO DE POLUENTES ORGÂNICOS E INORGÂNICOS / Maria das Dores Pereira Gomes. - Recife, 2019.

122 p.

Orientador(a): Galba Maria de Campos Takaki

Cooorientador(a): Rosileide Fontenele da Silva Andrade

Tese (Doutorado) - Universidade Federal de Pernambuco, Centro de Biociências, Programa de Pós-Graduação em Ciências Biológicas, 2019.

1. *Cunninghamella echinulata* UCP 1297 . 2. Milhocina e farinha de banana pacovan verde. 3. Resíduos agro-industriais. 4. Conversão biológica de resíduo. 5. Azo-corante. 6. Reaproveitamento de água . I. Takaki, Galba Maria de Campos . (Orientação). II. Andrade, Rosileide Fontenele da Silva . (Coorientação). IV. Título.

570 CDD (22.ed.)

A DAS DORES PEREIRA GOMES

**POTENCIAL BIOTECNOLÓGICO DE BANANA PACOVAN (*Musa sapientum*) NA
PRODUÇÃO DE QUITOSANA E BIOSORVENTE POR *Cunninghamella echinulata* UCP
1297 E APLICAÇÃO NA REMOÇÃO DE POLUENTES ORGÂNICOS E INORGÂNICOS**

Aprovado em: 19 / 02 / 2019.

Banca Examinadora:

Prof^a. Dr^a. Celuta Sales Alvino – UFRJ

Prof^a. Dr^a. Dra. Norma Buarque de Gusmão
Universidade Federal de Pernambuco – UFPE

Dr^a. Thayse Alves de Lima e Silva – PNPd-UNICAP

Prof. Dr. Marcos Antônio Barbosa de Lima – UFRPE

Prof^a. Dr^a. Galba Maria de Campos Takaki
Universidade Católica de Pernambuco – UNICAP (Orientadora)

Membros Suplentes:

Prof^a. Dr^a. Luciana de Oliveira Franco – UFPE

Prof^a. Dr^a. Ana Lúcia F. Porto – UFPE

DEDICO A TI, SENHOR!

Senhor, o meu coração não é orgulhoso e os meus olhos não são arrogantes. Não me envolvo com coisas grandiosas nem maravilhosas demais para mim. De fato, acalmei e tranquilizei a minha alma. Sou como uma criança recém-amamentada por sua mãe; a minha alma é como essa criança. Ponha a sua esperança no Senhor, ó Israel, desde agora e para sempre!

Salmo 131

*Aos meus Pais, que me ensinaram a viver com dignidade,
que iluminaram os meus caminhos com afeto, dedicação e esperança.
Às minhas irmãs Flávia Pereira Gomes e Rita de Cacia Gomes,
pelo apoio na concretização deste ideal.
Expresso a minha eterna gratidão a todos.*

AGRADECIMENTOS

A Deus, por todas as bênçãos concedidas ao longo da minha vida e por me permitir o mérito deste título.

À Professora Dra. Galba Maria de Campos Takaki, pelo exemplo de dedicação e competência. Meu sincero respeito.

À Dra. Rosileide Fontenele da Silva Andrade pela dedicação e competência na co-orientação desse trabalho.

Aos professores e professoras do Programa de Pós-Graduação em Ciências Biológicas, pela dedicação e palavras de incentivo no transcorrer de nossa convivência.

A Universidade Católica de Pernambuco e ao Núcleo de Pesquisas em Ciências Ambientais onde realizei toda a pesquisa.

A Andréa Apolinário e Rayanne Tavares, minhas colegas e depois amigas que pretendo manter para o resto da vida.

A Daylin Rubio Ribeaux companheira desde o início do doutorado que se tornou uma grande amiga e que levo para a vida.

Marcos Antônio Cavalcanti Luna (Marcos Luna) sempre presente em minha e em todas as vidas do laboratório, nosso amigo “vitamina” como definiu a amiga Daylin muito bem e que fez discípulo, temos como prova nosso amigo Davi, sempre pronto a colaborar, seja em uma pesquisa, em uma gráfico ou em uma boa conversa.

A todos os colegas da equipe de pesquisas do NPCIAMB, pelo companheirismo, colaboração e amizade em todas as etapas de desenvolvimento desta pesquisa, o qual de tantos fica impossível citar nomes. Por toda a ajuda que me deram e também pelos momentos de alegrias e angústias que dividimos. Seria mais difícil sem vocês!

A Sônia Maria, que de uma secretaria muito eficaz em todos os sentidos, torna-se minha amiga pessoal.

À Adenilda Eugênia de Lima, secretária do Programa de Pós-Graduação em Ciências Biológicas – PPGCB – UFPE, pela atenção e colaboração dispensadas.

Aos técnicos André Felipe e Severino Humberto de Almeida, pela apoio e amizade e socorro durante a fase experimental deste trabalho de pesquisa, que não foram poucas.

Ao Governo do Estado de Pernambuco, por todo apoio durante os anos de afastamento para

o curso.

Às instituições de fomento à pesquisa CAPES, FACEPE e CNPq pelo suporte financeiro para realização desta etapa acadêmica.

A todos os amigos que direta ou indiretamente, contribuíram para a realização deste trabalho.

RESUMO

Um grande problema que vem sendo causado pelas agroindústrias nos países em desenvolvimento é a gestão de resíduos, cuja eliminação em terra e água são comuns e tornou-se um risco ecológico. Métodos ineficientes e impróprios de disposição de resíduos sólidos, além da recuperação de água, ambos resultam em riscos para a saúde pública, no desperdício e esgotamento dos recursos naturais. Os resíduos das indústrias agrícolas, surgem como importantes fontes na conversão biológica de energia na produção de biomassa microbiana. Neste sentido, estudos foram realizados com o fungo *Cunninghamella echinulata* UCP 1297 isolado da área preservada da Caatinga pernambucana com a finalidade de investigar a produção de biomassa utilizando diferentes concentrações de substratos agroindustriais aplicando um planejamento de 2² (milhocina e farinha de banana pacovan verde). Os resultados obtidos demonstraram a produção de biomassa (11,64g/L) na condição 3 (1% milhocina e 5% farinha de banana pacovan), através de fermentação submersa, obtendo-se quitosana (154 mg/g de biomassa, 15,8% de proteína e 5,8g/L de lipídeos, sendo indicada para ração animal. Importante aspecto foi estudado com a biomassa fungica obtida de cascas de banana pacovan madura, suplementada com milhocina foi obtenção de biossorvente, com baixo custo. A aplicação da biomassa no tratamento de água de rejeito de dessalinizador aplicando um planejamento fatorial completo de 2², visou a remoção de contaminantes inorgânicos residuais. Os resultados demonstraram que o ensaio 5 (sem agitação + 1% de biomassa+pH8,5) reduziu a salinidade do rejeito líquido de 5,8g/L foi reduzida para 2,5g/L, reduziu sólidos totais de 7,6g/L para 3,4g/L, condutividade de 12,8 para 5,8, dureza de 2.622 para 35,2mg/L, Magnésio de 393 para 3,81 g/L e Cloro 2.632 para 35,2g/L. A avaliação da toxicidade demonstrou que o rejeito do dessalinizador sem tratamento apresentou índice de germinação de sementes de repolho (*Brassica oleraceae*) de 4,3%. No entanto, o rejeito pós-tratamento com o biossorvente apresentou 99,5% de índice de germinação. Uma nova aplicação da mesma biomassa de *C. echinulata* foi realizada na remoção do azo corante preto de remazol, observou-se que 2mg/mL de biomassa e pH5 removeu 67% do preto remazol em 1h, quando foi aumentada a concentração de biomassa para 4mg/mL foi removido 70% do preto de remazol em 6h. Os resultados obtidos demonstram o potencial biotecnológico de *C. echinulata* na conversão de resíduos agroindustriais para a produção de biomassa rica em proteínas, carboidratos e lipídeos, sendo aplicável em ração animal, além do tratamento do rejeito líquido oriundo do dessalinizador, com grande quantidade de contaminantes inorgânicos, permitindo também o reuso para diferentes finalidades, além da eficiência na remoção do azo corante preto de remazol.

Palavras-chaves: Resíduos agro-industriais, conversão biológica de resíduo, azo-corante, reaproveitamento de água

ABSTRACT

A major problem has been caused by agroindustries in developing countries is waste management, whose disposal on land and water are common and has become an ecological risk. Inefficient and improper methods of disposal of solid waste, in addition to water recovery, both result in risks to public health, waste and depletion of natural resources. The biological conversion of residues from the agricultural industries, emerge as an important source of energy in the production of microbial biomass. In this sense, studies were carried out with the fungus *Cunninghamella echinulata* UCP 1297 isolated from the preserved area of the Caatinga pernambucana with the purpose of investigating the biomass production using different concentrations of agroindustrial substrates applying a 2² (corn steep liquor and green pacovan banana flour). The results obtained demonstrated the production of biomass (11.64 g / L) in the condition 3 (1% corn steep liquor and 5% pacovan banana flour), by submerged fermentation, obtaining chitosan (154 mg / g biomass, 15.8% of protein and 5.8g / L of lipids, being indicated for animal feed. Important aspect was studied with the fungal biomass obtained from mature pacovan banana peels supplemented with corn steep liquor was biosorbent at low cost (without agitation + 1% of biomass + pH8.5) reduced the salinity of the liquid waste from 5.8g / L was reduced to 2.5g / L, reduced total solids from 7.6g / L to 3.4g / L, conductivity from 12.8 to 5.8, hardness from 2.622 to 35.2mg / L, Magnesium from 393 to 3.81 g / L and Chlorine 2.632 to 35.2 g / L. The toxicity assessment showed that the untreated desalinator reject presented a germination index of cabbage (*Brassica oleraceae*) of 4.3%; however, post-treatment reject with the biosorbent presented 99.5% germination index. A new application of the same biomass of *C. echinulata* was carried out in the removal of the remazol black dye, it was observed that 2mg / mL of biomass and pH5 removed 67% of the remazol black in 1h, when the biomass concentration was increased to 4mg / mL was removed 70% of the remazol black in 6h. The results obtained demonstrate the biotechnological potential of *C. echinulata* in the conversion of agroindustrial residues in the production of rich biomass and applicable in animal feed, in the treatment of wastewater, as the liquid waste from the desalinator allowing the reuse for different purposes, besides the efficiency in the removal of black remazol dye.

Keywords: Agro-industrial wastes, biological waste conversion, azo dye, water reuse

LISTA DE FIGURAS

CAPÍTULO I

Figura 1. Microfotografia de <i>C. echinulata</i> , A: Esporângios na superfície da vesícula fértil terminal; B: Esporangiolos; C: Zigósporos.....	19
Figura 2. Estrutura e nomenclatura dos ácidos graxos. Utiliza-se como exemplo o ácido láurico (ou ácido dodecanóico), que tem 12 carbonos e não contém duplas ligações	23
Figura 3. Estrutura química da quitina	29
Figura 4. Representação esquemática das configurações da quitina. A: α quitina, B: β quitina, C: γ quitina.	29
Figura 5. Estrutura química da quitina	30
Figura 6. Estruturas das três classes estruturais de polifosfatos: (A) polifosfatos lineares; (B) polifosfatos cíclicos ou metafosfatos, (C) polifosfatos ramificados ou ultraposfatos.	36
Figura 7. Estrutura molecular do corante Preto de Remazol B. Fonte: (DURSUN et al., 2013)	44

CAPÍTULO II

Figure 1: Pareto diagram for analyze the influence of corn steep liquor and green banana flour in biomass production (A) and chitosan (B) by <i>Cunninghamella echinulata</i>	86
Figure 2. Chitosan spectrum in the infrared region <i>Cunninghamella echinulata</i> produced in selected condition of the DCC.....	86

CAPÍTULO III

Figura 1 - Efeito das variáveis agitação, biomassa e pH: salinidade (1A), condutividade (1B) e sólidos totais (1C)	98
Figura 2- Toxicidade das amostras de efluente salino tratada com a biomassa de <i>C.echinulata</i> nas condições do planejamento fatorial e avaliado pelo Índice de germinação (IG) das sementes de repolho.....	99

CAPÍTULO IV

Figura 1- Aplicação da biomassa de <i>C. echinulata</i> A (100mg) e B (200mg) na descoloração do corante preto remazol B	113
---	-----

LISTA DE TABELAS

CAPÍTULO I

Tabela 1. Propriedades físico-químicas da quitosana	32
Tabela 2. Principais aplicações da quitosana.....	32
Tabela 3. Composição bioquímica das paredes celulares de fungos Mucorales.....	37
Tabela 4. Classificação dos corantes têxteis, características, tipo de ligação com a fibra e o grau de fixação.....	43

CAPÍTULO II

Table 1 .Factors and levels of Central Composite Design (CCD) of 2 ² for the production of biomass by <i>Cunninghamella echinulata</i>	84
Table 2: Results of the Central Composite Design (CCD) for biomass and chitosan production by <i>Cunninghamella echinulata</i>	85

CAPÍTULO III

Tabela 1. Matriz codificada do planejamento fatorial para avaliação da influência da agitação, pH e biomassa na dessalinização do efluente.....	94
Tabela 2. Produção de biomassa por <i>C. echinulata</i> UCP/WFCC 1297 comparados com os resultados obtidos pela literatura.....	96
Tabela 3. Planejamento fatorial 2 ³ para avaliar a influência da agitação, o pH e biomassa sobre as variáveis resposta salinidade, condutividade e sólidos totais.....	97
Tabela 4. Tratamento de efluente salino com a biomassa de <i>C. echinulata</i> em comparação ao efluente bruto sem tratamento avaliado na condição selecionada do planejamento	97

CAPÍTULO IV

Tabela 1: Fatores e níveis do planejamento fatorial de 2 ² para produção de biomassa por <i>Cunninghamella echinulata</i>	110
Tabela 2- Produção de biomassa por <i>Cunninghamella echinulata</i> após cultivo em meio contendo farinha da casca de banana madura e milhocina.....	112

LISTA DE ABREVIATURAS E SIGLAS

AR	- Amido Resistente
GA	- Grau de acetilação
GD	- Grau de Desacetilação
GP	- Grau de Polarização
BDA	- Batata Dextrose Ágar
DCCR	- Delineamento Composto Central Rotacional
AG	- Ácidos Graxos
NaCl	- Cloreto de Sódio
OMS	- Organização Mundial da Saúde
H ₂ O	- Água
pH	- Potencial de Hidrogênio
O ₂	- Oxigênio
FCBM	-Farinha de Casca de Banana Madura
FBVC	-Farinha de Banana Verde Comercial
FCBV	-Farinha de Casca de Banana Verde

SUMÁRIO

AGRADECIMENTOS	i
RESUMO	iv
ABSTRACT	v
LISTA DE FIGURAS.....	vi
LISTA DE TABELAS	viii
Lista de abreviaturas e siglas	ix
CAPÍTULO I	13
1 INTRODUÇÃO	14
2. OBJETIVOS	16
2.1 Objetivo Geral:	16
2.2 Objetivos Específicos:	16
3 REVISÃO DA LITERATURA	17
3.1 Fungos Mucorales	17
3.1.1 <i>Cunninghamella echinulata</i>	18
3.2 Carboidratos.....	20
3.3 Lipídios.....	22
3.3.1 Lipídios microbianos.....	23
3.4 Substratos agroindustriais	24
3.4.1 Banana.....	25
3.4.1.1 Farinha de banana verde.....	26
3.4.1.2 Farinha da casca de banana madura	27
3.5 Quitina.....	28
3.6 Quitosana.....	30
3.6.1 Aplicações da quitosana.....	32
3.6.2 Quitosana microbiológica	33
3.7 Polifosfatos.....	35

3.8 Efluentes têxteis	40
3.8.1 Corantes	41
3.8.1.2 Corante Preto de Remazol B	44
3.9 Métodos de tratamento dos efluentes têxteis	45
3.9.1 Métodos biológicos	46
3.9.1.1 Biossorção de corantes utilizando biomassa microbiana.....	49
4 REFERÊNCIAS	52
CAPÍTULO II	82
Biomass of <i>Cunninghamella echinulata</i> UCP 1297 as Alternative Source in the Production of Chitosan and Lipids	83
Abstract	83
1. Introduction.....	83
2. Material and Methodos	84
3. Results and discussion	85
4. Conclusions	86
5. Reference	87
CAPÍTULO III	89
PRODUÇÃO DE BIOMASSA POR <i>Cunninhamella echinulata</i> UCP1297 UTILIZANDO CASCA DA BANANA PACOVAN (<i>Musa sapientum</i>) E APLICAÇÃO NO PROCESSO DE DESSALINIZAÇÃO	90
Resumo	90
1.INTRODUÇÃO	91
2. METODOLOGIA.....	92
3. Resultados e Discussão	95
4. Conclusão	99
5. Referências bibliográficas	99
Capítulo IV.....	107
DESCOLORAÇÃO DO CORANTE PRETO DE REMAZOL B POR BIOMASSA FRESCA DE <i>Cunninghamella echinulata</i> (UCP 1297) PRODUZIDA EM MEIO SUSTENTÁVEL.....	107

1 Introdução	108
2. Materiais e Métodos	110
3. Resultados e Discussão	112
4. Conclusões.....	114
5. Referências	114

CAPÍTULO I

1 INTRODUÇÃO

A população mundial é estimada em cerca de 7,3 bilhões de pessoas, com uma projeção de 9,7 bilhões de pessoas em 2050, cujo populacional demanda por alimentos, tanto de origem vegetal e animal, sendo inevitável a geração de milhares de toneladas de resíduos produzidos (GODOY et al., 2018).

No caso da indústria agrícola, a quantidade de resíduos gerados, pelo consumo de frutas para produção de sucos e polpas, uma vez que não são devidamente tratados gera 30 a 40% de resíduos agroindustriais, que causam poluição ambiental e efeitos prejudiciais à saúde humana e animal (SADH; DUHAN; DUHAN, 2018). Particularmente, a indústria de alimentos gera uma grande quantidade de resíduos orgânicos e efluentes relacionados ao processamento de alimentos oriundos de sucos, batatas fritas, carnes, confeitaria e indústrias de frutas, entre outros. Neste sentido, os resíduos agroindustriais gerados apresentam variações, dependendo da fruta a ser processada, dependendo do resíduo ou produto a ser processado, podendo ser cascas, caroços, sementes ou mesmo polpas., sendo de importante agregar valor e de interesse econômico (KUMAR et al., 2017).

Diante esta situação, os conceitos industriais modernos tem procurado integrar os princípios de bioeconomia circular, a fim de alcançar uma sociedade e a indústria de “desperdício zero”, onde os resíduos de um setor podem ser usados como matéria-prima em outro setor (MATEO; MAICAS, 2015).

Neste sentido, ressalta-se o potencial biotecnológico dos fungos, particularmente, os da ordem Mucorales, que possuem uma versatilidade metabólica que os torna candidatos adequados para o reaproveitamento de resíduos provenientes da agroindústria. Dessa forma, diferentes substratos, com diferentes composições químicas podem ser considerados como matérias primas para a produção de metabólitos promissores, além de habilidade para solubilizar metais, como CoCO_3 , FePO_4 , MnO , feldspato e caulim (KHUNA et al., 2019) .

Dentre os Mucorales, os fungos ao gênero *Cunninghamella* vem recebendo crescente atenção, considerando suas propriedades fisiológicas e bioquímicas. Destaca-se, principalmente, a capacidade de utilizar uma grande variedade de substratos orgânicos e inorgânicos, gerando produtos de interesse biotecnológico,

elegendo-os como micro-organismos promissores para atender as demandas industriais, em especial, a produção de quitina e quitosana (BATISTA et al., 2018).

Uma das aplicações promissoras da biomassa de Mucorales vem sendo o amplo uso como adsorventes de íons metálicos em efluentes industriais (SILVA et al 2016).

Dessalinizadores são utilizados para apoiar ao acesso de água para as atividades em regiões com difícil acessos. Contudo, a possibilidade de sucesso de um dessalinizador não depende da premência com que uma comunidade precise deste equipamento. Um dos problemas trata-se do rejeito líquido do equipamento, considerando a água altamente salinizada, reduzindo o seu uso. Neste sentido, estudos estão sendo propostos com o uso de adsorvente para remover os poluentes inorgânicos, prejudiciais à saúde e mesmo para agricultura (AYOUB et al., 2013).

Estudos realizados por Ambrosio et al (2012) com a biossorção de três corantes azo reativos (vermelho, preto e laranja II) pelo micélio inativo de *Cunninghamella elegans*, observando-se que após 120 horas de contato a adsorção foi de 70%, 85%, 93% e 88% , para alaranjado reativo II, vermelho reativo e uma mistura dos mesmos, respectivamente. A superfície do micélio do fungo mostrou ser seletiva para os corantes azo e um modelo isotérmico de adsorção de Freundlich exibiu um melhor ajuste. Estudos ultraestruturais sugeriram a presença de depósitos eletrondensos no micélio sob a superfície celular da biomassa.

Outras investigações vêm sendo realizadas com Mucorales, demonstrando que o acúmulo de polifosfato inorgânico em *Cunninghamella elegans* (UCP 542) influencia o processo de descoloração do azo corante alaranjado II (SILVA, TAMBOURGI, CAMPOS-TAKAKI, 2013).

O Preto de Remazol B é um corante que está presente na composição de efluentes têxtil, o que pode acarretar degradação ambiental, por ser um azo corante com características físico-químicas específicas (CONCEIÇÃO et al., 2013).

Neste sentido, as investigações biotecnológicas com *C. echinulata* UCP isolada da Caatinga pernambucana, foram dirigidos para bioconversão de substratos renováveis de baixo custo em processos fermentativos submersos, com o intuito de obter biomassa e avaliar seu potencial biotecnológico e aplicação como biossorvente.

2. OBJETIVOS

2.1 Objetivo Geral:

Avaliar o potencial biotecnológico de *Cunninghamella echinulata* UCP1297 na biotransformação de resíduos agroindustriais (milhocina e farinhas de banana verde e madura) na produção de biomassa e aplicação como biossorvente no rejeito líquido do dessalinizador e na descoloração do azo corante preto de remazol.

2,2 Objetivos Específicos:

- Selecionar os substratos farinhas de banana (verde e madura) e milhocina para maior produção biomassa por *C. echinulata*, de acordo com Delineamento Central Composto Rotacional (DCCR) ;
- Investigar a acumulação de quitosana, proteínas, polifosfato e lipídeos na biomassa produzida por *C. echinulata*;
- Estabelecer as concentrações de carbono e nitrogênio do meio otimizado;
- Extrair quitosana, polifosfato e lipídeos a partir da biomassa otimizada;
- Isolar e caracterizar quitosana, polifosfato e lipídeos por métodos físico-químicos;
- Comparar o potencial das biomassas produzidas ricas em quitosana, polifosfato e lipídeos e os bioprodutos isolados na descoloração do azo corante Preto de Remazol;
- Avaliar a influência do pH, temperatura e agitação, no processo de dessalinização do efluente salino.
- Testar biologicamente o meio salino tratado quanto ao fator toxicidade.
- Avaliar o tratamento de rejeito líquido do dessalinizador na eliminação de poluentes inorgânicos.
- Avaliar a influência do pH, temperatura e agitação, na descoloração e remoção do corante Preto de Remazol B;
- Avaliar estatisticamente os resultados obtidos.

3 REVISÃO DA LITERATURA

3.1 Fungos Mucorales

O reino Fungi abrange organismos unicelulares e multicelulares com célula eucariótica que se encontram distribuídos em quatro grupos principais: Zygomycota, Basidiomycota, Ascomycota e fungos mitospóricos (GOPI; JAYAPRAKASHVEL, 2018). Dentre dos zigomicetos, várias ordens são reconhecidas, e especificamente a ordem Mucorales, do subfilo Mucoromycotina, é um grupo filogeneticamente antigo (CAETANO et al., 2018; LIMA et al., 2018). Este subfilo é um dos quatro propostos para colocar certas espécies do filo tradicional Zygomycota C. Moreau, as quais não são aceites na nova classificação devido à sua natureza polifilética.

A estrutura das famílias que integram a ordem Mucorales ainda é bastante instável. Porém, tornou-se viável a identificação de ramos monofiléticos a partir da descoberta de novos caracteres moleculares potencialmente informativos a nível da filogenia, baseados na disponibilidade de técnicas de microscopia de elevada resolução (por exemplo, fluorescência, SEM) (PILMIS et al., 2018; SURYANTI et al., 2018).

Os fungos da ordem Mucorales são ubíquos, predominantemente saprófitos, mas também parasitas de plantas, outros fungos e animais (DETHERIDGE et al., 2018; LEBRETON et al., 2018). São geralmente caracterizados pelo abundante micélio, com hifas cenocíticas com septos apenas na base das estruturas reprodutivas ou distribuídos irregularmente em culturas mais antigas (HOFFMANN et al., 2013). As espécies desta ordem caracterizam-se pela reprodução sexual através de zigósporos após fusão de dois gametângios formados no ápice de hifas sob a influência de substâncias voláteis (derivados do β -caroteno) que proporcionam a atração de hifas compatíveis. No entanto, a reprodução assexuada acontece por meio de esporos formados num esporângio, estrutura grande e globosa cuja parede rebenta para libertar os esporos. Dessa forma acontece a disseminação das espécies (EVISON; JENSEN, 2018; TEDERSOO et al., 2018).

Além disso, são considerados micro-organismos que causam deterioro em cereais armazenados e outros alimentos, especialmente frutas e legumes. Alguns representantes desta ordem também infetam plantas vivas, especialmente as frutas

como por exemplo mamão e uva, sendo considerados, importantes agentes fitopatogénicos (GHUFFAR et al., 2018). De igual forma, nas últimas décadas tem sido referidas várias infeções causadas por Mucorales (designadas de mucormicoses) as quais poderão ser críticas em doentes com deficiência imunológica ou metabólica grave (COMPAIN et al., 2017; LIN; MOUA; LIMPER, 2017).

Contudo, vários fungos têm sido estudados por seu grande potencial biotecnológico, devido a sua capacidade de adaptação a diferentes condições ambientais, como resultado de variações de suas atividades fisiológicas, bioquímicas e genéticas (ZHANG et al., 2017; MAMO; ASSEFA, 2018; ZAN et al., 2018). Assim, eles são utilizados para diversas transformações biológicas como a produção pigmentos, aditivos para processamento de alimentos, medicamentos (como o licopeno) e quitosana entre outros (AVALOS; CARMEN LIMÓN, 2015; SHEKHAR; SUNDARAMANICKAM; BALASUBRAMANIAN, 2015; NARSING RAO; XIAO; LI, 2017).

3.1.1 *Cunninghamella echinulata*

O gênero *Cunninghamella* (Cunninghamellaceae, Mucorales) foi estabelecido em 1903 por Matruchot, e é composto por espécies caracterizadas pela formação do esporângio pediculado e unisporado na superfície de toda a vesícula (NGUYEN; CHOI; LEE, 2017; PRINCE, 2018). Deste gênero existem 14 espécies aceites e os principais representantes são *C. elegans*, *C. echinulata* e *C. bertholletiae* (BELLANGER et al., 2018; LI et al., 2018a; PARVATHY et al., 2018).

No caso de *Cunninghamella echinulata*, é uma espécie que tende a crescer rapidamente na maioria dos meios de cultura produzindo um micélio aéreo denso, branco ou acinzentado (ANDRADE et al., 2018; NGUYEN; CHOI; LEE, 2017). Além disso, o fungo se reproduz de forma assexuada através de esporangióolos espinhosos e esporulados (NGUYEN et al., 2016) (Figura 1).

C. echinulata cresce por meio de hifas que carecem de septos, o que constitui uma característica comum dos membros da divisão Mucormycota (LOPES, 2016). Por outro lado, os zigósporos deste fungo são produzidos após a fusão dos gametângios de estirpes de acoplamento compatíveis, exemplificando um sistema de heterotálico. Os esporangióforos desta espécie são irregularmente ramificados e não se

assemelham aos esporangiósporos típicos da maioria dos outros membros do Mucormycota encontrados em habitats similares. Na *C. echinulata* esses são maiores em tamanho (10-20 μm) do que os da espécie estreitamente relacionada, *C. elegans* (PARVATHY et al., 2018)

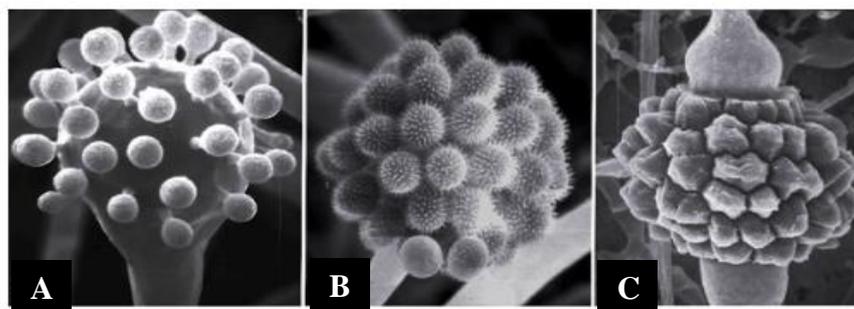


Figura 1. Microfotografia de *C. echinulata*, A: Esporângios na superfície da vesícula fértil terminal; B: Esporangiolos; C: Zigósporos

Fonte: (O'Donnell et al., 2000).

C. echinulata é um residente saprotrofo dos solos em regiões mais quentes do mundo, particularmente aquelas enriquecidas com fertilizantes ricos em nitrogênio, fósforo e potássio (KUMAR SEHGAL; SAGAR, 2017). A presença desta espécie tem sido relatada tanto em solos cultivados como não cultivados, incluindo solos de casade-vegetação e florestas nas zonas mediterrânea e subtropical, mas é rara em zonas temperadas (PITT e HOCKING, 2009; WATANABE, 2010). Além disso, *C. echinulata* pode ser parasitado por outros fungos, incluindo espécies *Syncephalis* spp. e *Trichoderma viride* (LAZARUS et al., 2017).

Embora, este fungo seja mesófilo, ele pode crescer entre 6°C (43°F) e 45°C (113°F), sendo mínima a taxa de crescimento perto dos extremos da tolerância à temperatura (CHAN; COHEN; DE MOURA BELL, 2018; LI et al., 2018b). A temperatura ideal para o desenvolvimento dos zigotos é entre 25°C (77°F) e 35°C (95°F). Esta espécie exibe características de crescimento diferentes dependendo das influências ambientais. Em pH de 5,5, o fungo cresce em pequenos grânulos densos, mas um padrão de crescimento mais típico e radiante é alcançado a um pH de 8,0 (ANDRADE et al., 2018; NGUYEN; CHOI; LEE, 2017).

Em humanos, *C. echinulata* e outras espécies de Mucorales causam uma doença rapidamente progressiva e invasiva com sobrevivência relativamente baixa,

referida como mucormicose (CARROLL et al., 2017; ROMERO-TRUJILLO et al., 2018). Ainda se carece de informação sobre este fungo afetando pessoas saudáveis, portanto esta espécie é considerada um patógeno oportunista exclusivo, afetando indivíduos com condições de saúde pré-existentes. Pessoas com condições de saúde subjacentes, como infecção por HIV e diabetes, estão em maior risco de mucormicose. Relativamente poucos casos de infecção envolvendo *C. echinulata* estão disponíveis e sugere-se que tenham surgido da inalação dos esporos fúngicos (DANNAOUI, 2017; ROMERO-TRUJILLO et al., 2018).

Por outro lado, a presença de um sistema de monooxigenase ativo permite que *C. echinulata* realize desmetilação oxidativa e hidroxilação. O fungo possui o sistema de citocromo P450 semelhante ao dos seres humanos, tornando-o um modelo potencialmente útil para estudos de metabolismo de fármacos carvedilol e ácido fusídico (ZAWADZKA et al., 2017) *C. echinulata* também tem sido investigada para uso na produção de biomassa, óleos microbianos, ou seja, Single Cell Oil (SCO), e lipídios de armazenamento, como o ácido γ -linolênico (GLA) (AL-HAWASH et al., 2018; KHOT et al., 2018).

3.2 Carboidratos

Os carboidratos, ou hidratos de carbono, são as biomoléculas mais abundantes na natureza e têm função estrutural ou energética, além de fazerem parte da estrutura dos ácidos nucleicos (HAY, 2014; NIKEL et al., 2015; PATRA). As moléculas dos carboidratos estão formadas por átomos de carbono, hidrogênio e oxigênio que combinam-se para formar os componentes deste grupo de nutrientes. Eles são representados de maneira geral como $C_nH_{2n}O_n$, onde “n” representa a quantidade proporcional destes elementos (por exemplo: $C_6H_{12}O_6$). Os carboidratos são geralmente divididos em mono-, di-, oligo- e polissacarídeos. No caso de mono e dissacarídeos são comumente referidos como açúcares. Os sacarídeos naturais são geralmente constituídos de carboidratos simples chamados monossacarídeos por meio de ligações covalentes, denominadas glicosídicas do tipo alfa ou beta (RUPPERT; WEINBERG; PALKOVITS, 2012). Essas ligações ocorrem entre um grupo hidroxila de um carboidrato com o grupo hidroxila de outro ou de um álcool (FALARZ; DEYHOLOS; CHEN, 2018).

Os carboidratos constituem a principal fonte de carbono-energia utilizada pelos micro-organismos. Estes compostos formam parte dos metabólitos precursores com fins biossintéticos (anabolismo) para a formação de componentes celulares como organelas, enzimas e ácidos nucleicos. Por outro, eles são utilizados como fonte de energia (formação de Acetil CoA ou ATP) quando são catabolizados em moléculas simples tais como o CO₂, H₂O ou etanol (CESÁRIO et al., 2018; JIANG et al., 2018).

No caso fungos, os polissacarídeos representam geralmente cerca de 80-90% da parede celular dos fungos filamentosos, sendo distribuídos em quitina, quitosana, celulose e outros β-glucanos (ZHU; DU; XU, 2016) Eles são polímeros de elevado peso molecular, consistindo em pelo menos dez monossacáridos ligados entre si por ligações glicosídicas. Ao contrário das proteínas e ácidos nucleicos, a estrutura dos polissacarídeos é muito mais complicada em termos de diferenças na composição dos resíduos de monossacáridos, ligações glicosídicas, sequência de unidades de açúcar, graus de polimerização e ponto de ramificação (JI et al., 2017; HASSAN et al., 2018).

Dentre os polissacarídeos que compõem a parede celular, a quitina, por exemplo, tem sido alvo de numerosas pesquisas (SHINYA et al., 2015; KUSAOKE et al., 2017; OLICÓN-HERNÁNDEZ et al., 2017). De forma geral, os polissacarídeos podem ser isolados do corpo de frutificação, do micélio ou provenientes das culturas puras destes organismos em laboratório na forma de exopolissacarídeos. Com relação aos polissacarídeos do corpo de frutificação, as glucanas (homopolissacarídeos) e as heterogalactanas (heteropolissacarídeos) são as mais comumente encontradas (HE et al., 2017; XUE et al., 2017).

No entanto, devido ao rápido desenvolvimento de técnicas analíticas modernas, a identificação de estruturas de polissacarídeos é cada vez mais viável e conveniente. Nos últimos anos, os polissacarídeos têm sido amplamente estudados. Dentre eles a quitosana, devido principalmente às atividades biológicas que apresentam como: antitumoral, imunomoduladora, antiinflamatória, anticoagulante entre outras (GIAVASIS, 2014; NIE et al., 2013).

3.3 Lipídios

Os lipídios são substâncias hidrofóbicas, ou seja, insolúveis ou com reduzida solubilidade em água, devido a sua natureza apolar apresentando, no entanto, maior solubilidade em solventes orgânicos, como clorofórmio, metanol, hexano e benzeno (KUMAR; GILL, 2018; TOLEDO et al., 2018). Esses compostos são basicamente constituídos por ácidos graxos que correspondem a uma cadeia carbônica apolar e um grupo carboxila polar, sendo representados pela fórmula geral RCOOH, podendo possuir de 4 a 36 átomos de carbonos e nenhuma ramificação. Os ácidos graxos se diferenciam entre si a partir de três características: o tamanho da sua cadeia hidrocarbonada, o número de insaturações e a presença de grupamentos químicos (LIN et al., 2017; MARDHIAH et al., 2017).

Os exemplos mais conhecidos de lipídios são os ácidos graxos e seus derivados, esteróis, ceras e carotenoides. Esses compostos apresentam cadeias orgânicas com um elevado número de carbonos, o que lhes confere o caráter hidrofóbico, podendo apresentar apenas átomos de carbono e hidrogênio ou, ainda, grupos funcionais com heteroátomos, como álcoois, fenóis, ácidos carboxílicos, ésteres, entre outros (FRAILE et al., 2017; NOOR ARMYLISAS et al., 2017). Por outro lado, os ácidos graxos podem ser saturados ou insaturados (contêm uma ou mais dupla ligações). Na nomenclatura IUPAC (*International Union of Pure and Applied Chemistry*) os carbonos são numerados a partir do carbono carboxílico. Em geral, apresentando número par de átomos de carbono. Na nomenclatura comum, o átomo de carbono adjacente ao carbono carboxílico é denominado α , e os carbonos seguintes são nomeados β , γ , δ , etc. O átomo de carbono mais distante do carbono carboxílico é chamado carbono ω , independentemente do tamanho da cadeia (Figura 2). Os mais abundantes contêm C16 e C18 átomos (MARTI et al., 2015; BARABINO et al., 2017).

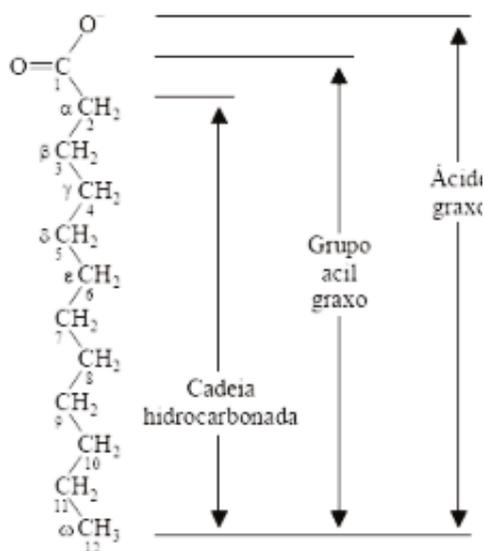


Figura 2. Estrutura e nomenclatura dos ácidos graxos. Utiliza-se como exemplo o ácido láurico (ou ácido dodecanóico), que tem 12 carbonos e não contém duplas ligações (Fonte: MOTTA, 2004).

3.3.1 Lipídios microbianos

Os óleos microbianos, são comumente denominados óleos de células simples (SCO, do inglês *single cell oils*) e têm sido de interesse potencial para vários pesquisadores nas últimas décadas (ATHENAKI et al., 2018; DOUROU et al., 2018). Os micro-organismos que podem acumular mais de 20% de lipídios do seu peso seco, podendo chegar a capacidade de acumular até 70% durante o período de estresse metabólico, são considerados micro-organismos oleaginosos (DOUROU et al., 2018).

Dentre das espécies de micro-organismos oleaginosos, as representantes mais estudadas de bactérias são *Arthobacter sp.*, *Bacillus alcalophilus*, *Gordona sp.* e *Rhodococcus opacus*, e de micro-algas, *Chlorella vulgaris*, *C. emersonii*, *C. protothecoides*, *C. sorokiniana*, *Nannocloropsis sp.* e *Niczschia sp.* (QADEER et al., 2017; ARCHANAA et al., 2018; RASTOGI et al., 2018). Além desses micro-organismos citados os principais gêneros de leveduras são: *Yarrowia*, *Candida*, *Rhodotorula*, *Rhodospodium*, *Cryptococcus* e *Lypomyces*; e como representantes dos fungos filamentosos: *Cunninghamella echinulata*, *Umbelopsis isabelina* e *Mucor circinelloides*, entre outros (UNKEFER et al., 2017; CARSANBA; PAPANIKOLAOU; ERTEN, 2018).

No caso dos fungos filamentosos oleaginosos apresentam várias vantagens biotecnológicas, tais como perfis convenientes e diversificados de ácidos graxos,

baixo custo no processamento, e a capacidade de degradar uma variedade de fontes renováveis de carbono. Entre os fungos Mucorales produtores de óleo, especificamente os do gênero *Mucor* apresentam grande importância biotecnológica, pois acumulam altos níveis de triacilglicerol em seu micélio (VONGSANGNAK et al., 2016; CARVALHO et al., 2018; QIAO et al., 2018). Além disso, estudos demonstraram que vários fungos pertencentes a esta ordem apresentam lipídeos ricos em ácidos graxos poliinsaturados, que podem ser utilizados como insumos alternativos para a obtenção de biodiesel de terceira geração (CARVALHO et al., 2015, 2017; VONGSANGNAK et al., 2016).

Por outro lado, a vantagem da produção de lipídios microbianos está em que não depende de uma estação, clima ou local em particular e não utiliza terras aráveis. A síntese pode ser realizada usando uma ampla gama de fontes de carbono, tais como fluxos de resíduos de alimentos indústria ou fontes renováveis de carbono. Esta produção é geralmente de alto rendimento e também pode ser realizada com organismos geneticamente modificados, (CARVALHO et al., 2018; RATLEDGE, 2014). Assim, a escolha da fonte de carbono no crescimento da biomassa é um fator importante na decisão dos custos totais de produção. Geralmente, fontes convencionais de carbono, como a glicose, são usadas para o cultivo de fungos de forma paralela com o acúmulo de lipídios. No entanto, a introdução de substratos alternativos como resíduos agrícolas e industriais é vantajosa devido à sua abundância e baixo custo (LIANG; JIANG, 2015).

Os lipídios produzidos por micro-organismos apresentam composição similar e valor energético aos óleos vegetais e animais. Além disso, como produtores de lipídios os micro-organismos não competem por recursos alimentares, especialmente se a fonte de carbono for de baixo custo, como matérias-primas ou subprodutos e excedentes. A produção alternativa por via microbiana apresenta grande rapidez de geração, e sua obtenção não é sujeita a variações climáticas e sazonais cíclico, requer menor área de produção e melhor controle da produção e do produto (YELLAPU et al., 2018).

3.4 Substratos agroindustriais

O novo perfil da sociedade atual caracteriza-se pelo aumento do custo de vida, dos níveis de produção e conseqüentemente, da quantidade de resíduos gerados

pelas diversas indústrias (POWELL; CHERTOW, 2018). Assim, a biotecnologia tem sido uma das áreas mais desenvolvidas nos últimos anos devido às possibilidades inerentes de gerar soluções para diversos problemas na sociedade moderna. Em particular, a gestão e valorização de resíduos agrícolas constitui um marco para a implementação de novos bioprocessos (TSOUKO et al., 2017; GARCIA-GALINDO et al., 2019). Dessa forma, uma variedade de subprodutos que incluem materiais complexos como bagaço, palhas e caules, espigas, cascas de frutas, ossos, gordura e qualquer parte de uma fonte de alimento processado (vegetal ou animal) têm sido utilizados na produção de muitos metabólitos microbianos de interesse para o homem (SANNIK et al., 2013; ABU YAZID et al., 2017).

3.4.1 Banana

A banana (*Musa* sp.) é nativa da Ásia tropical e sua produção é comum em todas as regiões tropicais e em algumas regiões subtropicais do mundo (SCRIBANO et al., 2018). Pertencente à família Musaceae e apresenta cerca de 30 espécies conhecidas do gênero *Musa* e mais de 700 variedades. A banana constitui uma das frutas tropicais mais cultivadas no mundo. Devido ao seu custo relativamente baixo e ao alto valor nutritivo é parte integrante na alimentação, principalmente, das populações de baixa renda (FRANÇA et al., 2018).

O Brasil é produtor de aproximadamente sete milhões de toneladas, em uma área de 489.937 hectares, e a região do Nordeste constitui uma das principais produtoras (~37% da produção). O país possui as condições favoráveis para o seu cultivo e por esse motivo, a banana é cultivada na maioria dos Estados brasileiros (IBGE, 2017). Em relação a sua importância econômica, tolerância a doenças e resistência ao frio, destacam-se as seguintes variedades: Prata, Pacovan, Prata Anã, Maçã, Terra e Nanica (CORDOBA et al., 2018; SANTOSH KUMAR; RENUMOL; BALAKRISHNAN, 2018).

A fruta pode ser classificada quanto ao seu estágio de maturação, obtido a partir da coloração da casca. A polpa da banana quando verde é destituída de sabor e se caracteriza por forte adstringência devido à grande quantidade de compostos fenólicos solúveis, principalmente taninos. À medida que ocorre o amadurecimento da banana, esses compostos sofrem polimerização diminuindo a adstringência e aumentando sua doçura (BORGES et al., 2018).

3.4.1.1 Farinha de banana verde

Nos últimos anos, o fruto verde da banana tem despertado interesse do mercado consumidor, pois, além do seu valor nutricional, com quantidades consideráveis de vitaminas B e C, bem como sais minerais, como potássio e cálcio, destacam-se a presença de amido resistente, fitoesteróis, compostos fenólicos e capacidade antioxidante. Contudo, nesse estágio de maturação, a banana não é muito consumida, principalmente devido à típica dureza e a sua elevada adstringência, acarretada pela presença de compostos fenólicos solúveis (taninos). Conseqüentemente, a obtenção de farinhas é a principal alternativa para assegurar a utilização dos frutos verdes pela indústria de alimentos (LI et al., 2018c; SURAYAH OSMAN et al., 2018).

A produção de farinha de banana verde (FBV) encontra ampla aplicação na indústria de alimentos, principalmente na elaboração de produtos de panificação, produtos dietéticos e alimentos infantis (SILVA CARVALHO; CONTI-SILVA, 2018; VIANA et al., 2018). Além dos benefícios nutricionais, a produção de FBV contribui na redução das perdas pós-colheita, aumento do tempo de vida de prateleira e na agregação de valor à fruta (SOBRINHO et al., 2013; DE OLIVEIRA et al., 2015). Sendo a FBV fonte de vários nutrientes acredita-se na possibilidade de utilização desta como substrato alternativo para a obtenção de vários metabólitos microbianos (ANDRADE et al., 2018).

RUBEENA et al., (2013) relataram um rendimento da enzima celulase de 168 U/mL por *Trichoderma harzianum* em meio contendo farinha de banana, valor similar ao obtido em meio sintético. SAHEED et al., (2016) utilizaram a FBV como principal componente do meio de cultura para a obtenção de biomassa fúngica a partir de *Phanerochaete chrysosporium* e *Candida utilis* na fermentação em estado sólido. BUSANELLO et al., (2018) otimizaram o crescimento de *L. plantarum* BG 112 e *L. helveticus* LH 13 em leite desnatado acrescido de farinha de banana verde. Desse modo, a FBV constitui um substrato promissor e de baixo custo para o crescimento dos micro-organismos e a produção de compostos de interesse industrial. No entanto, os reportes relacionados com a produção de quitosana de origem fúngica ainda são escassos na literatura.

3.4.1.2 Farinha da casca de banana madura

Uma grande quantidade de banana (102 milhões de toneladas de frutas frescas) é produzida anualmente (VU; SCARLETT; VUONG, 2018). A casca é responsável por cerca de 35% do peso total da fruta portanto, aproximadamente 36 milhões de toneladas de casca de banana são geradas a cada ano. No entanto, a maior parte da casca de banana é geralmente descartada em aterros sanitários ou com resíduos em geral (VU; SCARLETT; VUONG, 2017).

A casca tem sido tradicionalmente usada como material medicinal para o tratamento de várias doenças, como queimaduras, anemia, diarreia, úlceras, inflamação, diabetes, tosse, picada de cobra e excesso de menstruação (PEREIRA; MARASCHIN, 2015; QAMAR; SHAIKH, 2018; VU; SCARLETT; VUONG, 2018). Isto, devido principalmente aos altos níveis de fibra dietética e compostos fenólicos, entre outros. Além disso, esse resíduo demonstrou ter capacidade antioxidante potente, propriedades antimicrobianas e antibióticas (KAPADIA; PUDAKALKATTI; SHIVANAİKAR, 2015; LOYOLA et al., 2018).

Assim, a possibilidade de reutilização destes resíduos, além de contribuir para a redução de desperdício e de lixo orgânico, torna-se relevante para a dieta alimentar, melhorando o valor nutricional das preparações na formulação de produtos normalmente já consumidos (DE MATOS et al., 2017; MANDAL; GHOSH, 2018). Uma alternativa de aproveitamento da banana, visando a redução do seu descarte é a produção da farinha da casca da banana (FCB). Este produto já mostrou ser bastante promissor por suas propriedades e composição para a obtenção de novos produtos de uso doméstico e industrial e pode ser incorporado em produtos alimentares (GÓMEZ; MARTINEZ, 2018; SIDHU; ZAFAR, 2018).

Por outro lado este resíduo tem servido como substrato para suportar a sínteses de metabólitos microbianos. SAHEED et al., (2016) avaliaram a eficiência de conversão de açúcar fermentável e a produção de biomassa por três fungos utilizando a casca de banana como um dos componentes do meio de cultura. Os autores concluíram que *P. chrysosporium* foi a linhagem de maior desempenho na produção de biomassa a partir de uma combinação de casca de banana e casca de abacaxi. NWAFOR e ADENIPEKUN (2018) empregaram cascas de banana e laranja para

avaliar a sua digestibilidade e qualidade nutritiva para ração animal a partir da degradação de *Lentinus squarrosulus*, *Pleurotus pulmonarius* e *Pleurotus ostreatus* (HK35). Eles observaram que a casca de banana apresentou melhores propriedades nutricionais devido ao produto obtido a partir da ação dos fungos. Por outro lado, BARVE; TARFE (2017) utilizaram casca de banana madura em um processo de sacarificação e fermentação para a obtenção de etanol a partir de culturas de *Aspergillus niger* e *Bacillus subtilis* e concluíram que foi um substrato adequado, pois sua composição nutricional estimulou as reações enzimáticas essenciais para este processo. De forma similar, FERREIRA e GARCIA (2018) estudaram a produção de etanol e obtiveram rendimentos teóricos relevantes a partir de hidrolisado de casca de banana, quando co-cultivaram *Zymomonas mobilis* CCT 4494 and *Pachysolen tannophilus* CCT. Contudo, sua utilização na produção de biomassa fúngica para a obtenção de quitosana, é ainda pouco estudada.

3.5 Quitina

Recentemente, a ênfase em tecnologias ambientalmente amigáveis tem estimulado o interesse em biopolímeros e polímeros de base biológica, devido a sua funcionalidade e biodegradabilidade. Dessa forma, os polímeros de base biológica têm recebido atenção crescente devido às suas excelentes propriedades físicas e biológicas (EL-KNIDRI et al., 2018). Assim, um exemplo do anteriormente mencionado é a quitina, que constitui o segundo composto orgânico mais abundante na natureza após a celulose.

A quitina é comumente encontrada em animais invertebrados, algas diatomáceas, na maioria dos artrópodes e na parede celular de alguns fungos. A forma material da quitina é geralmente um polissacarídeo branco e duro que é inelástico (CROISIER; JÉRÔME, 2013; PHILIBERT; LEE; FABIEN, 2017; RAMOS BERGER et al., 2018). O polímero consiste em um amino polissacarídeo lineal composto fundamentalmente por unidades de 2-acetamido-2-desoxi- β -D-glucopiranosose e amino-2-desoxi- β -D-glucopiranosose ligadas por enlace β - (1 \rightarrow 4) (Figura 3).

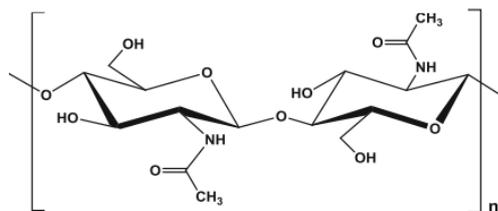


Figura 3. Estrutura química da quitina
Fonte: (DASSANAYAKE et al., 2018).

Esse polímero se considera um material altamente insolúvel que se assemelha à celulose em sua baixa solubilidade e não reatividade química. Pode ser considerado como uma estrutura de celulose onde o grupo hidroxilo na posição C-2 foi substituído por um grupo acetamido. Dependendo de sua origem, a quitina existe em duas formas poliméricas principais, a β -quitina e a α -quitina, as quais estão dispostas de acordo com as células ortorrômbicas e monoclinicas, respectivamente (BIROLLI; DELEZUK; CAMPANA-FILHO, 2016; EL-KNIDRI et al., 2018). Uma terceira configuração, γ -quitina, também foi descrita, e parece ser uma combinação de formas α e β (EL-KNIDRI et al., 2018).

Como mostrado na figura 4, a α -quitina, β -quitina e γ -quitina correspondem a arranjos antiparalelos, paralelos e alternados de cadeias poliméricas, respectivamente. A β -quitina pode ser extraída por exemplo, de penas de lula e facilmente convertida em forma α por tratamento alcalino (WANG; CHEN, 2014). No entanto, a α -quitina é o polimorfo mais estável e abundante; geralmente é isolado do exoesqueleto de crustáceos, paredes celulares de leveduras e cutículas de artrópodes em geral (EL-KNIDRI et al., 2018; MATI-BAOUCHE et al., 2014).

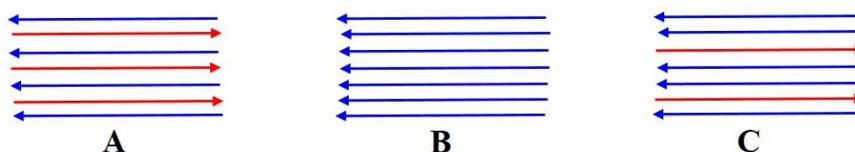


Figura 4. Representação esquemática das configurações da quitina. A: α quitina, B: β quitina, C: γ quitina.

Não há relatos de acumulação de quitina de longo prazo quantitativamente significativa na natureza, o que implica que sua produção, degradação e rotatividade devem ser eficientemente equilibrado (ELIEH-ALI-KOMI; HAMBLIN, 2016). A quitina deve a sua biodegradabilidade à ação da enzima quitinase amplamente distribuídas na natureza (VAN DYKEN; LOCKSLEY, 2018). Por outro lado, a imunogenicidade da

quitina (apesar da presença de nitrogênio em sua estrutura) é excepcionalmente baixa (SILVA; MANO; REIS, 2017).

Contudo, o aumento da geração de resíduos de camarão como principal fonte, da conscientização sobre os benefícios dos produtos à base de quitina em vários setores como por exemplo o da saúde, e o aumentando do consumo de quitosana e glucosamina (derivados da quitina) são alguns dos fatores que impulsionam o crescimento da quitina no mercado mundial. Neste sentido, em 2015 foi avaliado em até \$ 3,19 bilhões a produção deste polímero, e se projeta que deve atingir os \$ 17,84 bilhões até 2025 (ANDERSON; ISLAM; PRATHER, 2018).

3.6 Quitosana

A quitosana apresenta propriedades intrínsecas singulares e não possui um equivalente petroquímico real (CROISIER; JÉRÔME, 2013). A biomolécula, não se encontra de forma extensiva na natureza, no entanto, pode ser facilmente obtida a partir da desacetilação parcial da quitina. Sua estrutura química é formada por um polissacarídeo linear composto de forma aleatória por N-acetil-d-glucosamina ligada por enlaces glicosídicos β -(1-4) a D-glucosamina (Figura 5) (PHILIBERT; LEE; FABIEN, 2017).

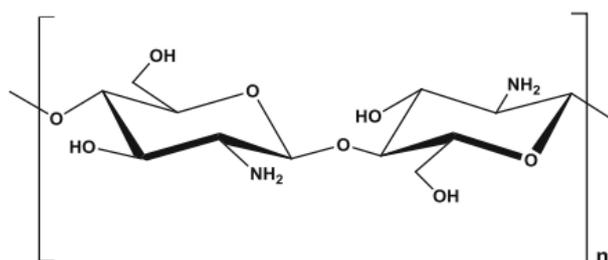


Figura 5. Estrutura química da quitina

Fonte: (DASSANAYAKE et al., 2018).

A quitosana apresenta grande variabilidade em suas principais características químicas como a massa molar e o grau de desacetilação, o que podem influenciar suas propriedades físicas e biológicas (GÁMIZ-GONZÁLEZ et al., 2017; HOSSEINNEJAD; JAFARI, 2016). Por ser um polímero natural, a massa molecular da quitosana varia dependendo da procedência da amostra e dos tipos de tratamento que foram empregados para sua obtenção (MUXIKA et al., 2017). O grau de desacetilação determina a quantidade de grupos amínicos na cadeia polimérica,

sendo que, uma extensão acima de 50% de desacetilação, define a entidade química quitosana (VIEIRA et al., 2018). Este parâmetro é um dos fatores mais importantes que influenciam tanto a química (solubilidade, flexibilidade, conformação do polímero, viscosidade, cristalinidade, alta área superficial, porosidade, resistência à tração, condutividade, fotoluminescência) quanto, propriedades biológicas (biodegradabilidade, biocompatibilidade, mucoadesão, hemostática, analgésico, potenciador de adsorção, antimicrobiano, anticolesterolêmico e antioxidante), que variam com as condições do processo (YOUNES et al., 2015; BENHABLES et al., 2012; MAESTRELLI et al., 2018). Além disso, os grupos amino protonados livres de quitosana tornam possível formar complexos com derivados carregados negativamente, como polímeros sintéticos aniônicos, polissacarídeos, proteínas, corantes e lipídios, e também com colesterol, enzimas, células tumorais, células de bactérias proteínas de parede, o DNA e RNA. Além disso, possui a capacidade de agente quelante de vários íons metálicos, devido aos grupos hidroxilo neutros ou carregados negativamente, os resíduos de D-glucosamina e os grupos amino (VASILIEV, 2015).

Enquanto a quitina é inerte e insolúvel, uma das vantagens da quitosana é sua insolubilidade em condições neutras e ácidas devido às suas cargas positivas ($-NH_3^+$) em pH (pH <6,5) podendo ser caracterizado como um polieletrólito catiônico (DAMIAN et al., 2009). Isto se deve ao fato da quitosana em meio ácido apresenta uma grande quantidade de grupos amino protonados (NH_3^+) na sua cadeia polimérica o que causa repulsão eletrostática entre as cadeias e maior solvatação em água, resultando em uma maior solubilidade (ABREU et al., 2013). Na Tabela 1 estão resumidas as propriedades físico-químicas da quitosana.

Dentre as propriedades biológicas da quitosana, destacam-se sua excelente biocompatibilidade; quase nenhuma toxicidade ao ser humano e animais; alta bioatividade; biodegradabilidade; atividade antimicrobiana; entre outras (SOLÍS MORÉ et al., 2018; SU et al., 2018). Devido a estas propriedades que a quitosana apresenta, este biopolímero vem sendo extensivamente estudada em diversas aplicações industriais e tecnológicas (RAZAK et al., 2018).

Tabela 1. Propriedades físico-químicas da quitosana

Propriedades da quitosana	
Físicas	Químicas
Tamanho de partícula: <30 µm	pH <5,5
Densidade: 1,35-1,40 g/cc	Alta densidade de carga em pH>5,5
Solubilidade: Insolúvel em água. Solúvel em meio ácido	Adere à superfície carregadas negativamente
Alta massa molecular	Formal gel com poliânions Poli-eletrólito linear Quela metais de transição Favorável a modificações químicas Reage com hidróxido

Fonte: BEZERRA et al., (2013)

3.6.1 Aplicações da quitosana

O interesse na quitosana aumentou consideravelmente nas últimas décadas, devido a que este biopolímero oferece um amplo espectro de possíveis aplicações nas mais diversas áreas, como na agricultura, na indústria de alimentos e farmacêutica, no desenvolvimento de cosméticos e biomateriais, no tratamento de água, entre outras. A Tabela 2 apresenta um resumo das principais aplicações da quitosana.

Tabela 2. Principais aplicações da quitosana

Setor	Aplicações
Agricultura	Adsorção de herbicidas (CARNEIRO et al., 2015)
	- Estimulador crescimento vegetal e melhorador de solos e (CHANRATANA et al., 2018; SAID et al., 2018)
	- Efeito fungicida e inseticida (XING et al., 2018; YANG et al., 2018)
Alimentos	- Materiais de embalagem de alimentos (MAJEED et al., 2013; WANG; QIAN; DING, 2018).
	- Recobrimento de frutas e verduras para preservação. Agente fungicida e bactericida (POVERENOV et al., 2018; RIBES et al., 2018)
	- Agente antioxidante, emulsificante e estabilizante (COSTA; GOMES; CUNHA, 2018; KUREK et al., 2018; MILINKOVIĆ et al., 2018)

	- Implantes dentários (VARONI et al., 2018)
Biomateriais	- Reconstituição óssea (LUNA-DOMÍNGUEZ et al., 2018; PIGHINELLI et al., 2018) - Encapsulamento de drogas e engenharia de tecidos(AHSAN et al., 2018)
	- Efeito antienvelhecimento (ARANAZ et al., 2018)
Cosméticos	- Produtos dentários (WALCZAK et al., 2018; WIECKIEWICZ et al., 2017) - Xampus e sprays capilares (BEUMER; DERKS; C MENDROK, 2014) - Efeito foto protetor (ITO et al., 2014; KONG et al., 2018)
	- Atividade antimicrobiana (CREMAR et al., 2018; PAKSERESHT et al., 2019)
	- Regeneração de ferimentos, estruturas ósseas, membranas artificiais (DHIVYA et al., 2018)
Saúde	- Promoção da perda de peso (TRIVEDI et al., 2015) - Auxilia na redução do colesterol (LÜTJOHANN et al., 2018)
	- Processo de coagulação-floculação (ADNAN et al., 2018; YOU et al., 2017)
Tratamento de águas	- Adsorção de metais iônicos e corantes (DESBRIÈRES; GUIBAL, 2018; EL MOUADEN et al., 2018)

3.6.2 Quitosana microbiológica

Atualmente, a fonte de quitina e quitosana mais explorada a nível comercial é a de carapaça de caranguejos e cascas de camarão, oriundos de resíduos da indústria pesqueira que processa estes crustáceos (KALAIVANI et al., 2018; POVERENOV et al., 2018). Porém, o processo de extração destes polímeros utiliza a desacetilação termoquímica que apresenta algumas desvantagens para a economia e o meio ambiente (PÉREZ-ÁLVAREZ; RUIZ-RUBIO; VILAS-VILELA, 2018).

Muitos estudos têm sido realizados para verificar a possibilidade de utilização da biomassa de fungos, principalmente da ordem Mucorales, como fonte alternativa de quitina e quitosana (Tabela 3). A parede celular fúngica é composta principalmente por uma rede de moléculas interconectadas constituídas por proteínas, glucanas, quitina, quitosana, lipídios e polifosfatos, que podem variar em quantidade e/ou qualidade devido às condições ambientais e características intrínsecas de sua própria

espécie (RUIZ-HERRERA, 2012). No entanto, a síntese de quitosana na parede celular dos fungos ocorre devido à atividade da enzima quitin desacetilase (EC 3.5.1.41) sobre os resíduos de quitina presentes na própria parede celular (POSHINA et al., 2018).

A obtenção de quitina e quitosana a partir da biomassa micelial de algumas espécies fúngicas apresenta-se como uma alternativa viável ao processo tradicional pois requer menor custo de produção e ocasiona menos poluição devido a não utilização de altas temperaturas e soluções alcalinas fortes (CASTELO et al., 2018; RAMOS et al., 2018). Além disso, este processo não apresenta contaminação por proteínas, é independente dos fatores de sazonalidade e pode ser realizado em larga escala, com fácil controle do pH e da concentração de nutrientes no meio fermentativo. Também possibilita o reaproveitamento de substratos ou resíduos agroindustriais como fonte de carbono e nitrogênio no cultivo destes micro-organismos, em substituição aos meios de cultura sintéticos de alto custo (RAMOS et al., 2018).

Tabela 2. Quantidade de quitina e quitosana produzida por diferentes fungos

Micro-organismo	Biomassa	Quitina	Quitosana	Grau de desacetilação (%)	Referência
<i>Mucor circinelloides</i>	20.7 g/L	500 mg/g	64 mg/g	83	FAI et al., (2011)
<i>Rhizopus arrhizus</i>	24.60 g/L	83.20 mg/g	49.31 mg/g	82	BERGER et al., (2014)
<i>Fomitopsis pinicola</i>	ND	30.11 %	71.75 %	73,1	KAYA et al., (2015)
<i>A. terreus</i>	2.8 mg/L	ND	58 mg/g	83,06	CHENG et al., (2014)
<i>G. lucidum</i>	19.72 ± 1.06 g/L	ND	83.23 ± 4.53 mg/g	80,29	MESA et al., (2015)
<i>A. terreus</i> CBNRKR KF529976	24.83 g/L	344.8 mg/g	48.32 mg/g	98	RAGAVENDRAN; NATARAJAN, (2015)
<i>M. indicus</i>	0.09 g/g açúcar	ND	0.45 g/g parede celular	ND	(SAFAEI et al., 2015)
<i>Benjaminiella poitrasii</i>	1 g	ND	51±0,52	94,24	MANE et al., (2017)
<i>A. niger</i>	ND	ND	0,96	95	ABDEL-GAWAD et al., (2017)

Neste sentido, algumas empresas tem utilizado a quitosana fúngica devido a que perceberam seu potencial comercial. Essas empresas tem diversos usos para este biopolímero, mais especificamente no campo da medicina. Entre as companhias destacam: Kitozyme que é uma empresa belga pioneira na produção de quitosana de alta pureza e não animal e possui algumas patentes exclusivas nos processos de produção da quitosana. Além disso, InvivoGen, empresa americana que utiliza a quitosana como adjuvante vacinal para promover a adsorção de proteínas nas superfícies mucosas (BATISTA et al., 2018). Desse modo, a quitosana obtida a partir de fungos se apresenta como um polímero promissor que pode ser produzido de forma sustentável e com utilidade prática.

3.7 Polifosfatos

Os polieletrólitos são de grande importância na biologia. O DNA, o RNA e as proteínas pertencem a esta família de polímeros. Da mesma forma, muitos polissacarídeos como a pectina e o alginato também são polieletrólitos. Do ponto de vista do físico-químico, o interesse nos polieletrólitos vem do fato de que a presença de uma carga permanente confere alguma estabilidade coloidal (CINI; BALL, 2014). Essa carga pode ser neutralizada na interação com espécies de carga oposta, favorecendo os processos de associação (STORNES; LINSE; DIAS, 2017).

Na grande família de polielectrolitos os polifosfatos inorgânicos são polímeros de resíduos de ortofosfato (Pi) unidos por ligações de fosfo-anidro (P-O-P). Eles são frequentemente denominados "fosfatos condensados", uma vez que são compostos por várias unidades Pi (de três até milhares) conectadas por pontes de oxigênio. Ao contrário do polifosfato de cadeia longa, que é pouco solúvel em água, a maioria dos polifosfatos são estáveis em soluções aquosas neutras mesmo a altas temperaturas. Considerando sua estrutura química, estas moléculas são divididas em três classes: fosfatos condensados cíclicos (também referidos como metafosfatos, $P_nO_3^{n-}$, cujo membro mais simples é trifosfato cíclico), polifosfatos lineares (ou metafosfatos lineares, $P_nO_{3n+1}^{(n+2)-}$, cujo componente mais curto é tripolifosfato) e, por último, os polifosfatos ramificados ou ultraphosphatos (ALBI; SERRANO, 2016) (Fig. 6).

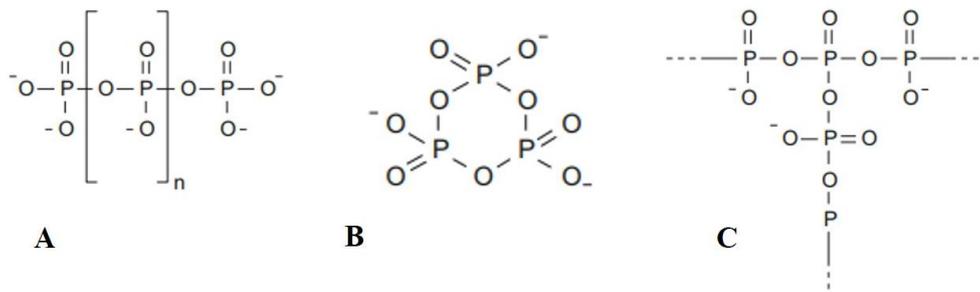


Figura 6. Estruturas das três classes estruturais de polifosfatos: (A) polifosfatos lineares; (B) polifosfatos cíclicos ou metafosfatos, (C) polifosfatos ramificados ou ultrafosfatos.

Estas moléculas possuem uma densidade de carga negativa alta e a sua reatividade é comparável com a do RNA e outros poliânions por apresentarem estrutura análoga. Os polifosfatos inorgânicos estão presentes em todas as formas de vida, desde bactérias e fungos até plantas e animais. Em células procarióticas, podem ser encontrados na superfície celular, no periplasma e na membrana plasmática (FERNANDES-CUNHA et al., 2018), enquanto em eucariotos unicelulares, é tipicamente localizado em depósitos de cálcio ácido chamados acidocalcisomes. Nos mamíferos, estes compostos podem ser detectados no cérebro, coração, fígado, rins e tecido pulmonar, bem como nas plaquetas e nas células osteoblásticas (AZEVEDO et al., 2018).

Em geral, os procariontes e protistas são capazes de acumular polifosfatos em taxas mais altas do que os eucariontes multicelulares (ALBI; SERRANO, 2016). Por outro lado, a deficiência de fósforo suprime o crescimento e o desenvolvimento de microrganismos, enquanto o seu excesso tem um efeito negativo na regulação do metabolismo do fosfato. O conteúdo intracelular do P_i é estritamente regulado. Os microorganismos que vivem em ambientes variados possuem mecanismos de adaptação à deficiência e ao excesso de fosfato. Um desses mecanismos é o sistema de transporte P_i , com diferentes afinidades e mecanismos de ação (KULAEV; VAGABOV; KULAKOVSKAIA, 2004; SOTO et al., 2018).

Outra via de adaptação microbiana às mudanças na acessibilidade do fósforo no ambiente é a formação de compostos de reserva de fósforo, que são acumulados ou utilizados sob excesso ou deficiência de fontes de fósforo no meio, respectivamente. Estes compostos são de natureza química diversa e não apenas desempenham o papel de reservas de fósforo relativamente inertes numa célula

microbiana, mas também desempenham funções estruturais e reguladoras (SOTO et al., 2018).

No caso particular dos fungos, uma quantidade substancial de polifosfato é acumulada em vacúolos na forma de grânulos osmiofílicos densos em elétrons, também conhecidos como grânulos metacromáticos ou de volutina. Ao mesmo tempo este polímero tem sido descrito como parte dos componentes da parede celular fúngica (Tabela 3). Especificamente, no caso de fungos Mucorales se sugere possa servir como um contra-anião para a quitosana carregada positivamente (WALKER; WHITE, 2017).

Tabela 3. Composição bioquímica das paredes celulares de fungos Mucorales

Fungos Mucorales	Composição bioquímica de paredes celulares (%)					
	Quitosana	Quitina	Açúcares neutras, ácido urônico	Proteínas	Lipídios	Polifosfato
<i>Absidia blaskoleana</i>	15.5	27.5	20.4	4.1	5.0	23.7
<i>Gongronella butleri</i>	13.4	28.0	16.5	4.2	14.1	18.7
<i>Rhizopus arrhizus</i>	15.0	28.0	13.9	10.2	8.6	18.6
<i>Mucor javanicus</i>	10.0	28.0	14.8	13.1	18.8	12.6
<i>Cunninghamella elegans</i>	10.8	28.2	22.0	6.9	7.6	22.7
<i>Syncephalastrum racemosum</i>	11.5	26.0	22.6	10.1	6.4	8.6

Fonte: CAMPOS-TAKAKI; DIETRICH; BEAKES (2014)

Neste sentido, a citoquímica ultraestrutural foi usada com sucesso pela primeira vez para identificar a localização e distribuição de polifosfato no micélio de fungos mucorais (CAMPOS-TAKAKI; BEAKES; DIETRICH, 1983). SHARI'A et al., (2002), utilizando o método de citoquímica ultraestrutural descrito por Campos-Takaki et al. (1983), encontraram a localização e distribuição de polifosfato para *Absidia cylindrospora*, *Gongronella butleri* e *Mucor javanicus*. Os autores mostraram que os

zigomicetos estudados exibiram uma marcação de polifosfato citoquímico em diferentes estruturas, bem como diferentes dependendo da espécie.

Por outro lado, apesar de que os dados sobre esse polímero em fungos ainda não são suficientes, tem sido descritas algumas aplicações interessantes. No caso da relação do polifosfato e frente a metais pesados em fungos LIMA et al., (2013) observaram em *C. elegans* a vacuolização induzida por cádmio, a presença de depósitos densos em vacúolos, citoplasma e membranas celulares, bem como o comportamento das diferentes frações de polifosfatadas. Os autores sugeriram que esses elementos foram associadas à tolerância ao cádmio, e que esta espécie demonstrou um maior potencial para a biorremediação de metais pesados. Alternativamente, é possível que esses mecanismos estejam relacionados ao acúmulo/degradação do polifosfato como um processo de desintoxicação.

Uma vez que as células fúngicas são ricas em polifosfatos (WAGHMODE et al., 2014), e a participação destas moléculas também auxilia na desintoxicação de metais pesados. O processo pode ser descrito da seguinte forma: o excesso de íons de metais pesados leva a uma maior expressão dos genes que codificam os transportadores de fosfato. Conseqüentemente, as células absorvem mais fosfato o que resulta em maior acúmulo de polifosfatos nas células da parede, vacúolos e inclusões citoplasmáticas. Assim, se formam complexos com íons de metais pesados, contribuindo para a sua desintoxicação (KULAKOVSKAYA, 2018).

De forma similar, a remoção biológica avançada de fósforo é outra tecnologia amplamente pesquisada, que tira proveito de um processo biológico em um método de digestão em duas etapas. Na primeira etapa, que acontece em um tanque anaeróbio os organismos que acumulam polifosfato intracelular, utilizam o polímero como fonte de energia e absorvem carbono no ambiente circundante, sintetizando e acumulando polihidroxialcanoatos nas células. Na segunda etapa, que é um processo aeróbico, os micro-organismos consomem o PHA como fonte de energia e removem P em níveis significativos, armazenando-o nas células na forma de polifosfato (CINI; BALL, 2014).

Em comparação com bactérias, os fungos filamentosos têm a vantagem de serem fáceis de colher devido ao crescimento de micélio destas células. Por tanto,

esses micro-organismos apresentam um maior potencial na recuperação de fósforo (ALBI; SERRANO, 2016).

3.8 Dessalinização

A água é um recurso crucial para a sobrevivência e crescimento de vida, bem como sustentar o meio ambiente. No entanto, a vasta a maioria da água na terra é muito salgada para uso humano. A dessalinização é um processo físico-químico de retirada de sais da água, tornando-a doce (Gleick, 2000]. Água, com um conteúdo de sólidos dissolvidos (sal) abaixo de 1000 mg / L, é considerado aceitável abastecimento de água em uma comunidade (Buros, 2000). Para tanto, diversas tecnologias são utilizadas para que a dessalinização de águas salgadas ou salobras aconteça, incluindo principalmente processos de membrana.

Atualmente o método de dessalinização predominante é a osmose reversa (PORTO et al., 2001), devido, principalmente, à simplicidade e à robustez do equipamento, aos baixos custos de instalação e operação, associados à capacidade de tratar volumes baixos ou moderados de água bruta. A osmose reversa é uma dessas tecnologias mais bem utilizadas na atualidade que está baseada no efeito da pressão da água sobre uma membrana polimérica, através da qual a água irá passar e os sais ficarão retidos, no entanto grande quantidade de membranas são descartadas, gerando problema ambiental (CELLI, 2017, RODRÍGUEZ et al., 2002). Todas as tecnologias existentes produzem a água doce, porém o que diferencia as mesmas são os seus custos e estes variam influenciados por fatores como custo de energia, tamanho da planta, qualidade da água abastecida, automação, controle, etc (ZHOU, 2005).

Os custos de dessalinização de água salobra é 1/3 menor que a dessalinização da água do mar e a localização da planta afeta diretamente os custos de tratamento do resíduo (salmoura), uma vez que este resíduo deve ser tratado antes do descarte para não afetar o meio ambiente (MEDEIROS, 2018), Plantas de dessalinização afastadas da região costeira possuem um maior custo no tratamento de seus resíduos, pois não dispõem da possibilidade de utilizar-se do mar para captação da água salgada e diluição de seus rejeitos (HENTHORNE, 2009), o uso da fonte de energia afeta significativamente os preços praticados para obtenção de uma água de boa qualidade.

Em 1952 o Chile construía o seu primeiro destilador acompanhado da Grã-Bretanha em 1965. No Brasil em 1987 a Petrobrás iniciava seu programa de dessalinização para atender às suas plataformas marítimas (CELLI, 2017).

Adessalinização é uma tecnologia de alto custo pelo alto consumo de energia, que visa a produção de água doce como osmose reversa e destilação e a utilização de produtos químicos, sua qualidade, no entanto depende do local a ser retirada. A escolha de um sistema de dessalinização depende da finalidade do uso da água, da concentração de sais da água bruta, das taxas de vazão da fonte de água bruta, da capacidade da central de dessalinização, além de outros fatores relacionados com o local de implantação (CNPq, 2014). No Brasil, em 2004 o Ministério do Meio Ambiente (MMA) com o objetivo de investir em sistemas de dessalinização lança o Programa Água Doce (PAD) para o abastecimento das comunidades do semiárido no Nordeste e do norte de Minas Gerais, locais onde existem dois problemas, a disponibilidade da água é baixa e a salinidade das águas subterrâneas elevada.

3.8 Efluentes têxteis

Em um cenário de crescimento econômico médio, as necessidades industriais globais de água aumentarão de 800 bilhões de metros cúbicos em 2009, e se prevê um incremento de 1 500 bilhões de m³ até 2030. Os levantamentos industriais respondem por 16% da demanda global de hoje e espera-se que tenham incrementado 22% em 2030 (VAJNHANDL; VALH, 2014). Nesse contexto, a indústria têxtil representa um importante setor na economia brasileira e mundial. Entretanto, caracteriza-se pelo alto consumo de água durante seu processo produtivo além de ser conhecida por ser uma das principais contribuintes para a poluição ambiental (HOSSAIN; SARKER; KHAN, 2018; LEI; SU; ZHENG, 2018). Isto é principalmente devido aos efluentes do tingimento que são altamente poluídos e têm alta demanda de oxigênio, cor, carga de sal entre outras substâncias.

No processamento têxtil, a água é um dos insumos mais significativos em etapas como: o pré-tratamento, tingimento e acabamento. O consumo específico de água é relatado para variar 3-932 L/kg produto dependendo do tipo de fibra, técnicas aplicadas e tecnologias (OZTURK; CINPERI, 2018; VAJNHANDL; VALH, 2014). O maior inconveniente está relacionado à liberação dos corantes não fixados e não

degradados pelos processos convencionais de tratamento. No processo, os corantes reagem com os íons hidróxido presentes no banho aquoso sob condições de pH alcalino. Isso produz um corante hidrolisado não reativo que permanece tanto no banho quanto na fibra. De modo que para obter os níveis requeridos de resistência à lavagem, é necessário remover todo o corante não reagido e hidrolisado (não fixado) da fibra. Cerca de 50% do custo de tingimento está relacionado ao tratamento de lavagem e efluentes (MOHSIN et al., 2013).

A eficiência de fixação do corante está tipicamente na faixa de 50 a 80%; isto é, 20 a 50% do corante necessário para atingir a profundidade de cor desejada é descarregado para o ambiente (KHATRI et al., 2015). Mesmo em concentrações muito baixas (1 mg.L^{-1}) os corantes podem ser altamente visíveis e indesejáveis, podendo provocar uma poluição estética e perturbação dos ecossistemas aquáticos (DELLAMATRICE et al., 2017). Considerando que os corantes têxteis possuem meia-vida elevada, sua presença no ambiente pode persistir por longos períodos e o tempo que seus efeitos continuam a serem sentidos pode superar décadas (NATARAJAN; BAJAJ; TAYADE, 2018; THAKUR; CHAUHAN, 2018).

Após serem descarregados nos corpos hídricos, os efluentes contendo os corantes podem afetar a atividade fotossintética através da redução da penetração da luz, bem como ser tóxicos para os organismos aquáticos por conterem em sua composição metais, cloretos e compostos aromáticos, dentre outros (MASILOMPANE et al., 2018; MOR et al., 2018). Os corantes têxteis podem permanecer por 50 anos nos ambientes aquáticos, ocasionando o desequilíbrio desses ecossistemas e a vida no seu entorno. Além disso, os produtos de degradação desses compostos no ambiente aquático podem ser ainda mais nocivos que os pigmentos originais (OLIVEIRA et al., 2018; SAINI, 2018).

3.8.1 Corantes

Os corantes são compostos aromáticos que podem ser divididos em dois grupos principais com base na sua síntese, isto é, corante natural e sintético (TAHIR; YASMIN; KHAN, 2016). No caso dos corantes sintéticos, são amplamente utilizados em várias indústrias importantes, como a de couro, papel e têxtil. Além disso, calcula-se que anualmente, uma produção de 700 000 toneladas de corantes das quais, 100

000 são comercialmente acessíveis. No caso da indústria têxtil estima-se uma quantidade de aproximadamente 10 000 toneladas de uso por ano em todo o mundo (KATHERESAN; KANSEDO; LAU, 2018).

Os corantes têxteis são compostos orgânicos com estruturas moleculares complexas, formadas por um ou mais grupos cromóforos (azo, antroquinona, nitro, etc), responsáveis pela cor do composto através da absorção de uma parte da energia radiante e grupos auxiliares que propiciam sua afinidade pela fibra têxtil (TANG; LO; KAN, 2018). Embora os grupos cromóforos forneçam cores às substâncias, a intensidade ou brilho da cor depende de um ou mais grupos químicos, denominados auxocromos. Grupos auxocromos são grupamentos saturados que quando ligados a um cromóforo modifica o comprimento de onda para a intensidade máxima de absorção, promovendo a intensidade da cor (FRANCO et al., 2018).

Segundo GÜRSES et al. (2016) os diversos corantes utilizados podem ser classificados de acordo com sua estrutura química (antraquinona, azo, etc) ou de acordo com o método pelo qual ele é fixado à fibra têxtil. Os grupos auxiliares controlam a fixação da molécula cromófora ao substrato e constituem a base para que ocorra a divisão em categorias. A Tabela 4 resume as diferentes classes de corantes têxteis e suas principais características.

Dentre vários grupos cromóforos utilizados atualmente na síntese de corantes o mais representativo e largamente empregado pertence à família dos azo corantes, que se caracterizam por apresentar um ou mais grupamentos $-N=N-$ ligados a sistemas aromáticos. Os azo corantes representam cerca de 60% dos corantes utilizados no mundo, sendo extensivamente utilizados no tingimento de fibras têxteis (EYMANN et al., 2018; YU et al., 2018).

Em virtude de sua natureza química, de seu tamanho e de sua estrutura molecular, os corantes azo reativos apresentam baixa biodegradabilidade aos processos biológicos convencionais (lodos ativados). Estes corantes são deficientes em elétrons e essa propriedade faz com que sejam pouco susceptíveis ao catabolismo oxidativo bacteriano (DIXIT; GARG, 2018; HAMEED; ISMAIL, 2018). Além disso, sua natureza hidrofílica faz com que passem através do sistema aeróbio sem alteração. Entretanto, sob condições anaeróbias, a descolorização do corante pode ser realizada

pela redução do grupamento azo (N=N), gerando compostos que podem ser mais tóxicos e mutagênicos que o corante original (CHEN et al., 2018a; JAYAPAL et al., 2018).

Tabela 4. Classificação dos corantes têxteis, características, tipo de ligação com a fibra e o grau de fixação

Classe de corante	Características	Tipo de ligação e fibra de aplicação	Grau de fixação (%)
Reativo	Aniônico, alta solubilidade	Ligação covalente, algodão, viscose, lã	60-90
Direto	Aniônico, alta solubilidade	Ligação iônica, algodão e viscose	70-95
Azóico	Coloidal após reação com a fibra, insolúvel	Precipitação <i>in situ</i> do corante na fibra, algodão e viscose	95-97
Ácido	Aniônico, alta solubilidade	Ligação iônica, nylon e lã	80-93
Vat ou à Cuba	Coloidal após reação com a fibra, insolúvel	Precipitação <i>in situ</i> do corante na fibra, algodão e viscose	80-95
Enxofre	Coloidal após reação com a fibra, insolúvel	Precipitação <i>in situ</i> do corante na fibra, algodão e viscose	60-90
Disperso	Dispersão coloidal, baixa solubilidade	Impregnação coloidal e adsorção, poliéster, nylon, fibras acrílicas, acetato de celulose	80-92
Pré-metalizados	Aniônico, baixa solubilidade	Ligação iônica, nylon e lã	90-98

Fonte: Modificado de Pereira, (2012)

3.8.1.2 Corante Preto de Remazol B

O Preto de Remazol B (PRB), também conhecido como Reativo Preto 5 é um corante cuja massa e fórmula molecular são $991,82 \text{ g}\cdot\text{mol}^{-1}$ e $\text{C}_{26}\text{H}_{21}\text{N}_5\text{Na}_4\text{O}_{19}\text{S}_6$, respectivamente. Ele apresenta comprimento de onda de máxima absorção é de 597 nm. Esse corante é classificado como azo reativo, uma vez que apresenta como grupo reativo à sulfatoetilsulfonila e como grupo cromóforo o grupamento azo (KARDI et al., 2016; SHESHMANI; FALAHAT; NIKMARAM, 2017) (Figura 7).

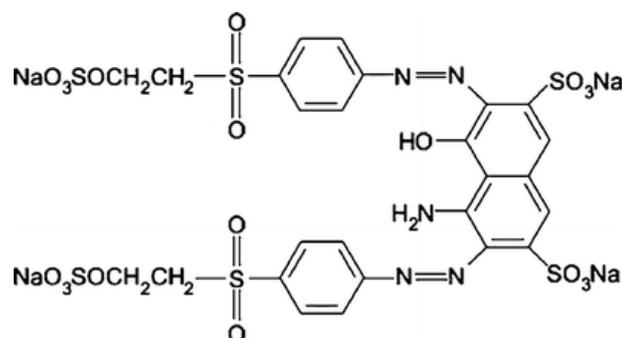


Figura 7. Estrutura molecular do corante Preto de Remazol B. Fonte: (DURSUN et al., 2013)

O PRB é um dos corantes mais utilizados no processo de tingimento do algodão, no qual para cada kg de algodão é utilizado em torno de 40 g do corante dissolvidos em 70 a 150 L de água (KODAL; AKSU, 2017). Contudo, um problema no processo de tingimento utilizando este corante é que parte dele é descartada no efluente, já que o corante não se fixa às fibras completamente. Isto se deve à reação de competição entre o grupo reativo vinilsulfona com as fibras e a reação de hidrólise do grupo produzindo o 2-hidroxietilsulfona que não reage com as fibras (MEHDI BANESHI et al., 2016).

Sendo assim, a forma hidrolisada do PRB é geralmente encontrada nos efluentes, o que é preocupante. Daí que entre as alternativas investigadas para sua remoção, a utilização de biomassa fúngica tem chamado a atenção dos pesquisadores. ESTEVAM et al., (2015) utilizaram a biomassa obtida a partir de *Cunninghamella elegans* UCP 542 como bioissorvente em diferentes tratamentos físico-químicos e avaliaram sua eficiência na remoção de Reactive Black (B). Os autores observaram que as interações físicas e químicas, corante-bioissorvente e as propriedades ácido-base da superfície da biomassa de tiveram um papel essencial no mecanismo de adsorção. De igual forma, a remoção do mesmo corante foi avaliada

por KODAL e AKSU (2017) com biomassa inativa de *R. arrhizus* e concluíram que o mesmo foi um bioadsorvente eficaz. Porém, o pH no qual ocorre a máxima bioadsorção do corante aniônico pode ser aumentado adicionando pequenas quantidades do agente tensoactivo catiónico brometo de cetiltrimetilamônio. Por outro lado, SUDIANA; SASTRAWIDA; SUKARTA (2018) compararam a efetividade de remoção do PRB utilizando enzimas ligninolíticas de *Ganoderma* sp. bem como a biomassa. Eles observaram que a condição ótima de pH para a descoloração a partir da biomassa foi de 6, enquanto para as enzimas ligninolíticas brutas foi de 4, com eficiências de 89,23% e 90,82%, respectivamente. Desse modo eles concluíram que a enzima ligninolítica desempenha importante papel na remoção do corante, na qual a eficiência depende do pH.

3.9 Métodos de tratamento dos efluentes têxteis

A busca por tecnologias adequadas para o tratamento dos efluentes têxteis tem sido um desafio nos últimos tempos tanto para as indústrias têxteis quanto para empresas de tratamento de águas residuais, uma vez que a Legislação ambiental tem se tornado cada vez mais rígida (RAJORIYA et al., 2018).

Pode-se dizer que não existe um método de tratamento que seja completamente eficaz na remoção dos corantes têxteis diante da complexidade e diversidade desses compostos presentes nos efluentes (ROY et al., 2018). A forma mais adequada de tratamento é através da adoção de métodos combinados, uma vez que cada método apresenta suas vantagens e limitações. A escolha de cada método vai depender ainda de diferentes fatores como o tipo de corante a ser removido e sua concentração, a composição do efluente e o destino dos subprodutos formados, dentre outros (HAYAT et al., 2015; KAYKHAIL; SASANI; MARGHZARI, 2018).

Tratamento químicos, físico-químicos e biológicos, incluindo precipitação química, adsorção, bioadsorção, microfiltração, osmose reversa, coagulação, troca iônica, métodos eletroquímicos, separação por membranas, entre outros, têm sido utilizados, especialmente, para remover os corantes e os metais pesados presentes nos efluentes industriais. Contudo, os métodos químicos e físico-químicos de tratamento apresentam algumas desvantagens como custo elevado, alto consumo de

energia elétrica e utilização de grande quantidade de produtos químicos (AHMAD et al., 2015; HOLKAR et al., 2016).

3.9.1 Métodos biológicos

Os processos biológicos são mais econômicos em relação aos demais tratamentos, sendo empregados pela indústria têxtil há mais de 150 anos. O processo de tratamento por lodo ativado é o método biológico mais utilizado atualmente para o tratamento dos efluentes têxteis. Essa técnica consiste em manter em constante agitação o efluente na presença de micro-organismos e oxigênio em unidades chamadas de tanques de aeração (ABIDIN et al., 2017; CUI et al., 2017). Após essa etapa, ocorre a separação por sedimentação do lodo ativado e do efluente tratado em decantadores. A alta eficiência deste sistema é em grande parte devido a recirculação de lodo do decantador para o tanque de aeração, mantendo assim uma alta concentração de biomassa (micro-organismos) durante todo o processo (HADDAD et al., 2018).

O método de tratamento por lodos ativados é eficaz na redução da matéria biodegradável e de sólidos suspensos, mas ineficiente na remoção da cor, principalmente dos corantes reativos. Além disso, o processo de biodegradação incompleta dos corantes têxteis pode levar à formação de metabólitos secundários indesejáveis, que não são facilmente degradados no processo de lodo ativado, acarretando no aumento da toxicidade desses efluentes (CHEN et al., 2018b; POPLI; PATEL, 2015). Outro inconveniente desse processo é a geração de grande quantidade de lodo que pode ocasionar problemas de contaminação ao meio ambiente, necessitando de novo tratamento para sua disposição adequada. E por fim, devido à baixa biodegradabilidade dos corantes, o processo de tratamento biológico convencional não tem se mostrado muito eficiente no tratamento das águas residuais da indústria têxtil (TARKWA et al., 2018).

Diante dessas limitações, outros métodos biológicos inovadores têm sido investigados baseados na seleção de micro-organismos selecionados para degradar corantes em efluentes têxteis (FANG et al., 2016; HAMEED; ISMAIL, 2018). Diversos autores têm mostrado que os micro-organismos são capazes de descolorir com eficiência uma variedade de corantes com total remoção de cor, em alguns casos

dentro de algumas horas (BAËTA et al., 2015; KRISHNAMOORTHY et al., 2018; LADE et al., 2015; SABA et al., 2015; SEN et al., 2016).

Fungos basidiomicetos ou fungos da podridão branca são exemplos de microrganismos com alta capacidade de degradação associada à produção de enzimas extracelulares. Essas enzimas possuem baixa especificidade para o substrato, podendo ser utilizadas para o tratamento de resíduos de características variadas como os resíduos têxteis. As principais enzimas envolvidas nos processos de degradação são lacases, lignina peroxidases e manganês peroxidases (HASSAN et al., 2018; HOLKAR et al., 2016; SINGH; SINGH; SINGH, 2015).

Apesar dos tratamentos utilizando esses fungos apresentarem bons resultados, ainda não se encontrou uma aplicação prática dessa técnica, principalmente devido à dificuldade de selecionar micro-organismos capazes de crescerem e se manterem ativos nas condições adversas das águas residuais (ASSES et al., 2018; BANKOLE et al., 2018; BANKOLE; ADEKUNLE; GOVINDWAR, 2018). A escassez de nutrientes, as altas concentrações de sais, de corantes, de detergentes e de metais pesados encontrados nos efluentes podem ser considerados como os principais fatores limitantes para aplicação das técnicas utilizando fungos vivos (HE et al., 2018; MAGANHA; BACKHAUS; CORSO, 2018).

A busca por tecnologias eficientes e por processos mais econômicos de tratamento tem reconhecido a adsorção/biossorção como uma alternativa viável para a remoção de contaminantes das águas residuais (ALMEIDA; CORSO, 2018a; KATHERESAN; KANSEDO; LAU, 2018). Esse método tem sido bastante empregado por ser mais vantajosa quando comparada com outras técnicas de tratamento, em termos de custos iniciais, facilidade de aplicação, insensibilidade a poluentes tóxicos e por não formar substâncias tóxicas (CRINI et al., 2018). Também, pode ser utilizada para remover diferentes tipos de materiais utilizados na indústria para a coloração dos tecidos, especialmente aqueles que não são facilmente biodegradáveis (KARTHIK et al., 2018; PRZYSTAŚ et al., 2018).

A adsorção caracteriza-se pela acumulação ou captação das substâncias químicas por meio de ligações de superfície e independe de energia e atividade. Em geral os fenômenos adsorptivos são classificados em dois tipos: adsorção física

(fisissorção) e adsorção química (quimissorção). Se a atração entre a superfície e a molécula é de natureza física, o processo é classificado como adsorção física, resultando em um processo rápido e reversível (FALLAH-ARAGHI et al., 2014). Nesse caso, o adsorvato se mantém ligado à superfície por forças de van der Waals, além de forças eletrostáticas e ligações de hidrogênio. Por outro lado, no processo de adsorção química ocorre uma reação entre a substância adsorvida e a superfície sólida com a formação de ligações químicas geralmente covalentes, sendo mais difícil sua remoção (UDDIN, 2017).

Dentre os materiais adsorventes empregados, o carvão ativado é o material mais utilizado e que geralmente apresenta a maior eficiência de remoção dos corantes presentes nas águas residuais (GAO et al., 2015). O carvão ativado normalmente é obtido de materiais com um alto teor de carbono e sua capacidade elevada em absorver corantes está relacionada com sua alta porosidade e suas características estruturais que lhes confere uma grande área superficial. Além disso, o carvão ativado pode ter suas propriedades de adsorção facilmente aumentadas a partir de tratamentos químicos (MANEERUNG et al., 2016).

Apesar de sua alta capacidade em adsorver os corantes têxteis o método de tratamento utilizando carvão ativado apresenta custo elevado. Além disso, esse processo produz efluentes adicionais e gera grande perda do material adsorvente empregado (KHAMPARIA; JASPAL, 2017). Após a utilização o carvão ativado se torna esgotado, não sendo capaz de adsorver mais corantes, havendo a necessidade de ser regenerado para posterior utilização. A regeneração tanto química quanto térmica desse material acrescenta ainda mais custos ao processo e é impraticável em larga escala. Além disso, a regeneração pode ocasionar a perda da capacidade de adsorção do carvão ativado (MARKANDEYA, 2017).

O processo de adsorção pode ser considerado como uma alternativa promissora em processos de descontaminação da água se os adsorventes forem de custo reduzido e não exigirem um pré-tratamento antes de sua aplicação (CRINI et al., 2018). Diante disso, a adsorção utilizando materiais de baixo custo tem sido alvo de muitos estudos nas últimas décadas na busca de se encontrar uma técnica economicamente viável para o tratamento das águas residuais. Adsorventes de baixo custo são materiais pouco processados e que são encontrados em abundância na

natureza ou como subproduto do processamento industrial (DE GISI et al., 2016; SHANKER; CHINNIAGOUNDER, 2017).

Diferentes adsorventes de baixo custo como materiais naturais, resíduos agrícolas e industriais vêm sendo investigados a fim de se encontrar uma alternativa ao uso do carvão ativado (SINGH et al., 2017). No entanto, esses adsorventes apresentam capacidade reduzida de adsorção dos corantes e necessita-se de grande quantidade desses materiais no processo de tratamento (PANDEY et al., 2018). Diante disso, outras pesquisas são necessárias na busca de novos adsorventes que sejam econômicos, eficazes e facilmente disponíveis (DAI et al., 2018; SINGH et al., 2017).

3.9.1.1 Biossorção de corantes utilizando biomassa microbiana

A biossorção é o processo que emprega materiais biológicos como biomassa microbiana para a acumulação de substâncias orgânicas e inorgânicas a partir de soluções diluídas. Inicialmente as pesquisas sobre biossorção se concentravam em utilização de materiais biológicos para remoção de metais e posteriormente foram realizados estudos para sua aplicação na remoção de substâncias orgânicas, incluindo os corantes têxteis (ALMEIDA; CORSO, 2018a).

Uma ampla variedade de micro-organismos, incluindo bactérias, fungos filamentosos e leveduras, é utilizada para a biossorção de diferentes corantes sintéticos (BHAGAVATHI-PUSHPA et al., 2016). A superfície da parede celular desses microrganismos lhes permite adsorver os compostos independente de atividade metabólica, ocorrendo tanto em células microbianas viáveis quanto desnaturadas. A descoloração de corantes por biomassa envolve vários mecanismos complexos como quelação, complexação, adsorção química e física, microprecipitação, permuta iônica e interação eletroestática. No entanto, poucas informações estão disponíveis sobre essas interações, necessitando-se mais estudos para confirmá-las (ALMEIDA; CORSO, 2018a; GUPTA et al., 2015).

A utilização de fungos em processos de biossorção vem sendo bastante empregada devido seu baixo custo e alta disponibilidade de material biológico, que pode ser produzido de forma simples e através de meios de crescimento baratos. A capacidade de regeneração da biomassa microbiana também é uma vantagem

quando comparado a outras fontes de adsorventes não renováveis como a turfa ou o carvão ativado granular (SEN et al., 2016). O mecanismo de biossorção envolve uma fase sólida (biossorvente) e uma fase líquida (solvente) que contêm as substâncias a serem adsorvidas (corantes, metais, etc.). Como o adsorvente apresenta maior afinidade para os produtos de adsorção, ocorre uma atração desses compostos para a superfície desses materiais (YAGUB et al., 2014). Assim, o processo prossegue até atingir o equilíbrio entre a quantidade de substâncias ligadas aos sólidos e a sua porção restante na solução. Esse processo ocorre de forma rápida e eficiente, é inespecífico para muitos tipos de corantes com estruturas químicas diversas e pode ser utilizado no tratamento de diferentes tipos de efluentes têxteis (GONG et al., 2018; KAMAZ et al., 2018).

O processo de biossorção se inicia com a difusão do composto adsorvido para a superfície da célula microbiana. Em seguida, de acordo com a afinidade química, ocorre a ligação desse composto à superfície celular. Esse processo normalmente ocorre de forma rápida e é reversível (KAMAZ et al., 2018). As interações entre os corantes têxteis e a biomassa microbiana irão depender da estrutura química do corante e da sua especificidade para cada microrganismo. Assim, pode-se dizer que determinados corantes apresentam uma afinidade particular para algumas espécies de microrganismos. Diante disso, diferentes taxas de remoção poderão ser observadas durante o processo de adsorção dependendo do micro-organismo e do corante utilizado (ESPINOSA-ORTIZ et al., 2016; KABBOUT; TAHA, 2014).

O tratamento dos efluentes pela técnica de biossorção utiliza células microbianas e é mais vantajoso quando comparado a sistemas de tratamento que utilizam enzimas isoladas, uma vez que a purificação dessas enzimas apresenta custo elevado. Nesse método a célula pode ainda oferecer proteção para as enzimas durante todo o processo. Além disso, os resultados obtidos a partir da utilização das células inteiras no tratamento dificilmente seriam encontrados ao se utilizar enzimas extraídas individualmente (CRINI, 2015; KAYKHAI; SASANI; MARGHZARI, 2018).

A maioria dos estudos se concentra na biodegradação ou bioadsorção utilizando fungos em crescimento. No entanto, mais estudos são necessários em relação ao emprego de biomassa inativa (ESPINOSA-ORTIZ et al., 2016; ZHANG et al., 2016). A utilização de biomassa a partir de células mortas apresenta como

principal vantagem a possibilidade de sua utilização quando as condições do meio são muito tóxicas, ou seja, quando não são favoráveis para o crescimento e desenvolvimento de uma população microbiana. Além disso, o uso dessa técnica elimina a necessidade de fornecimento contínuo de nutrientes, bem como elimina possíveis problemas de toxicidade dos poluentes aos micro-organismos (CRINI et al., 2018).

A biomassa de células mortas pode ser reutilizada durante vários ciclos do tratamento e armazenada por longos períodos à temperatura ambiente sem que ocorra perda do material. O tratamento a partir de células mortas apresenta ainda facilidade de aplicação e eficiência de adsorção igual ou superior às células em crescimento (ALMEIDA; CORSO, 2018b; FOMINA; GADD, 2014).

4 REFERÊNCIAS

ABDEL-GAWAD, K. M. et al. Technology optimization of chitosan production from *Aspergillus niger* biomass and its functional activities. **Food Hydrocolloids**, [s. l.], v. 63, p. 593–601, 2017.

GLEICK, P. H. The World's Water 2000– 2001, **The Biennial Report on Freshwater Resources**, Island, Washington, D. C. 2000.

BUROS, O. K. The ABCs of desalting, report, 2nd ed., Int. **Desalinatio Assoc.**, **Topsfield, Mass**, 2000.

LAMEGO ,ALBERTO RIBEIRO. Produção e consumo de água dessalinizada em plataforma de petróleo. **Boletim do Observatório Ambiental** Campos dos Goytacazes/RJ, v.8 n.2, p. 9-17, 2014

CELLI, ROBSON. Modelos de dessalinização e sua eficiência: comparativo entre tecnologias. **Gest. Technol. Inov.** Vol.01 n.1, 2017.

RODRÍGUEZ, J. J. et al. Reuse of reverse osmosis membranes in advanced wastewater treatment. **Desalination**, v. 150, n. 3, p. 219–225, 2002.

PORTO, E.R. Uso do rejeito da dessalinização de água salobra para irrigação da erva-sal (*Atriplex nummularia*). **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, Campina Grande-PB, v.5, n.1, p.111-114, 2001.

CANTÍDIO, MARIA CLARA DE MEDEIROS et al,. Estudo da viabilidade de implantação da dessalinização de água em município do semiárido nordestino. **XXVIII CONGRESO LATINOAMERICANO DE HIDRÁULICA** BUENOS AIRES, ARGENTINA, 2018.

HENTHORNE, L. Desalination – a critical element of water solutions for de 21 century. **Drinking water - sources, sanitation and safeguarding**, p. 47-57, 2009.

ZHOU, Y et al. Evaluating the costs of desalinationand water transport, **water resour.** Res. 41, 2005.

ABIDIN, C. Z. A. et al. Treatment of azo dye Acid Orange 52 using ozonation and

completed-mixed activated sludge process. **IOP Conference Series: Materials Science and Engineering**, [s. l.], v. 206, n. 1, p. 012088, 2017.

ABREU, F. O. M. da S. et al. Propriedades e Características da Quitosana Obtida a Partir do Exoesqueleto de Caranguejo-Uçá Utilizando Radiação de Micro-Ondas. **Polímeros Ciência e Tecnologia**, [s. l.], v. 23, n. 5, p. 630–635, 2013.

ABU YAZID, N. et al. Solid-State Fermentation as a Novel Paradigm for Organic Waste Valorization: A Review. **Sustainability**, [s. l.], v. 9, n. 2, p. 224, 2017.

ADNAN, M. et al. Physiological and Molecular Characterization of Biosurfactant Producing Endophytic Fungi *Xylaria regalis* from the Cones of *Thuja plicata* as a Potent Plant Growth Promoter with Its Potential Application. **BioMed Research International**, [s. l.], v. 2018, n. 966, p. 1–11, 2018.

AHMAD, A. et al. Recent advances in new generation dye removal technologies: novel search for approaches to reprocess wastewater. **RSC Advances**, [s. l.], v. 5, n. 39, p. 30801–30818, 2015.

AHSAN, S. M. et al. Chitosan as biomaterial in drug delivery and tissue engineering. **International Journal of Biological Macromolecules**, [s. l.], v. 110, p. 97–109, 2018.

AL-HAWASH, A. B. et al. Productivity of γ -Linoleic acid by oleaginous fungus *Cunninghamella echinulata* using a pulsed high magnetic field. **Food Bioscience**, [s. l.], v. 21, p. 1–7, 2018.

ALBI, T.; SERRANO, A. Inorganic polyphosphate in the microbial world. Emerging roles for a multifaceted biopolymer. **World Journal of Microbiology and Biotechnology**, [s. l.], v. 32, n. 2, p. 27, 2016.

ALMEIDA, E. J. R.; CORSO, C. R. Decolorization and removal of toxicity of textile azo dyes using fungal biomass pelletized. **International Journal of Environmental Science and Technology**, [s. l.], p. 1–10, 2018. a.

ALMEIDA, E. J. R.; CORSO, C. R. Decolorization and removal of toxicity of textile azo dyes using fungal biomass pelletized. **International Journal of Environmental Science and Technology**, [s. l.], p. 1–10, 2018. b.

ANDERSON, L. A.; ISLAM, M. A.; PRATHER, K. L. J. Synthetic biology strategies for improving microbial synthesis of "green" biopolymers. **The Journal of biological chemistry**, [s. l.], v. 293, n. 14, p. 5053–5061, 2018.

ANDRADE, R. F. S. et al. Promising Biosurfactant Produced by *Cunninghamella echinulata* UCP 1299 Using Renewable Resources and Its Application in Cotton Fabric Cleaning Process. **Advances in Materials Science and Engineering**, [s. l.], v. 2018, p. 1–12, 2018.

ARANAZ, I. et al. Cosmetics and Cosmeceutical Applications of Chitin, Chitosan and Their Derivatives. **Polymers**, [s. l.], v. 10, n. 2, p. 213, 2018.

ARCHANAA, S. et al. Sustainable Diesel Feedstock: a Comparison of Oleaginous Bacterial and Microalgal Model Systems. **BioEnergy Research**, [s. l.], p. 1–12, 2018.

ASSES, N. et al. Congo Red Decolorization and Detoxification by *Aspergillus niger*: Removal Mechanisms and Dye Degradation Pathway. **BioMed Research International**, [s. l.], v. 2018, p. 1–9, 2018.

ATHENAKI, M. et al. Lipids from yeasts and fungi: physiology, production and analytical considerations. **Journal of Applied Microbiology**, [s. l.], v. 124, n. 2, p. 336–367, 2018.

AVALOS, J.; CARMEN LIMÓN, M. Biological roles of fungal carotenoids. **Current Genetics**, [s. l.], v. 61, n. 3, p. 309–324, 2015.

AZEVEDO, C. et al. Screening a Protein Array with Synthetic Biotinylated Inorganic Polyphosphate To Define the Human PolyP-ome. **ACS Chemical Biology**, [s. l.], v. 13, n. 8, p. 1958–1963, 2018.

AYOUB, A.; VENDITTI, R.A.; PAWLAK, J.J.; SALAM, A.; HUBBE, M.A. Novel Hemicellulose–Chitosan Biosorbent for Water Desalination and Heavy Metal Removal. **ACS Sustainable Chem. Eng.**, v. 1, n.9, p. 1102–1109, 2013.

BAËTA, B. E. L. et al. Evaluation of soluble microbial products and aromatic amines accumulation during a combined anaerobic/aerobic treatment of a model azo dye. **Chemical Engineering Journal**, [s. l.], v. 259, p. 936–944, 2015.

BANKOLE, P. O. et al. Biodegradation and detoxification of Scarlet RR dye by a newly isolated filamentous fungus, *Peyronellaea prosopidis*. **Sustainable Environment Research**, [s. l.], v. 28, n. 5, p. 214–222, 2018. D

BANKOLE, P. O.; ADEKUNLE, A. A.; GOVINDWAR, S. P. Enhanced decolorization and biodegradation of acid red 88 dye by newly isolated fungus, *Achaetomium strumarium*. **Journal of Environmental Chemical Engineering**, [s. l.], v. 6, n. 2, p. 1589–1600, 2018.

BARABINO, S. et al. The role of systemic and topical fatty acids for dry eye treatment. **Progress in Retinal and Eye Research**, [s. l.], v. 61, p. 23–34, 2017.

BARVE, A.; TARFE, K. Efficiency of waste banana peels in bio-ethanol production. **Research & Reviews: A Journal of Life Sciences**, [s. l.], v. 7, n. 3, p. 28–32, 2017.

BATISTA, A. C. de L. et al. Review of fungal chitosan: past, present and perspectives in Brazil. **Polímeros**, [s. l.], v. 28, n. 3, p. 275–283, 2018.

BELLANGER, A.-P. et al. Development of a quantitative PCR detecting *Cunninghamella bertholletiae* to help in diagnosing this rare and aggressive mucormycosis. **Bone marrow transplantation**, [s. l.], v. 53, n. 9, p. 1180–1183, 2018.

BENHABILES, M. S. et al. Antibacterial activity of chitin, chitosan and its oligomers prepared from shrimp shell waste. **Food Hydrocolloids**, [s. l.], v. 29, n. 1, p. 48–56, 2012.

BERGER, L. et al. Green Conversion of Agroindustrial Wastes into Chitin and Chitosan by *Rhizopus arrhizus* and *Cunninghamella elegans* Strains. **International Journal of Molecular Sciences**, [s. l.], v. 15, n. 5, p. 9082–9102, 2014. Disponível em: <<http://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/24853288>>. Acesso em: 8 dez. 2018.

BEUMER, R.; DERKS, F.; C MENDROK. **Hair care compositions** 2014.

BEZERRA, C. V. et al. Green banana (*Musa cavendishii*) flour obtained in spouted bed – Effect of drying on physico-chemical, functional and morphological characteristics of the starch. **Industrial Crops and Products**, [s. l.], v. 41, p. 241–249, 2013.

BHAGAVATHI PUSHPA, T. et al. Utilization of effective microorganisms based water

hyacinth compost as biosorbent for the removal of basic dyes. **Desalination and Water Treatment**, [s. l.], v. 57, n. 51, p. 24368–24377, 2016.

BIROLI, W. G.; DELEZUK, J. A. de M.; CAMPANA-FILHO, S. P. Ultrasound-assisted conversion of alpha-chitin into chitosan. **Applied Acoustics**, [s. l.], v. 103, p. 239–242, 2016.

BORGES, C. V. et al. Ripening and cooking processes influence the carotenoid content in bananas and plantains (*Musa* spp.). **Food Research International**, [s. l.], 2018.

BROWN, M. R. W.; KORNBERG, A. Inorganic polyphosphate in the origin and survival of species. **Proceedings of the National Academy of Sciences**, [s. l.], v. 101, n. 46, p. 16085–16087, 2004.

BUSANELLO, M. et al. Optimization of the growth of *Lactobacillus* in skim milk added with green banana flour and determination functional properties. **Nutrition & Food Science**, [s. l.], p. NFS-03-2018-0098, 2018.

CAETANO, L. A. et al. Antifungal-resistant Mucorales in different indoor environments. **Mycology**, [s. l.], p. 1–9, 2018.

CAMPOS-TAKAKI, G. M.; BEAKES, G. W.; DIETRICH, S. M. C. Electron microscopic X-ray microprobe and cytochemical study of isolated cell walls of mucoralean fungi. **Transactions of the British Mycological Society**, [s. l.], v. 80, n. 3, p. 536–541, 1983.

CAMPOS-TAKAKI, G. M.; DIETRICH, S. M. C.; BEAKES, G. W. **Cytochemistry, ultrastructure and x-ray microanalysis methods applied to cell wall characterization of Mucoralean fungi strains**. [s.l: s.n.].

CARNEIRO, R. T. A. et al. Removal of glyphosate herbicide from water using biopolymer membranes. **Journal of Environmental Management**, [s. l.], v. 151, p. 353–360, 2015.

CARROLL, C. S. et al. The rhizoferrin biosynthetic gene in the fungal pathogen *Rhizopus delemar* is a novel member of the NIS gene family. **The International Journal of Biochemistry & Cell Biology**, [s. l.], v. 89, p. 136–146, 2017.

CARSANBA, E.; PAPANIKOLAOU, S.; ERTEN, H. Production of oils and fats by oleaginous microorganisms with an emphasis given to the potential of the nonconventional yeast *Yarrowia lipolytica*. **Critical Reviews in Biotechnology**, [s. l.], v. 38, n. 8, p. 1230–1243, 2018.

CARVALHO, A. K. F. et al. Biosynthesis, characterization and enzymatic transesterification of single cell oil of *Mucor circinelloides* – A sustainable pathway for biofuel production. **Bioresource Technology**, [s. l.], v. 181, p. 47–53, 2015.

CARVALHO, A. K. F. et al. Biodiesel production from *Mucor circinelloides* using ethanol and heteropolyacid in one and two-step transesterification. **Fuel**, [s. l.], v. 202, p. 503–511, 2017.

CARVALHO, A. K. F. et al. Direct transesterification of *Mucor circinelloides* biomass for biodiesel production: Effect of carbon sources on the accumulation of fungal lipids and biofuel properties. **Fuel**, [s. l.], v. 234, p. 789–796, 2018.

CASTELO BRANCO MELO, N. F. et al. Effects of fungal chitosan nanoparticles as eco-friendly edible coatings on the quality of postharvest table grapes. **Postharvest Biology and Technology**, [s. l.], v. 139, p. 56–66, 2018.

CESÁRIO, M. T. et al. Marine algal carbohydrates as carbon sources for the production of biochemicals and biomaterials. **Biotechnology Advances**, [s. l.], v. 36, n. 3, p. 798–817, 2018.

CHAN, L. G.; COHEN, J. L.; DE MOURA BELL, J. M. L. N. Conversion of Agricultural Streams and Food-Processing By-Products to Value-Added Compounds Using Filamentous Fungi. **Annual Review of Food Science and Technology**, [s. l.], v. 9, n. 1, p. 503–523, 2018.

CHANRATANA, M. et al. Evaluation of chitosan and alginate immobilized *Methylobacterium oryzae* CBMB20 on tomato plant growth. **Archives of Agronomy and Soil Science**, [s. l.], v. 64, n. 11, p. 1489–1502, 2018.

CHEN, A. et al. Effects of azo dye on simultaneous biological removal of azo dye and nutrients in wastewater. **Royal Society open science**, [s. l.], v. 5, n. 8, p. 180795, 2018. a.

CHEN, A. et al. Effects of azo dye on simultaneous biological removal of azo dye and nutrients in wastewater. **Royal Society Open Science**, [s. l.], v. 5, n. 8, p. 180795, 2018. b.

CHENG, L.-C. et al. Production and isolation of chitosan from *Aspergillus terreus* and application in tin(II) adsorption. **Journal of Applied Polymer Science**, [s. l.], v. 131, n. 12, p., 2014.

CINI, N.; BALL, V. Polyphosphates as inorganic polyelectrolytes interacting with oppositely charged ions, polymers and deposited on surfaces: fundamentals and applications. **Advances in Colloid and Interface Science**, [s. l.], v. 209, p. 84–97, 2014.

COMPAIN, F. et al. Fatal Pulmonary Mucormycosis due to *Rhizopus homothallicus*. **Mycopathologia**, [s. l.], v. 182, n. 9–10, p. 907–913, 2017.

CORDOBA, L. do P. et al. Brazilian green banana. **Journal of Thermal Analysis and Calorimetry**, [s. l.], v. 134, n. 3, p. 2065–2073, 2018.

COSTA, A. L. R.; GOMES, A.; CUNHA, R. L. One-step ultrasound producing O/W emulsions stabilized by chitosan particles. **Food Research International**, [s. l.], v. 107, p. 717–725, 2018.

CREMAR, L. et al. Development of antimicrobial chitosan based nanofiber dressings for wound healing applications. **Mashhad University of Medical Sciences**, [s. l.], v. 5, n. 1, p. 6–14, 2018.

CRINI, G. Non-conventional adsorbents for dye removal. In: **Green Chemistry for Dyes Removal from Wastewater**. Hoboken, NJ, USA: John Wiley & Sons, Inc., 2015. p. 359–407.

CRINI, G. et al. Adsorption-Oriented Processes Using Conventional and Non-conventional Adsorbents for Wastewater Treatment. In: [s.l.] : Springer, Cham, 2018. p. 23–71.

CROISIER, F.; JÉRÔME, C. Chitosan-based biomaterials for tissue engineering. **European Polymer Journal**, [s. l.], v. 49, n. 4, p. 780–792, 2013.

CUI, M.-H. et al. Evaluation of anaerobic sludge volume for improving azo dye decolorization in a hybrid anaerobic reactor with built-in bioelectrochemical system. **Chemosphere**, [s. l.], v. 169, p. 18–22, 2017.

DAI, Y. et al. Utilizations of agricultural waste as adsorbent for the removal of contaminants: A review. **Chemosphere**, [s. l.], v. 211, p. 235–253, 2018.

DANNAOUI, E. Antifungal resistance in mucorales. **International Journal of Antimicrobial Agents**, [s. l.], v. 50, n. 5, p. 617–621, 2017.

DASSANAYAKE, R. S. et al. Activated carbon derived from chitin aerogels: preparation and CO₂ adsorption. **Cellulose**, [s. l.], v. 25, n. 3, p. 1911–1920, 2018.

DE GISI, S. et al. Characteristics and adsorption capacities of low-cost sorbents for wastewater treatment: A review. **Sustainable Materials and Technologies**, [s. l.], v. 9, p. 10–40, 2016.

DE MATOS, M. et al. Production and characterization of a distilled alcoholic beverage obtained by fermentation of banana waste (*Musa cavendishii*) from Selected Yeast. **Fermentation**, [s. l.], v. 3, n. 4, p. 62, 2017.

DE OLIVEIRA, M. R. et al. Review: sophorolipids a promising biosurfactant and it's applications. **International Journal of Advanced Biotechnology and Research**, [s. l.], v. 16, n. 2, p. 161–174, 2015.

DELLAMATRICE, P. M. et al. Degradation of textile dyes by cyanobacteria. **Brazilian journal of microbiology : [publication of the Brazilian Society for Microbiology]**, [s. l.], v. 48, n. 1, p. 25–31, 2017.

DESBRIÈRES, J.; GUIBAL, E. Chitosan for wastewater treatment. **Polymer International**, [s. l.], v. 67, n. 1, p. 7–14, 2018.

DE THERIDGE, A. P. et al. Vegetation and edaphic factors influence rapid establishment of distinct fungal communities on former coal-spoil sites. **Fungal Ecology**, [s. l.], v. 33, p. 92–103, 2018. D

DHIVYA, S. et al. Proliferation and differentiation of mesenchymal stem cells on scaffolds containing chitosan, calcium polyphosphate and pigeonite for bone tissue

engineering. **Cell Proliferation**, [s. l.], v. 51, n. 1, p. e12408, 2018.

DIXIT, S.; GARG, S. Biodegradation of Environmentally Hazardous Azo Dyes and Aromatic Amines Using *Klebsiella pneumoniae*. **Journal of Environmental Engineering**, [s. l.], v. 144, n. 6, p. 04018035, 2018.

DOUROU, M. et al. Critical steps in carbon metabolism affecting lipid accumulation and their regulation in oleaginous microorganisms. **Applied Microbiology and Biotechnology**, [s. l.], v. 102, n. 6, p. 2509–2523, 2018.

DURSUN, A. Y. et al. Kinetics of Remazol Black B adsorption onto carbon prepared from sugar beet pulp. **Environmental Science and Pollution Research**, [s. l.], v. 20, n. 4, p. 2472–2483, 2013.

EL KNIDRI, H. et al. Extraction, chemical modification and characterization of chitin and chitosan. **International Journal of Biological Macromolecules**, [s. l.], v. 120, p. 1181–1189, 2018.

EL MOUADEN, K. et al. Chitosan polymer as a green corrosion inhibitor for copper in sulfide-containing synthetic seawater. **International Journal of Biological Macromolecules**, [s. l.], v. 119, p. 1311–1323, 2018.

ELIEH-ALI-KOMI, D.; HAMBLIN, M. R. Chitin and Chitosan: Production and Application of Versatile Biomedical Nanomaterials. **International journal of advanced research**, [s. l.], v. 4, n. 3, p. 411–427, 2016.

ESPINOSA-ORTIZ, E. J. et al. Fungal pelleted reactors in wastewater treatment: Applications and perspectives. **Chemical Engineering Journal**, [s. l.], v. 283, p. 553–571, 2016.

ESTEVAM ALVES M. A.; CAVALCANTI M. L., MAHNKE L. C., FREITAS J. H. E. S., SATANA K. V., CAMPOS-TAKAKI G. M., N. A. E. *Cunninghamella elegans* UCP 542 as an Alternative Biosorbent: Effects of pH, Pre-Treatment and Dye Concentration on Reactive Black B Removal. **Int.J.Curr.Microbiol.App.Sci**, [s. l.], v. 4, n. 8, p. 167–182, 2015.

EVISON, S. E.; JENSEN, A. B. The biology and prevalence of fungal diseases in

managed and wild bees. **Current Opinion in Insect Science**, [s. l.], v. 26, p. 105–113, 2018.

EYMANN, L. Y. M. et al. Synthesis of azo dyes from mesoionic carbenes and nitrous oxide. **Chemistry - A European Journal**, [s. l.], v. 24, n. 31, p. 7957–7963, 2018.

FAI, A. E. C. et al. Physico-Chemical characteristics and functional properties of chitin and chitosan produced by *Mucor circinelloides* using yam bean as substrate. **Molecules**, [s. l.], v. 16, n. 8, p. 7143–7154, 2011.

FALARZ, L. J.; DEYHOLOS, M. K.; CHEN, G. Plant Carbohydrates and Production of Renewable Biofuel from Starch, Sugar, and Cellulose. In: **Plant Bioproducts**. New York, NY: Springer New York, 2018. p. 87–107.

FALLAH-ARAGHI, A. et al. Enhanced chemical synthesis at soft interfaces: a universal reaction-adsorption mechanism in microcompartments. **Physical Review Letters**, [s. l.], v. 112, n. 2, p. 028301, 2014.

FANG, Z. et al. A microbial fuel cell-coupled constructed wetland promotes degradation of azo dye decolorization products. **Ecological Engineering**, [s. l.], v. 94, p. 455–463, 2016.

FERNANDES-CUNHA, G. M. et al. Delivery of inorganic polyphosphate into cells using amphipathic oligocarbonate transporters. **ACS Central Science**, [s. l.], v. 4, n. 10, p. 1394–1402, 2018.

FOMINA, M.; GADD, G. M. Biosorption: current perspectives on concept, definition and application. **Bioresource Technology**, [s. l.], v. 160, p. 3–14, 2014.

FRAILE, J. et al. Synthetic Transformations for the Valorization of Fatty Acid Derivatives. **Synthesis**, [s. l.], v. 49, n. 07, p. 1444–1460, 2017.

FRANÇA, M. V. De et al. **Journal of environmental analysis and progress JEAP**. [s.l: s.n.]. v. 3

FRANCO, J. H. et al. Influence of auxochrome group in disperse dyes bearing azo groups as chromophore center in the biotransformation and molecular docking prediction by reductase enzyme: Implications and assessment for environmental

toxicity of xenobiotics. **Ecotoxicology and Environmental Safety**, [s. l.], v. 160, p. 114–126, 2018.

GÁMIZ-GONZÁLEZ, M. A. et al. Kinetic study of thermal degradation of chitosan as a function of deacetylation degree. **Carbohydrate Polymers**, [s. l.], v. 167, p. 52–58, 2017.

GAO, X. et al. Surface charge enhanced carbon electrodes for stable and efficient capacitive deionization using inverted adsorption–desorption behavior. **Energy & Environmental Science**, [s. l.], v. 8, n. 3, p. 897–909, 2015.

GARCIA-GALINDO, I. et al. New Features and Properties of Microbial Cellulases Required for Bioconversion of Agro-industrial Wastes. **Enzymes in Food Biotechnology**, [s. l.], p. 535–550, 2019.

GHUFFAR, S. et al. First Report of *Mucor fragilis* Causing Bunch Rot of Grapes in Punjab, Pakistan. **Plant Disease**, [s. l.], v. 102, n. 9, p. 1858, 2018.

GIAVASIS, I. Bioactive fungal polysaccharides as potential functional ingredients in food and nutraceuticals. **Current Opinion in Biotechnology**, [s. l.], v. 26, p. 162–173, 2014.

GODOY, M. G. et al. Agricultural residues as animal feed: protein enrichment and detoxification using solid-state fermentation. **Current Developments in Biotechnology and Bioengineering**, [s. l.], p. 235–256, 2018.

GÓMEZ, M.; MARTINEZ, M. M. Fruit and vegetable by-products as novel ingredients to improve the nutritional quality of baked goods. **Critical Reviews in Food Science and Nutrition**, [s. l.], v. 58, n. 13, p. 2119–2135, 2018.

GONG, J. et al. Preparation of biomass pigments and dyeing based on bioconversion. **Journal of Cleaner Production**, [s. l.], v. 182, p. 301–312, 2018.

GOPI, K.; JAYAPRAKASHVEL, M. **Research Journal of Pharmacy and Technology**. [s.l.] : A & V Publications, 2018. v. 11

GUPTA, V. K. et al. Decolorization of mixture of dyes: a critical review. **Global Journal of Environmental Science and Management**, [s. l.], v. 1, n. 1, p. 71–94, 2015.

GÜRSES, A. et al. Dyes and pigments: their structure and properties. In: [s.l: s.n.], p. 13–29.

HADDAD, M. et al. Reduction of adsorbed dyes content in the discharged sludge coming from an industrial textile wastewater treatment plant using aerobic activated sludge process. **Journal of Environmental Management**, [s. l.], v. 223, p. 936–946, 2018.

HAMEED, B. B.; ISMAIL, Z. Z. Decolorization, biodegradation and detoxification of reactive red azo dye using non-adapted immobilized mixed cells. **Biochemical Engineering Journal**, [s. l.], v. 137, p. 71–77, 2018.

HASSAN, B. et al. Recent advances on polysaccharides, lipids and protein based edible films and coatings: A review. **International Journal of Biological Macromolecules**, [s. l.], v. 109, p. 1095–1107, 2018.

HAYAT, H. et al. Comparative decolorization of dyes in textile wastewater using biological and chemical treatment. **Separation and Purification Technology**, [s. l.], v. 154, p. 149–153, 2015.

HE, X. et al. Structures, biological activities, and industrial applications of the polysaccharides from *Hericium erinaceus* (Lion's Mane) mushroom: A review. **International Journal of Biological Macromolecules**, [s. l.], v. 97, p. 228–237, 2017.

HE, X. et al. Efficient degradation of Azo dyes by a newly isolated fungus *Trichoderma tomentosum* under non-sterile conditions. **Ecotoxicology and Environmental Safety**, [s. l.], v. 150, p. 232–239, 2018.

HOFFMANN, K. et al. The family structure of the Mucorales: a synoptic revision based on comprehensive multigene-genealogies. **Persoonia**, [s. l.], v. 30, p. 57–76, 2013.

HOLKAR, C. R. et al. A critical review on textile wastewater treatments: Possible approaches. **Journal of Environmental Management**, [s. l.], v. 182, p. 351–366, 2016.

HOSSAIN, L.; SARKER, S. K.; KHAN, M. S. Evaluation of present and future wastewater impacts of textile dyeing industries in Bangladesh. **Environmental**

Development, [s. l.], v. 26, p. 23–33, 2018.

HOSSEINNEJAD, M.; JAFARI, S. M. Evaluation of different factors affecting antimicrobial properties of chitosan. **International Journal of Biological Macromolecules**, [s. l.], v. 85, p. 467–475, 2016.

IBGE- INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA E ESTATÍSTICA. **Pesquisa mensal de previsão e acompanhamento das safras agrícolas no ano civil**. [s.l s.n.].

ITO, I. et al. Evaluation of the effects of chitin nanofibrils on skin function using skin models. **Carbohydrate Polymers**, [s. l.], v. 101, p. 464–470, 2014.

JAYAPAL, M. et al. Sequential anaerobic-aerobic treatment using plant microbe integrated system for degradation of azo dyes and their aromatic amines by-products. **Journal of Hazardous Materials**, [s. l.], v. 354, p. 231–243, 2018.

Jl, X. et al. Isolation, structures and bioactivities of the polysaccharides from jujube fruit (*Ziziphus jujuba* Mill.): A review. **Food Chemistry**, [s. l.], v. 227, p. 349–357, 2017.

JIANG, Y. et al. Cholesterol-lowering effects and potential mechanisms of chitooligosaccharide capsules in hyperlipidemic rats. **Food & nutrition research**, [s. l.], v. 62, 2018.

JULIANA FERREIRA, V. A. Q. S.; AND CRISPIN HUMBERTO GARCIA CRUZ. Ethanol production by co-culture of *Zymomonas mobilis* and *Pachysolen tannophilus* using banana peels hydrolysate as substrate. **SCIENCE, FOOD TECHNOLOGY AND FOOD ENGINEERING**, [s. l.], v. 40, p. 2–9, 2018.

KABBOUT, R.; TAHA, S. Biodecolorization of textile dye effluent by biosorption on fungal biomass materials. **Physics Procedia**, [s. l.], v. 55, p. 437–444, 2014.

KALAIVANI, R. et al. Synthesis of chitosan mediated silver nanoparticles (Ag NPs) for potential antimicrobial applications. **Frontiers in Laboratory Medicine**, [s. l.], v. 2, n. 1, p. 30–35, 2018.

KAMAZ, M. et al. Efficient removal of chemically toxic dyes using microorganism from activated sludge: Understanding sorption mechanism, kinetics, and associated

thermodynamics. **Separation Science and Technology**, [s. l.], v. 53, n. 11, p. 1760–1776, 2018.

KAPADIA, S. P.; PUDAKALKATTI, P. S.; SHIVANAİKAR, S. Detection of antimicrobial activity of banana peel (*Musa paradisiaca* L.) on *Porphyromonas gingivalis* and *Aggregatibacter actinomycetemcomitans*: An in vitro study. **Contemporary clinical dentistry**, [s. l.], v. 6, n. 4, p. 496–9, 2015.

KARDI, S. N. et al. Biodegradation of Remazol Black B in sequential microaerophilic–aerobic operations by NAR-2 bacterial consortium. **Environmental Earth Sciences**, [s. l.], v. 75, n. 16, p. 1172, 2016.

KARTHIK, V. et al. Biosorption of Acid Yellow 12 from simulated wastewater by non-viable *T. harzianum*: kinetics, isotherm and thermodynamic studies. **International Journal of Environmental Science and Technology**, [s. l.], p. 1–12, 2018.

KATHERESAN, V.; KANSEDO, J.; LAU, S. Y. Efficiency of various recent wastewater dye removal methods: A review. **Journal of Environmental Chemical Engineering**, [s. l.], v. 6, n. 4, p. 4676–4697, 2018.

KAYA, M. et al. Physicochemical properties of chitin and chitosan produced from medicinal fungus (*Fomitopsis pinicola*). **Food Biophysics**, [s. l.], v. 10, n. 2, p. 162–168, 2015.

KAYKHAII, M.; SASANI, M.; MARGHZARI, S. Removal of dyes from the environment by adsorption process. **Chemical and Materials Engineering**, [s. l.], v. 6, n. 2, p. 31–35, 2018.

KHAMPARIA, S.; JASPAL, D. K. Adsorption in combination with ozonation for the treatment of textile waste water: a critical review. **Frontiers of Environmental Science & Engineering**, [s. l.], v. 11, n. 1, p. 8, 2017.

KHATRI, A. et al. A review on developments in dyeing cotton fabrics with reactive dyes for reducing effluent pollution. **Journal of Cleaner Production**, [s. l.], v. 87, p. 50–57, 2015.

KHOT, M. et al. Single Cell Oils (SCOs) of oleaginous filamentous fungi as a renewable

feedstock: a biodiesel biorefinery approach. In: [s.l.] : Springer, Cham, 2018. p. 145–183.

KHUNA, S.; SUWANNARACH, N.; KUMLA, J.; JOMKHWAN MEERAK, J.; NUANGMEK, W.; TANONGKIAT KIATSIROAT,T.; LUMYONG, S. Apophysomycesthailandensis (Mucorales, Mucoromycota), a new species isolated from soil in northern Thailand and its solubilization of non-soluble minerals. *MycKeys.*, v.45, p. 75–92, 2019. doi: 10.3897/mycokeys.45.30813

KODAL, S. P.; AKSU, Z. Cationic surfactant-modified biosorption of anionic dyes by dried *Rhizopus arrhizus*. **Environmental Technology**, [s. l.], v. 38, n. 20, p. 2551–2561, 2017.

KONG, S.-Z. et al. Anti-photoaging effects of chitosan oligosaccharide in ultraviolet-irradiated hairless mouse skin. **Experimental Gerontology**, [s. l.], v. 103, p. 27–34, 2018.

KRISHNAMOORTHY, R. et al. Decolourisation and degradation of azo dyes by mixed fungal culture consisted of *Dichotomomyces cejpilii* MRCH 1-2 and *Phoma tropica* MRCH 1-3. **Journal of Environmental Chemical Engineering**, [s. l.], v. 6, n. 1, p. 588–595, 2018.

KULAEV, I. S. (Igor' S.; VAGABOV, V. M.; KULAKOVSKAĬA, T. V. (Tat'iana V. **The biochemistry of inorganic polyphosphates**. [s.l.] : J. Wiley, 2004.

KULAEV, I. S.; VAGABOV, V. M.; KULAKOVSKAYA, T. V. **The Biochemistry of Inorganic Polyphosphates**. Chichester, UK: John Wiley & Sons, Ltd, 2004.

KULAKOVSKAYA, T. Inorganic polyphosphates and heavy metal resistance in microorganisms. **World Journal of Microbiology and Biotechnology**, [s. l.], v. 34, n. 9, p. 139, 2018.

KUMAR, K. et al. Food waste: a potential bioresource for extraction of nutraceuticals and bioactive compounds. **Bioresources and Bioprocessing**, [s. l.], v. 4, n. 1, p. 18, 2017.

KUMAR SEHGAL, A.; SAGAR, A. Ectomycorrhiza and fungal diversity in the

mycorrhizosphere of *Pinus gerardiana*. **Int. J. Pure App. Biosci**, [s. l.], v. 5, n. 1, p. 475–483, 2017.

KUMAR, V.; GILL, K. D. To Measure Lipid Profile in Serum Sample. In: **Basic Concepts in Clinical Biochemistry: A Practical Guide**. Singapore: Springer Singapore, 2018. p. 139–145.

KUREK, M. et al. Development and evaluation of a novel antioxidant and pH indicator film based on chitosan and food waste sources of antioxidants. **Food Hydrocolloids**, [s. l.], v. 84, p. 238–246, 2018.

KUSAOKE, H. et al. Biochemical and biotechnological trends in chitin, chitosan, and related enzymes produced by *Paenibacillus* IK-5 Strain. **International Journal of Biological Macromolecules**, [s. l.], v. 104, p. 1633–1640, 2017.

LADE, H. et al. Biodegradation and detoxification of textile azo dyes by bacterial consortium under sequential microaerophilic/aerobic processes. **EXCLI journal**, [s. l.], v. 14, p. 158–74, 2015.

LAZARUS, K. L. et al. Phylogenetic systematics of *Syncephalis* (Zoopagales, Zoopagomycotina), a genus of ubiquitous mycoparasites. **Mycologia**, [s. l.], v. 109, n. 2, p. 333–349, 2017.

LEBRETON, A. et al. Comparative analysis of five *Mucor* species transcriptomes. **Genomics**, [s. l.], 2018.

LEI, Y.; SU, L.; ZHENG, M. Water pollution footprints induced by industrial import and export in China. **Chinese Journal of Population Resources and Environment**, [s. l.], v. 16, n. 2, p. 149–158, 2018.

LI, S. et al. Trehalose Contributes to gamma-linolenic acid accumulation in *Cunninghamella echinulata* based on de novo transcriptomic and lipidomic analyses. **Frontiers in microbiology**, [s. l.], v. 9, p. 1296, 2018. a.

LI, S. et al. The lipid strategies in *Cunninghamella echinulata* for an allostatic response to temperature changes. **Process Biochemistry**, [s. l.], 2018. b.

LI, Z. et al. Comparison of physicochemical properties of starches from flesh and peel

of green banana fruit. **Molecules**, [s. l.], v. 23, n. 9, p. 2312, 2018. c.

LIANG, Y.-J.; JIANG, J.-G. Characterization of malic enzyme and the regulation of its activity and metabolic engineering on lipid production. **RSC Advances**, [s. l.], v. 5, n. 56, p. 45558–45570, 2015.

LIMA, D. X. et al. Diversity of basal fungal order Mucorales (Mucoromycota) in a remaining area of the Brazilian Atlantic Rainforest. **Nova Hedwigia**, [s. l.], v. 107, n. 3, p. 459–471, 2018.

LIMA, M. et al. Cadmium tolerance and removal from *Cunninghamella elegans* related to the polyphosphate metabolism. **International Journal of Molecular Sciences**, [s. l.], v. 14, n. 4, p. 7180–7192, 2013.

LIN, E.; MOUA, T.; LIMPER, A. H. Pulmonary mucormycosis: clinical features and outcomes. **Infection**, [s. l.], v. 45, n. 4, p. 443–448, 2017.

LIN, P.-Y. et al. Polyunsaturated fatty acids in perinatal depression: a systematic review and meta-analysis. **Biological Psychiatry**, [s. l.], v. 82, n. 8, p. 560–569, 2017.

LOYOLA, A. B. A. T. et al. Antimicrobial action and scaring of 10% green banana shell in chronic wounds. **Open Journal of Medical Microbiology**, [s. l.], v. 08, n. 03, p. 47–55, 2018.

LUNA-DOMÍNGUEZ, J. H. et al. Development and in vivo response of hydroxyapatite/whitlockite from chicken bones as bone substitute using a chitosan membrane for guided bone regeneration. **Ceramics International**, [s. l.], v. 44, n. 18, p. 22583–22591, 2018.

LÜTJOHANN, D. et al. Influence of chitosan treatment on surrogate serum markers of cholesterol metabolism in obese subjects. **Nutrients**, [s. l.], v. 10, n. 1, p. 72, 2018.

MAESTRELLI, F. et al. Characterization and microbiological evaluation of chitosan-alginate microspheres for cefixime vaginal administration. **Carbohydrate Polymers**, [s. l.], v. 192, p. 176–183, 2018.

MAGANHA A, A. C.; BACKHAUS, J.; CORSO, C. R. Recycling food waste to clean water: the use of a biodigester's residual liquid inoculum (RLI) to decolourise textile

azo dyes. **Water Science and Technology**, [s. l.], v. 77, n. 2, p. 398–408, 2018.

MAJEED, K. et al. Potential materials for food packaging from nanoclay/natural fibres filled hybrid composites. **Materials & Design**, [s. l.], v. 46, p. 391–410, 2013.

MAMO, J.; ASSEFA, F. The Role of microbial aspartic protease enzyme in food and beverage industries. **Journal of Food Quality**, [s. l.], v. 2018, p. 1–15, 2018.

MANDAL, M.; GHOSH, U. Value addition to horticultural solid waste by applying it in biosynthesis of industrially important enzyme: cellulase. In: **Utilization and Management of Bioresources**. Singapore: Springer Singapore, 2018. p. 279–289.

MANE, S. R.; PATHAN, E. K.; KALE, D.; GHORMADE, V.; GADRE, R. V.;

RAJAMOCHANAN, P. R.; BADIGER, M. V.; DESHPANDE, M. V. Optimization for the production of mycelial biomass from *Benjaminiella poitrasii* to isolate highly deacetylated chitosan. **J. Polym. Mater.**, [s. l.], v. 34, n. 1, p. 145–156, 2017.

MANEERUNG, T. et al. Activated carbon derived from carbon residue from biomass gasification and its application for dye adsorption: Kinetics, isotherms and thermodynamic studies. **Bioresource Technology**, [s. l.], v. 200, p. 350–359, 2016.

MARDHIAH, H. H. et al. A review on latest developments and future prospects of heterogeneous catalyst in biodiesel production from non-edible oils. **Renewable and Sustainable Energy Reviews**, [s. l.], v. 67, p. 1225–1236, 2017.

MARKANDEYA, S. P. S. and D. M. Toxicity of disperse dyes and its removal from wastewater using various adsorbents: a review. **Research Journal of Environmental Toxicology**, [s. l.], v. 11, n. 2, p. 72–89, 2017.

MARTI, M. E. et al. Production of fatty-acyl-glutamate biosurfactant by *Bacillus subtilis* on soybean co-products. **Biochemical Engineering Journal**, [s. l.], v. 95, p. 48–55, 2015.

MASILOMPANE, T. et al. Lignin and chitosan-based materials for dye and metal ion remediation in aqueous systems. [s. l.], p. 55–73, 2018.

MATEO, J. J.; MAICAS, S. Valorization of winery and oil mill wastes by microbial

technologies. **Food Research International**, [s. l.], v. 73, p. 13–25, 2015.

MATI-BAOUCHE, N. et al. Chitosan as an adhesive. **European Polymer Journal**, [s. l.], v. 60, p. 198–212, 2014.

MEHDI BANESHI, M. et al. Removal of remazol black b dye from aqueous solution by electrocoagulation equipped with iron and aluminium electrodes| **IIOABJ** |. [s.l: s.n.].

MESA OSPINA, N. et al. Isolation of chitosan from *Ganoderma lucidum* mushroom for biomedical applications. **Journal of Materials Science: Materials in Medicine**, [s. l.], v. 26, n. 3, p. 135, 2015.

MILINKOVIĆ, J. et al. Interfacial and emulsifying properties of chitosan/sodium lauryl ether sulfate system. **Colloids and Surfaces A: Physicochemical and Engineering Aspects**, [s. l.], v. 557, p. 9–13, 2018.

MOHSIN, M. et al. Environment friendly finishing of sulphur, vat, direct and reactive dyed cotton fabric. **Journal of Cleaner Production**, [s. l.], v. 53, p. 341–347, 2013.

MOR, S. et al. Assessment of hydrothermally modified fly ash for the treatment of methylene blue dye in the textile industry wastewater. **Environment, Development and Sustainability**, [s. l.], v. 20, n. 2, p. 625–639, 2018.

MUXIKA, A. et al. Chitosan as a bioactive polymer: Processing, properties and applications. **International Journal of Biological Macromolecules**, [s. l.], v. 105, p. 1358–1368, 2017.

NARSING RAO, M. P.; XIAO, M.; LI, W.-J. Fungal and bacterial pigments: secondary metabolites with wide applications. **Frontiers in Microbiology**, [s. l.], v. 8, p. 1113, 2017.

NATARAJAN, S.; BAJAJ, H. C.; TAYADE, R. J. Recent advances based on the synergetic effect of adsorption for removal of dyes from waste water using photocatalytic process. **Journal of Environmental Sciences**, [s. l.], v. 65, p. 201–222, 2018.

NGUYEN, T. T. T. et al. Characterization of two new records of Zygomycete species belonging to undiscovered taxa in Korea. **Mycobiology**, [s. l.], v. 44, n. 1, p. 29–37,

2016.

NGUYEN, T. T. T.; CHOI, Y.-J.; LEE, H. B. Isolation and characterization of three unrecorded Zygomycete fungi in Korea: *Cunninghamella bertholletiae*, *Cunninghamella echinulata*, and *Cunninghamella elegans*. **Mycobiology**, [s. l.], v. 45, n. 4, p. 318–326, 2017.

NIE, S. et al. Bioactive polysaccharides from *Cordyceps sinensis*: Isolation, structure features and bioactivities. **Bioactive Carbohydrates and Dietary Fibre**, [s. l.], v. 1, n. 1, p. 38–52, 2013.

NIKEL, P. I. et al. *Pseudomonas putida* KT2440 strain metabolizes glucose through a cycle formed by enzymes of the Entner-Doudoroff, Embden-Meyerhof-Parnas, and Pentose Phosphate Pathways. **The Journal of biological chemistry**, [s. l.], v. 290, n. 43, p. 25920–32, 2015.

NOOR ARMYLISAS, A. H. et al. Modification of olefinic double bonds of unsaturated fatty acids and other vegetable oil derivatives via epoxidation: A review. **Grasas y Aceites**, [s. l.], v. 68, n. 1, p. 174, 2017.

NWAFOR, S.O AND ADENIPEKUN, C. . Evaluation of digestibility and nutritive potentials of *Citrus sinensis* and *Musa paradisiaca* biologically Treated with three white rot fungi. **Journal of Applied Biosciences**, [s. l.], v. 128, p. 12891–12900, [s.d.].

OLICÓN-HERNÁNDEZ, D. et al. Response of *Ustilago maydis* against the stress caused by three polycationic chitin derivatives. **Molecules**, [s. l.], v. 22, n. 12, p. 1745, 2017.

OLIVEIRA, G. A. R. De et al. A test battery for assessing the ecotoxic effects of textile dyes. **Chemico-Biological Interactions**, [s. l.], v. 291, p. 171–179, 2018.

OZTURK, E.; CINPERI, N. C. Water efficiency and wastewater reduction in an integrated woolen textile mill. **Journal of Cleaner Production**, [s. l.], v. 201, p. 686–696, 2018.

PAKSERESHT, S. et al. Silver/Chitosan Antimicrobial nanocomposites coating for medical devices: comparison of nanofiller effect prepared via chemical reduction and

biosynthesis. **Journal of Nanoscience and Nanotechnology**, [s. l.], v. 19, n. 5, p. 2938–2942, 2019.

PANDEY, R. et al. Colouration of textiles using roasted peanut skin- an agro processing residue. **Journal of Cleaner Production**, [s. l.], v. 172, p. 1319–1326, 2018.

PARVATHY, V. S. et al. Optimization of process parameters for the production of gamma-linolenic acid from *Cunninghamella elegans* CFR C07 under submerged fermentation. **Food Technology and Biotechnology**, [s. l.], v. 56, n. 1, p. 96–100, 2018.

PATRA, K. C.; HAY, N. The pentose phosphate pathway and cancer. **Trends in Biochemical Sciences**, [s. l.], v. 39, n. 8, p. 347–354, 2014.

PEREIRA, A.; MARASCHIN, M. Banana (*Musa* spp) from peel to pulp: Ethnopharmacology, source of bioactive compounds and its relevance for human health. **Journal of Ethnopharmacology**, [s. l.], v. 160, p. 149–163, 2015.

PÉREZ-ÁLVAREZ, L.; RUIZ-RUBIO, L.; VILAS-VILELA, J. L. Determining the deacetylation degree of chitosan: opportunities to learn instrumental techniques. **Journal of Chemical Education**, [s. l.], v. 95, n. 6, p. 1022–1028, 2018.

PHILIBERT, T.; LEE, B. H.; FABIEN, N. Current status and new perspectives on chitin and chitosan as functional biopolymers. **Applied Biochemistry and Biotechnology**, [s. l.], v. 181, n. 4, p. 1314–1337, 2017.

PIGHINELLI, L. et al. Functional biocomposites of calcium phosphate–chitosan and its derivatives for hard tissue regeneration short review. In: [s.l.] : Springer, Cham, 2018. p. 97–130.

PILMIS, B. et al. Recent advances in the understanding and management of mucormycosis. **F1000Research**, [s. l.], v. 7, 2018.

POPLI, S.; PATEL, U. D. Destruction of azo dyes by anaerobic–aerobic sequential biological treatment: a review. **International Journal of Environmental Science and Technology**, [s. l.], v. 12, n. 1, p. 405–420, 2015.

POSHINA, D. N. et al. Accessibility of chitin and chitosan in enzymatic hydrolysis: A review. **Polymer Degradation and Stability**, [s. l.], v. 156, p. 269–278, 2018.

POVERENOV, E. et al. Potential of chitosan from mushroom waste to enhance quality and storability of fresh-cut melons. **Food Chemistry**, [s. l.], v. 268, p. 233–241, 2018.

POWELL, J. T.; CHERTOW, M. R. Quantity, components, and value of waste materials landfilled in the united states. **Journal of Industrial Ecology**, [s. l.], 2018.

PRINCE, R. C. Eukaryotic hydrocarbon degraders. In: **Taxonomy, Genomics and Ecophysiology of Hydrocarbon-Degrading Microbes**. Cham: Springer International Publishing, 2018. p. 1–20.

PRZYSTAŚ, W. et al. Efficiency of decolorization of different dyes using fungal biomass immobilized on different solid supports. **Brazilian Journal of Microbiology**, [s. l.], v. 49, n. 2, p. 285–295, 2018.

QADEER, S. et al. Utilizing oleaginous bacteria and fungi for cleaner energy production. **Journal of Cleaner Production**, [s. l.], v. 168, p. 917–928, 2017.

QAMAR, S.; SHAIKH, A. Therapeutic potentials and compositional changes of valuable compounds from banana- A review. **Trends in Food Science & Technology**, [s. l.], v. 79, p. 1–9, 2018.

QIAO, W. et al. Microbial oil production from solid-state fermentation by a newly isolated oleaginous fungus, *Mucor circinelloides* Q531 from mulberry branches. **Royal Society Open Science**, [s. l.], v. 5, n. 11, p. 180551, 2018.

RAGAVENDRAN, C.; NATARAJAN, D. Insecticidal potency of *Aspergillus terreus* against larvae and pupae of three mosquito species *Anopheles stephensi*, *Culex quinquefasciatus*, and *Aedes aegypti*. **Environmental Science and Pollution Research**, [s. l.], v. 22, n. 21, p. 17224–17237, 2015.

RAJORIYA, S. et al. Treatment of textile dyeing industry effluent using hydrodynamic cavitation in combination with advanced oxidation reagents. **Journal of Hazardous Materials**, [s. l.], v. 344, p. 1109–1115, 2018.

RAMOS BERGER, L. R. et al. Chitosan produced from Mucorales fungi using

agroindustrial by-products and its efficacy to inhibit *Colletotrichum species*. **International Journal of Biological Macromolecules**, [s. l.], v. 108, p. 635–641, 2018.

RASTOGI, R. P. et al. Algal Green Energy and technological perspectives for biodiesel production. **Renewable and Sustainable Energy Reviews**, [s. l.], v. 82, p. 2946–2969, 2018.

RATLEDGE, C. The role of malic enzyme as the provider of NADPH in oleaginous microorganisms: a reappraisal and unsolved problems. **Biotechnology Letters**, [s. l.], v. 36, n. 8, p. 1557–1568, 2014.

RAZAK, M. A. et al. Biotechnological production of fungal biopolymers chitin and chitosan: their potential biomedical and industrial applications. **Current Biotechnology**, [s. l.], v. 7, n. 3, p. 214–230, 2018.

RIBES, S. et al. Prevention of fungal spoilage in food products using natural compounds: A review. **Critical Reviews in Food Science and Nutrition**, [s. l.], v. 58, n. 12, p. 2002–2016, 2018.

ROMERO-TRUJILLO, E. et al. Chronic rhinocerebral mucormycosis. **Revista Médica MD**, [s. l.], v. 9.10, n. 4, p. 356–358, 2018.

ROY, U. et al. Dye removal using microbial biosorbents. In: [s.l.] : Springer, Cham, 2018. p. 253–280.

RUBEENA, M. et al. Lignocellulolytic activities of a novel strain of *Trichoderma harzianum*. **Advances in Bioscience and Biotechnology**, [s. l.], v. 4, p. 214–221, 2013.

RUIZ-HERRERA, J. **Fungal Cell Wall**. [s.l.] : CRC Press, 2012.

RUPPERT, A. M.; WEINBERG, K.; PALKOVITS, R. Hydrogenolysis goes bio: from carbohydrates and sugar alcohols to platform chemicals. **Angewandte Chemie International Edition**, [s. l.], v. 51, n. 11, p. 2564–2601, 2012.

SABA, B. et al. Effectiveness of rice agricultural waste, microbes and wetland plants in the removal of reactive black-5 azo dye in microcosm constructed wetlands.

International Journal of Phytoremediation, [s. l.], v. 17, n. 11, p. 1060–1067, 2015.

SADH, P. K.; DUHAN, S.; DUHAN, J. S. Agro-industrial wastes and their utilization using solid state fermentation: a review. **Bioresources and Bioprocessing**, [s. l.], v. 5, n. 1, p. 1–15, 2018.

SAFAEI, Z. et al. Effects of plant growth hormones on *Mucor indicus* growth and chitosan and ethanol production. **International Journal of Molecular Sciences**, [s. l.], v. 16, n. 7, p. 16683–16694, 2015.

SAHEED, O. K. et al. Utilization of fruit peels as carbon source for white rot fungi biomass production under submerged state bioconversion. **Journal of King Saud University - Science**, [s. l.], v. 28, n. 2, p. 143–151, 2016.

SAID, M. et al. Environmentally friendly chitosan-g-poly(acrylic acid-co-acrylamide)/ground basalt superabsorbent composite for agricultural applications. **Journal of Polymers and the Environment**, [s. l.], v. 26, n. 9, p. 3937–3948, 2018.

SAINI, R. D. Synthetic Textile Dyes: Constitution, Dying process and Environmental Impacts. **Asian Journal of Research in Chemistry**, [s. l.], v. 11, n. 1, p. 206, 2018.

SANNIK, U. et al. Utilization of animal by-products and waste generated in Estonia. **Agronomy Research**, [s. l.], v. 11, n. 1, p. 255–260, 2013.

SANTOSH KUMAR, M. B.; RENUMOL, V. G.; BALAKRISHNAN, K. Design and development of a knowledge-based system for diagnosing diseases in banana plants. In: [s.l.] : Springer, Singapore, 2018. p. 239–250.

SCRIBANO, F. R. et al. **Revista de la Sociedad Entomológica Argentina**. [s.l.] : [s.n.], 2018. v. 77

SEN, S. K. et al. Fungal decolouration and degradation of azo dyes: A review. **Fungal Biology Reviews**, [s. l.], v. 30, n. 3, p. 112–133, 2016.

SHANKER, M.; CHINNIAGOUNDER, T. Adsorption of reactive dye using low cost adsorbent: Cocoa (*Theobroma cacao*) Shell. **World Journal of Applied Environmental Chemistry**, [s. l.], v. 1, n. 1, p. 22–29, 2017.

SHARI'A, A. E. do N. et al. Polyphosphate in Zygomycetes: a cytochemical study. **Brazilian Journal of Microbiology**, [s. l.], v. 33, n. 2, p. 119–126, 2002.

SHEKHAR, S.; SUNDARAMANICKAM, A.; BALASUBRAMANIAN, T. Biosurfactant producing microbes and their potential applications: a review. **Critical Reviews in Environmental Science and Technology**, [s. l.], v. 45, n. 14, p. 1522–1554, 2015.

SHESHMANI, S.; FALAHAT, B.; NIKMARAM, F. R. Preparation of magnetic graphene oxide-ferrite nanocomposites for oxidative decomposition of Remazol Black B. **International Journal of Biological Macromolecules**, [s. l.], v. 97, p. 671–678, 2017.

SHINYA, T. et al. Chitin-mediated plant–fungal interactions: catching, hiding and handshaking. **Current Opinion in Plant Biology**, [s. l.], v. 26, p. 64–71, 2015.

SIDHU, J. S.; ZAFAR, T. A. Bioactive compounds in banana fruits and their health benefits. **Food Quality and Safety**, [s. l.], v. 2, n. 4, p. 183–188, 2018.

SILVA CARVALHO, V.; CONTI-SILVA, A. C. Storage study of cereal bars formulated with banana peel flour. **Nutrition & Food Science**, [s. l.], v. 48, n. 3, p. 386–396, 2018.

SILVA, S. S.; MANO, J. F.; REIS, R. L. Ionic liquids in the processing and chemical modification of chitin and chitosan for biomedical applications. **Green Chemistry**, [s. l.], v. 19, n. 5, p. 1208–1220, 2017.

SILVA, T.A.L.; TAMBOURGI, E.B.; CAMPOS TAKAKI, G.M. Inorganic polyphosphate accumulation by *Cunninghamella elegans* (UCP 542) and its influence in the decolorization of textile azo dye Orange II. *Clean Technologies and Environmental Policy*. v. 15, n. 1, p. 179–184, 2013.

SINGH, H. et al. Adsorptive potential of agricultural wastes for removal of dyes from aqueous solutions. **Journal of Environmental Chemical Engineering**, [s. l.], v. 5, n. 1, p. 122–135, 2017.

SINGH, R. L.; SINGH, P. K.; SINGH, R. P. Enzymatic decolorization and degradation of azo dyes – A review. **International Biodeterioration & Biodegradation**, [s. l.], v. 104, p. 21–31, 2015.

SOBRINHO, H. B. de S. et al. Assessment of toxicity of a biosurfactant from *Candida*

sphaerica UCP 0995 cultivated with industrial residues in a bioreactor. **Electronic Journal of Biotechnology**, [s. l.], v. 16, n. 4, 2013.

SOLÍS MORÉ, Y. et al. Biocompatibility of composites based on chitosan, apatite, and graphene oxide for tissue applications. **Journal of Biomedical Materials Research Part A**, [s. l.], v. 106, n. 6, p. 1585–1594, 2018.

SOTO, D. F. et al. Global effect of the lack of inorganic polyphosphate in the extremophilic archaeon *Sulfolobus solfataricus*: A proteomic approach. **Journal of Proteomics**, [s. l.], 2018.

STORNES, M.; LINSE, P.; DIAS, R. S. Monte Carlo Simulations of complexation between weak polyelectrolytes and a charged nanoparticle. Influence of Polyelectrolyte Chain Length and Concentration. **Macrom**

SU, F. et al. Biocompatibility and in vivo degradation of chitosan based hydrogels as potential drug carrier. **Journal of Biomaterials Science, Polymer Edition**, [s. l.], v. 29, n. 13, p. 1515–1528, 2018.

SUDIANA, I. K.; SASTRAWIDA, I. D. K.; SUKARTA, I. N. Decolorization study of remazol black b textile dye using local fungi of *Ganoderma* sp. and their ligninolytic enzymes. **Journal of Environmental Science and Technology**, [s. l.], v. 11, n. 1, p. 16–22, 2018. SURAYAH OSMAN, N. et al. Synthesis of green silica from agricultural waste by sol-gel method. **Materials Today: Proceedings**, [s. l.], v. 5, n. 10, p. 21861–21866, 2018.

SURYANTI, I. A. P. et al. Identification of microscopic fungus in gill of skipjack tuna *Katsuwonus pelamis* L. at traditional markets in Singaraja - Bali. **Journal of Physics: Conference Series**, [s. l.], v. 1040, n. 1, p. 012002, 2018.

TAHIR, U.; YASMIN, A.; KHAN, U. H. Phytoremediation: Potential flora for synthetic dyestuff metabolism. **Journal of King Saud University - Science**, [s. l.], v. 28, n. 2, p. 119–130, 2016.

TANG, A. Y. L.; LO, C. K. Y.; KAN, C. Textile dyes and human health: a systematic and citation network analysis review. **Coloration Technology**, [s. l.], v. 134, n. 4, p. 245–257, 2018.

TARKWA, J.-B. et al. Photo-Fenton oxidation of Orange G azo dye: process optimization and mineralization mechanism. **Environmental Chemistry Letters**, [s. l.], p. 1–7, 2018.

TEDERSOO, L. et al. High-level classification of the Fungi and a tool for evolutionary ecological analyses. **Fungal Diversity**, [s. l.], v. 90, n. 1, p. 135–159, 2018.

THAKUR, S.; CHAUHAN, M. S. Treatment of dye wastewater from textile industry by electrocoagulation and fenton oxidation: A Review. In: [s.l.] : Springer, Singapore, 2018. p. 117–129.

TOLEDO, A. et al. Analysis of lipids and lipid rafts in borrelia. In: [s.l.] : Humana Press, New York, NY, 2018. p. 69–82.

TRIVEDI, V. et al. Single-blind, placebo controlled randomised clinical study of chitosan for body weight reduction. **Nutrition Journal**, [s. l.], v. 15, n. 1, p. 3, 2015.

TSOUKO, E. et al. Valorization of by-products from palm oil mills for the production of generic fermentation media for microbial oil synthesis. **Applied Biochemistry and Biotechnology**, [s. l.], v. 181, n. 4, p. 1241–1256, 2017.

UDDIN, M. K. A review on the adsorption of heavy metals by clay minerals, with special focus on the past decade. **Chemical Engineering Journal**, [s. l.], v. 308, p. 438–462, 2017.

UNKEFER, C. J. et al. Review of the algal biology program within the National Alliance for Advanced Biofuels and Bioproducts. **Algal Research**, [s. l.], v. 22, p. 187–215, 2017.

VAJNHANDL, S.; VALH, J. V. The status of water reuse in European textile sector. **Journal of Environmental Management**, [s. l.], v. 141, p. 29–35, 2014.

VAN DYKEN, S. J.; LOCKSLEY, R. M. Chitins and chitinase activity in airway diseases. **Journal of Allergy and Clinical Immunology**, [s. l.], v. 142, n. 2, p. 364–369, 2018.

VARONI, E. M. et al. Chitosan-Based Trilayer Scaffold for Multitissue Periodontal Regeneration. **Journal of Dental Research**, [s. l.], v. 97, n. 3, p. 303–311, 2018.

VASILIEV, Y. M. Chitosan-based vaccine adjuvants: incomplete characterization complicates preclinical and clinical evaluation. **Expert Review of Vaccines**, [s. l.], v. 14, n. 1, p. 37–53, 2015.

VIANA, E. de S. et al. Application of green banana flour for partial substitution of wheat flour in sliced bread. **Semina: Ciências Agrárias**, [s. l.], v. 39, n. 6, p. 2399–2408, 2018.

VIEIRA, M. L. G. et al. Azo dyes adsorption in fixed bed column packed with different deacetylation degrees chitosan coated glass beads. **Journal of Environmental Chemical Engineering**, [s. l.], v. 6, n. 2, p. 3233–3241, 2018.

AMBRÓSIO, S.T.; VILAR JÚNIOR, J.C.; ALVES DA SILVA, C.A.; OKADA, K.; NASCIMENTO, A.E.; LONGO, R.L.; CAMPOS-TAKAKI, G.M. A Biosorption Isotherm Model for the Removal of Reactive Azo Dyes by Inactivated Mycelia of *Cunninghamella elegans* UCP542. *Molecules*, v. 17, p. 452-462, 2012.

VONGSANGNAK, W. et al. Genome-scale metabolic modeling of *Mucor circinelloides* and comparative analysis with other oleaginous species. **Gene**, [s. l.], v. 583, n. 2, p. 121–129, 2016.

VU, H. T.; SCARLETT, C. J.; VUONG, Q. V. Optimization of ultrasound-assisted extraction conditions for recovery of phenolic compounds and antioxidant capacity from banana *Musa cavendish* peel. **Journal of Food Processing and Preservation**, [s. l.], v. 41, n. 5, p. e13148, 2017.

VU, H. T.; SCARLETT, C. J.; VUONG, Q. V. Phenolic compounds within banana peel and their potential uses: A review. **Journal of Functional Foods**, [s. l.], v. 40, p. 238–248, 2018.

WAGHMODE, S. et al. Low Cost Production of biosurfactant from different substrates and their comparative study with commercially available chemical surfactant . [s. l.], v. 3, n. 3, p. 146–149, 2014.

WALCZAK, K. et al. Effect of Chemical disinfection on chitosan coated PMMA and PETG surfaces—An In Vitro Study. **Polymers**, [s. l.], v. 10, n. 5, p. 536, 2018.

WALKER, G. M.; WHITE, N. A. Introduction to fungal physiology. In: **Fungi**. Hoboken, NJ, USA: John Wiley & Sons, Inc., 2017. p. 1–35.

WANG, H.; QIAN, J.; DING, F. Emerging chitosan-based films for food packaging applications. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, [s. l.], v. 66, n. 2, p. 395–413, 2018.

WANG, J.; CHEN, C. Chitosan-based biosorbents: Modification and application for biosorption of heavy metals and radionuclides. **Bioresource Technology**, [s. l.], v. 160, p. 129–141, 2014.

WIECKIEWICZ, M. et al. Clinical Application of Chitosan in Dental Specialities. **Mini reviews in medicinal chemistry**, [s. l.], v. 17, n. 5, p. 401–409, 2017.

XING, K. et al. Fungicidal effect of chitosan via inducing membrane disturbance against *Ceratocystis fimbriata*. **Carbohydrate Polymers**, [s. l.], v. 192, p. 95–103, 2018.

XUE, Z. et al. Effects of processing and storage preservation technologies on nutritional quality and biological activities of edible fungi: a review. **Journal of Food Process Engineering**, [s. l.], v. 40, n. 3, p. e12437, 2017.

YAGUB, M. T. et al. Dye and its removal from aqueous solution by adsorption: A review. **Advances in Colloid and Interface Science**, [s. l.], v. 209, p. 172–184, 2014.

YANG, Y. et al. Preparation of an Environmentally Friendly Formulation of the Insecticide Nicotine Hydrochloride through Encapsulation in Chitosan/Tripolyphosphate Nanoparticles. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, [s. l.], v. 66, n. 5, p. 1067–1074, 2018.

YELLAPU, S. K. et al. Recent developments of downstream processing for microbial lipids and conversion to biodiesel. **Bioresource Technology**, [s. l.], v. 256, p. 515–528, 2018.

YOU, L. et al. Fabrication of a cationic polysaccharide for high performance flocculation. **Colloids and Surfaces A: Physicochemical and Engineering Aspects**, [s. l.], v. 520, p. 841–849, 2017.

YOUNES, I. et al. Chitin and chitosan preparation from marine sources. structure, properties and applications. **Marine Drugs**, [s. l.], v. 13, n. 3, p. 1133–1174, 2015.

YU, X. et al. Magnetic molecularly imprinted polymer nanoparticles for separating aromatic amines from azo dyes – Synthesis, characterization and application. **Separation and Purification Technology**, [s. l.], v. 204, p. 213–219, 2018.

ZAN, X. et al. Characteristics of cell growth and lipid accumulation of high and low lipid-producing strains of *Mucor circinelloides* grown on different glucose-oil mixed media. **Process Biochemistry**, [s. l.], v. 72, p. 31–40, 2018.

ZAWADZKA, K. et al. Microbial detoxification of carvedilol, a β -adrenergic antagonist, by the filamentous fungus *Cunninghamella echinulata*. **Chemosphere**, [s. l.], v. 183, p. 18–26, 2017.

ZHANG, Y. et al. Current research trend on urban sewerage system in China

Yun-Fang. **2nd International Conference on Advances in Energy Resources and Environment Engineering, IOP Conf. Series: Earth and Environmental Science 59 (2017) 012048**, [s. l.], v. 78, n. 1, p. 427–436, 2016.

ZHANG, Y. et al. Generation of lycopene-overproducing strains of the fungus *Mucor circinelloides* reveals important aspects of lycopene formation and accumulation. **Biotechnology Letters**, [s. l.], v. 39, n. 3, p. 439–446, 2017.

ZHU, F.; DU, B.; XU, B. A critical review on production and industrial applications of beta-glucans. **Food Hydrocolloids**, [s. l.], v. 52, p. 275–288, 2016.

CAPÍTULO II

Artigo I

Biomass of *Cunninghamella echinulata* UCP 1297 as Alternative Source in the Production of Chitosan, Carbohydrates and Lipids

Manuscrito aceito para publicação na revista Chemical Engineering Transactions, 2019

 **CHEMICAL ENGINEERING TRANSACTIONS**

VOL. 64, 2018

Guest Editors: Enrico Bardone, Antonio Marzocchella, Tajalli Keshavarz
Copyright © 2018, AIDIC Servizi S.r.l.
ISBN 978-88-95608-56-3; **ISSN** 2283-9216

A publication of

The Italian Association
of Chemical Engineering
Online at www.aidic.it/cet

Biomass of *Cunninghamella echinulata* UCP 1297 as Alternative Source in the Production of Chitosan and Lipids

Maria D. D. Pereira-Gomes^{a,c*}, Rosileide F.S. Andrade^{b,c}, Roberto A.Lima^c, José Carlos Vilar Junior^c, Ednaldo R. Santos^c, Patricia N. Santos^c, Dayana Montero-Rodriguez^{a,c}, Galba M. Campos-Takaki^c

^a Center of Biological Sciences, Federal University of Pernambuco, 50670-420, Recife, Pernambuco, Brazil.

^b National Postdoctoral Program (PNPD-CAPES), Postgraduate Program in Development of Environmental Processes, Catholic University of Pernambuco, 50.500-900 Recife, PE, Brazil;

^c Nucleus of Research in Environmental Sciences and Biotechnology, Catholic University of Pernambuco, 50050-590, Recife, Pernambuco, Brazil.

mddpgo@gmail.com

Abstract

The fungi are one the most important organisms considering the high biotechnological interest in the world, particularly the Mucorales Order related to the presence of chitin and chitosan in cell wall. The aim of this study was the biotechnological production of total carbohydrates, chitosan and lipids by *Cunninghamella echinulata* isolated from soil of the Caatinga, Pernambuco, (Brazil). The production was performed by submerged fermentation in Erlenmeyer flasks of 250mL containing basal medium. The green banana flour and corn steep liquor were added to the basal medium according with the concentration of the Composite Central Design (CCD) of 2². The fermentation was carried out during 96 h. After this time, the biomass was obtained by filtration and freeze dried and evaluated the amount. The chitosan extraction was performed from biomass using the deproteinization with sodium hydroxide 1M (p/v), the determination of total lipids was extracted using chloroform: methanol and total carbohydrates were determined by phenol sulfuric method. The chitosan characterization was performed by FTIR showed the functional groups characteristics of chitin and calculated the degree of deacetylation. The results showed that in the medium constituted by 1% corn steep liquor and 5% green banana flour in pH 7 and the maximum production of biomass and chitosan corresponding to yields of 11.643 g/L and 154 mg/g of biomass, respectively. The content of the total lipids of biomass was corresponded the 49.7%. The degree of deacetylation of the chitosan was 62.3 %. In this study it was possible to show that *C. echinulata* has the capacity to metabolize green banana flour and corn steep liquor, as low cost sources of nitrogen and carbon for chitosan and lipids productions simultaneously.

1. Introduction

The biotechnological processes in sustainable industrial perspectives use agroindustrial residues for formulation of alternative means, in special for the production of secondary metabolites by microorganisms (Accorsini et al., 2012; Antunes et al., 2013; Yazid et al., 2017). Moreover, this market shows promise for attracting interest in the study of lipid metabolism and production of chitosan and total carbohydrates by microorganisms (Meng et al., 2009; Castanha, 2012).

Chitosan is a linear polymer obtained from deacetylation of chitin (Santos et al. 2003; Berger et al, 2011). The sources of chitin and chitosan are obtained commercially from shrimp, clams, crabs and lobsters (Cardoso et al., 2007). However, the acquisition, the industrial isolation of the polymer is limited by some problems such as seasonal, environmental pollution (Berger et al., 2011). The chitosan obtained from microorganisms has excellent biocompatibility, low toxicity to humans and animals, high bioactivity, biodegradability, deacetylated amino group reactivity, selective permeability, polyelectrolyte activity and antimicrobial activity (Synowiecki and Al-Kateeb, 1997; Dutta et al., 2004). On the other hand, the lipids are of high industrial interest and has have a similar composition and energy value to vegetable and animal oils, but as lipid producers micro-organisms do not compete for food resources, especially if the source of carbon is low-cost, as raw materials, byproducts and surplus, presents great rapidity of generation, and its production is not subject to cyclical climatic and seasonal variations, requires smaller area of production and better control of production and the product (Beopoulos et al, 2011; Rossi et al., 2011).

The scientific advance allowed for now in more detail the physical-chemical properties of carbohydrates, resulting in the exploration of these characteristics in several industrial processes, such as in the food and pharmaceutical areas (Pomin and Mourão, 2009).

The objective of the present study has investigate the ability of *C. echinulata* in chitosan, lipid and carbohydrate production, simultaneously, in medium alternative constituted by green banana flour and corn steep flour.

2. Material and Methodos

2.1 Microorganism and Culture conditions

Cunninghamella echinulata UCP 1297 was kindly obtained from Culture Collection UCP (Catholic University of Pernambuco), registered in the World Federation for Culture Collection (WFCC). The strain of *C. echinulata* was maintained at 5^o C in Synthetic Medium for Mucorales (SMM) described by Hesseltine and Anderson (1957) and was transferred to a new culture medium each four months.

2.2 Substrates

The substrates used were the green banana flour produced by the industry of natural products (Brazil) and the corn steep liquor kindly provided by the corn products industry located in Cabo de Santo Agostinho-PE, Brazil.

2.3 Biomass production

Sixty discs of 8 mm diameter containing sporangioles from *Cunninghamella echinulata* were transferred to Erlenmeyer flasks of 500 mL capacity, containing 300 mL of medium contained of NH₄NO₃ (0.1 g), H₂PO₄ (0.02 g), MgSO₄ (0.02 g), 4% NaCl and pH 7. The green banana flour and corn steep liquor were added in this medium according with concentrations established by the Central Composite Design (CCD). The flasks were incubated orbital shaker of 150rpm, at 28°C, during 96 hours. (Berguer et al, 2011).

2.4 Central Composite Design (CCD)

The validation of biomass produced by *Cunninghamella echinulata* was statistically evaluated by the influence of carbon and nitrogen sources under conditions established by central Composite Design - CCD of 2² (Table 1). From Pareto diagram was performed the analysis of the effects and interactions between concentration of green banana flour and corn steep liquor. The response variable was biomass yield. The data obtained in the experiments were analyzed in STATISTIC Program version 7.0 of StatSoft Inc., USA.

Table 1 .Factors and levels of Central Composite Design (CCD) of 2² for the production of biomass by *Cunninghamella echinulata*

Factors	Levels		
	-1	0	+1
Corn steep liquor (%)	1.0	2.5	4.0
Green banana flour (%)	2.0	3.5	5.0

* Fixed values: pH 7,

2.5 Determination of biomass yield

The biomass was filtered and washed twice with distilled water, submitted to the lyophilisation process and maintained in vacuum desiccator, and then macerated and weighed for determine the yield by gravimetry (Göksungur, 2004; Andrade et al 2016).

2.6 Determination of pH 7

The determination of pH was performed in the cell free metabolic liquid using the Orion potentiometer (model 310).

2.7 Extraction of lipids

The analysis of the total lipids were extracted according with the method described by Manocha et al., (1980). Samples containing 1.0 g of lyophilized biomass were subjected the successive extractions of lipid during three times with chloroform: methanol (2:1; 1:1; 1:2 v/v). The material was vortexed during 5 minutes and then homogenized. The extracts were collected and evaporated in the rotoevaporator. Then 2 mL of hexane was used to recover the lipids, which were then evaporated under nitrogen atmosphere and kept in desiccator up to constant weight. The amount of lipids was determined by gravimetric method using the formula: (%) = total lipids lipid dry weight in grams (g) / weight of sample (g) x 100.

2.8 Extraction of chitosan

Chitosan was extracted from biomass of *Cunninghamella echinulata* according with method of Jin Hu (1999) by deproteinization of lyophilized biomass with 1M NaOH in the ratio 1:40 (w / v), followed by autoclaving at 121 ° C for 15minutes and centrifugation of 4000rpm for 15minutes. The supernatant was discarded and the pellet was subjected to acid hydrolysis using 2% acetic acid (v/v), autoclaved (100 C, 10 minutes) and centrifuged (4000 rpm,

15 minutes). The precipitate corresponded to the chitin which was washed with ice-cold distilled water until the pH near neutrality and the pH supernatant was corrected (pH 12) for the chitosan precipitation.

2.9 Characterization of Chitosan

2.9.1 Infrared Spectroscopy - IR:

Two milligrams (2 mg) of chitosan, previously dried at 60°C under reduced pressure, were used. They were then thoroughly homogenized with 100 mg of potassium bromide (KBr). The prepared potassium bromide disks were dried for 24h at 110°C under pressure. Infrared spectra were performed using a Fourier transform spectrometer (FTIR), Bruker Mod. IFS. Potassium bromide disks were used as reference. The intensity of the maximum absorption bands was determined by the baseline method.

2.9.2 Determination of Deacetylation Degree - GD%

The degree of deacetylation (DD%) of chitosan from *C. equinulata* was determined by the vibrational spectroscopy in the infrared region according with Baxter et al. (1992) using the ratio of absorbance A1655/A3450.

3. Results and discussion

3.1 Production of biomass and chitosan by *Cunninghamella echinulata* using Central Composite Design (CCD)

The results obtained in the CCD (Table 2) for biomass and chitosan production indicated that the highest biomass production (11643 g/L) and chitosan (154.0 mg/g) was obtained in condition 3 of the CCD (1% Corn steep liquor and 5% green banana flour in neutral pH). The results obtained in this study for biomass production were similar to the obtained by Andrade et al. (2001), that obtained biomass yield of 11 g/L using filamentous fungus. On the other hand, the higher yields of biomass in this study was compared with the results described by Cardoso et al., (2007) with the cultivate of biomass *Rhizopus arrhizus* that obtained yield of 16.8 g/L in medium containing corn steep liquor. The maximum yield of chitosan produced by *C. echinulata* also occurred in condition 3 of the CCD.

Table 2: Results of the Central Composite Design (CCD) for biomass and chitosan production by *Cunninghamella echinulata*

Conditions	Corn steep liquor (%)	Green banana flour (%)	Biomass (g/L)	Chitosan (mg/g)
1	1	2	3.633	49.2
2	4	2	5.283	53.4
3	1	5	11.643	154.0
4	4	5	10.999	129.5
5	2.5	3.5	10.246	102.5
6	2.5	3.5	10.080	124.2
7	2.5	3.5	10.122	110.2
8	2.5	35	9.452	104.4

3.2 Influence of corn steep liquor and green banana flour in the biomass and chitosan production

The analysis of the Pareto diagram for biomass production (Figure 1A) shows that the concentration of green banana flour and the interaction between green banana flour and corn steep liquor produced positive effect favoring the increase of biomass production. However, the concentration of corn steep liquor isolated exerted negative effect indicating that the increase in concentration is unfavorable for biomass production. In study performed by Cardoso (2012), *Rhizopus arrhizus* grown in medium containing corn steep liquor 8% and produced high biomass production, demonstrating that the corn steep liquor can be used as essential substrate for influencing the increase of biomass.

The analysis of the Pareto diagram for chitosan production (Figure 1B) shows that the independent variable that most influenced the increase of production was the green banana flour. This data is showed by the Pareto diagram with positive effect about the chitosan production by *Cunninghamella echinulata*.

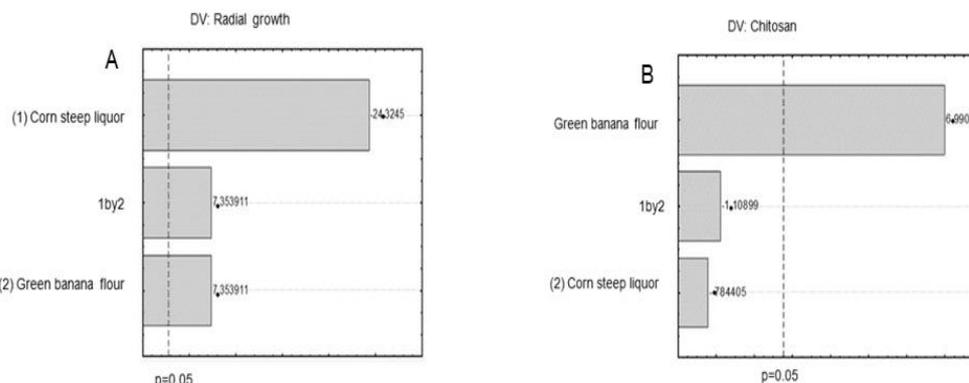


Figure 1: Pareto diagram for analyze the influence of corn steep liquor and green banana flour in biomass production (A) and chitosan (B) by *Cunninghamella echinulata*

3.3 Lipids production by *Cunninghamella echinulata*

The lipid content from biomass of *Cunninghamella echinulata* cultivated in condition 3 of the CCD (1% Corn steep liquor and 5% green banana flour) showed lipids accumulation of 49.7%. This results indicate that *Cunninghamella echinulata* is an oleaginous fungus by accumulate percentage greater than 20-25% of lipids in its biomass (Ratledge, 1996).

3.4 Chitosan characterization by infrared

In this work was performed analysis by infrared spectral of chitosan produced by *Cunninghamella echinulata* (1% Corn steep liquor and 5% green banana flour). The results showed that the chitosan produced in selected medium has in its structure the functional groups showed in Fig. 3. According with Costa and Mansour (2008), the chitosan exhibit bands in the regions of the wavelengths the 1655 and 3450 cm^{-1} . Furthermore, Beppu et al. (1999) identified the bands 1077 cm^{-1} and 1036 cm^{-1} corresponding to the amine group vibration as essential for chitosan characterization. Thus, the chitosan of *Cunninghamella echinulata* has functional groups similar to the reported by literature (Franco, 2005; Carvalho, 2006; Amorin et al, 2006). The analysis of the infrared spectral of chitosan also is essential for the degree of deacetylation (% DD) determination and is associated with the physicochemical properties of chitosan. From of the absorbance values for bands 3359 cm^{-1} and 1556 cm^{-1} (Figure 2) was calculated the deacetylation degree of the chitosan of *Cunninghamella echinulata* resulting in 62.3%.

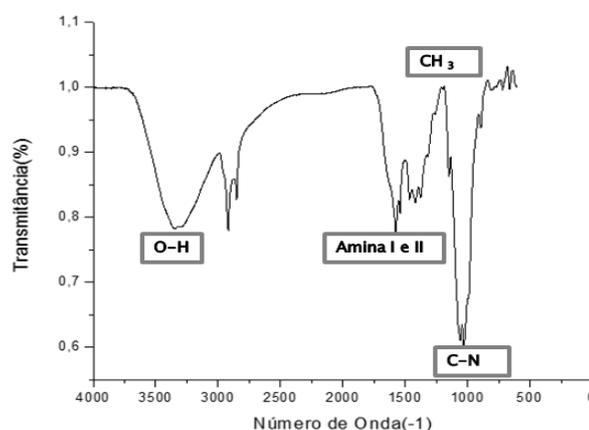


Figure 2. Chitosan spectrum in the infrared region *Cunninghamella echinulata* produced in selected condition of the DCC.

4. Conclusions

Cunninghamella echinulata showed ability for metabolize corn steep liquor and green banana flour as carbon and nitrogen sources for biotechnological production of chitosan and lipid, simultaneously in the agroindustrials medium,

as well as low cost of production. The interaction between the alternative substrates (green banana flour and corn steep liquor) also establishes promising conditions for the large scale industrial production of these bioproducts, considering the easy manipulation, high metabolic capacity, small time of synthesis and costs reduction.

Acknowledgments

This work was financially supported by CNPq (National Council for Scientific and Technological Development) Process No. 311373/2014-3, FACEPE (Foundation for the Support of Science and Technology of the State of Pernambuco) Process No. APQ-0291-2.12/15, and Coordination Unit for the Improvement of Higher Level Education Personnel (CAPES). The authors are grateful to the Nucleus of Research in Environmental Sciences and Biotechnology, Catholic University of Pernambuco, Brazil, for the use of laboratories

Conflicts of Interest: The authors declare no conflict of interest.

5. Reference

- Accorsini, F.R.; Mutton, M.J.R.; Lemos, E.G.M.; Benincasa, M., 2012, Biossurfactantes produção por leveduras utilizando óleo de soja e glicerina como substrato de baixo custo. *Braz. J. Microbiol.*, v. 43, n. 1, p. 116-125.
- Andrade, R. F. S.; Lima, R. A.; Ribeaux, D. R.; Araújo, H. W. C.; Franco, L. O.; Pessoa Júnior, A., 2016, Production of β -carotene by a Newly Isolated *Rhodotorula Glutinis* UCP 1555 Strain and Cytotoxic Effect Evaluation. *J. Chem.* 10, p. 212-220.
- Antunes, A.A.; Araújo, H.W.C.; Silva, C.A.A.; Albuquerque, C.D.C. Campos-Takaki, G.M., 2013, Produção de biossurfactante por *Chromobacterium violaceum* ATCC 12472 utilizando milhocina e óleo de milho pós-fritura como nutrientes. *Arq. Inst. Biol.*, v. 80, n. 3, p. 334-341.
- Amorim, Rvs, Pedrosa, Rp, Kazutaka, F, Martínez, Cr.; Ledingham, Wm, Campos-Takaki, Gm., 2006, Alternative carbon sources from sugar cane process for submerged cultivation of *Cunninghamella bertholletiae* to produce chitosan. *Food Technol. Biotechnol.*, v.44, p. 519-523.
- Andrade, V.S.; Neto, B.B.; Souza W. Campos-Takaki, Gm., 2001, A factorial design analysis of chitin production by *Cunninghamella elegans*. *Can. J. Microbiol.*, v. 46, p. 1042-1045.
- Baxter, A.; Dillon, M.; Taylor, M.; Roberts, K.D.A., 1992, Improved method for I.R. determination of the degree of N-acetylation of chitosan. *International Journal of Biological Macromolecules*, v. 14, p. 166–169.
- Beopoulos, A.; Nicaud, J.M.; Gaillardin, C., 2011, An overview of lipid metabolism in yeasts and its impact on biotechnological processes. *Applied Microbiology Biotechnology*, Berlin, v. 90, p. 1193-1206.
- Beppu, M.M.; Arruda, E.J.; Santana, C.C, 1999, "Síntese e caracterização de estruturas densas e porosas de quitosana". *Polímeros: Ciência e Tecnologia*, v. 9, n. 4, p. 163-169.
- Berger, L.R.R.; Cardoso, A.; Stamford, T.C.M.; Cavalcante, H.M.M.; Macedo, R.O.; Campos-Takaki, G.M., 2011, Agroindustrial waste as alternative medium in the production of chitin and chitosan by *Rhizopus arrhizus* – A factorial design. *Asian Chitin Journal*, v. 7, p. 83-90.
- Castanha, R.F., 2012, Utilização de soro de queijo para produção de lipídeos por leveduras oleaginosas. 83f. Dissertação (Mestrado), Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz", Piracicaba, São Paulo, Brasil.
- Cardoso, A., 2007, Produção de quitina e quitosana em culturas submersas de *Rhizopus arrhizus* nos meios milhocina e sintético para Mucorales. 93f. Dissertação (Mestrado), Universidade Católica de Pernambuco, Recife, Brasil.
- Cardoso, A, Lins, Cim.; Santos, Er.; Silva, Mcf.; Campos-Takaki, GM., 2012, Microbial Enhance of Chitosan Production by *Rhizopus arrhizus* Using Agroindustrial Substrates. *Molecules*, v. 17, p. 4904-4914.
- Carvalho, T.V., 2006, Biomateriais à base de quitosana de camarão e bactérias para a remoção de metais traços e petróleo. 98f. Dissertação (Mestrado), Pós Graduação em Ciências Marinhas Tropicais do Instituto de Ciências do Mar, Universidade Federal do Ceará, Fortaleza, Brasil.
- Dubois, M.; Gilles, K.A.; Hamilton, J.K., 1956, Colorimetric method for determination of sugar and related substances. *Anal Chem.*, v. 28, p. 350–356.
- Dutta, P.K.; Dutta, J.; Tripathi, V.S., 2004, chitin and chitosan: Chemistry, properties and applications. *Journal of scientific e industrial research*, v. 63, p. 20-31.
- Franco, L.O.; Stamford, T.C.M.; Stamford, N.P.; Campos-Takaki, G.M., 2005, *Cunninghamella elegans* (IFM 46109) como fonte de quitina e quitosana. *Revista Analytica*, v. 4, n. 14, p. 40-44.
- Hesseltine, C.W.; Anderson, R.F., 1957, Microbiological Production of Carotenóides I. Zygosporé and Carotene Produced by intraspecific and crosses of Choanephoraceae in liquid media. *Mycology*, 49:449-452.
- Göksungur, Y., 2004. Optimization of the production of chitosan from beet molasses by response surface methodology. *Journal of chemical technology and biotechnology*, 79(9), pp.974-981.
- Jin Hu K, Wing Yeung K, Ping Ho K, Lian Hu J., 1999, Rapid extraction of high-quality chitosan from mycelia of *Absidia glauca*. *Journal of Food Biochemistry* 23.187-196.
- Kasaai, M. R., 2008, A review of several reported procedures to determine the degree of N-acetylation for chitin and chitosan using infrared spectroscopy *Carbohydr. Polym.*, v. 71, p. 497-508.

- Manocha, M.S.; San-Blas, G.; Centeno, S., 1980, Lipid composition of *Paracciodioids brasilienses*: Possible correlation with virulence of different strains. *Journal of General Microbiology*, v. 177, p. 147-154.
- Meng, X.; Yang, J.; Xu, X.; Zhang, L.; Nie, Q.; Xian, M., 2009, Biodiesel production from oleaginous microorganisms. *Renewable Energy*, v. 34, n. 1, p. 1-5.
- Prado, A.G.; Torres, J.D.; Faria, E.A.; Dias, S.C.L., 2004, Comparative adsorption studies of indigo carmine dye on chitin and chitosan. *J. Colloid Interface Sci.*, v. 277, n.1, p. 43-47.
- Pomin, V.H.; Mourão, P.A.S., 2009, Carboidratos. *Revista Ciência Hoje*, v. 29, n. 233, p. 24-31.
- Ratledge, C., 1996, Microorganisms for lipids. In: MEESTERS, P. A.; HUIJBERTS, G. N. High-cell density cultivation of the lipid accumulating yeast *Cryptococcus curvatus* using glycerol as a carbon source. *Applied Microbiology Biotechnology*, v. 45, n. 5, p. 575-579.
- Rossi, M.; Amaretti, A.; Raimond, S.; Leonard, A., 2011, Getting Lipids for Biodiesel Production from Oleaginous Fungi. *Biodiesel - Feedstocks and Processing Technologies*, Ed. Dr. Margarita Stoytcheva, p. 71-92.
- Santos, J.E.; Soares, J.P.; Dockal, E.R.; Campana-Filho, S.P.; Cavalheiro, E.T.G., 2003, Caracterização de Quitosanas Comerciais de Diferentes Origens. *Polímeros: Ciência e Tecnologia*, v. 13, n. 4, p. 242-249.
- Synoweicky, J.; Al-Khateeb, N.A.A.A.Q., 1997, Mycelia of *Mucor rouxii* as source of chitin and chitosan. *Food Chemistry*, v. 64, p. 605-610.
- Yazid, N. A., Barrena, R., Komilis, D., Sánchez, A., 2017, Solid-State Fermentation as a Novel Paradigm for Organic Waste Valorization: A Review. *Sustainability*, 9(2), 224.

CAPÍTULO III

Artigo II

**PRODUÇÃO DE BIOMASSA POR *Cunninhamella echinulata*
UCP1297 UTILIZANDO CASCA DA BANANA PACOVAN (*Musa
sapientum*) E APLICAÇÃO NO PROCESSO DE DESSALINIZAÇÃO**

Manuscrito a ser submetido a revista Water — Open Access Journal

IMPACT FACTOR 2.069

**PRODUÇÃO DE BIOMASSA POR *Cunninghamella echinulata* UCP1297
UTILIZANDO CASCA DA BANANA PACOVAN (*Musa sapientum*) E
APLICAÇÃO NO PROCESSO DE DESSALINIZAÇÃO**

Maria das Dores Pereira Gomes^{1,3}, Rosileide Fontenele de Silva Andrade^{2,3}, Daylin Rubio
Ribeaux^{1,3}, Marcos Antônio Barbosa de Lima, Isabela Natália Ferreira, Marcos Antônio
Cavalcanti Luna³, Roberto Albuquerque Lima³, Arminda Saconi, Galba Maria de Campos
Takaki^{3*}

¹Doutorado em Ciências Biológicas, Centro de Biociências, UFPE, Recife-PE, Brasil.

² Programa Nacional de Pós-doutorado (PNPD-CAPES), Pós-graduação em Desenvolvimento de Processos Ambientais, Universidade Católica de Pernambuco, 50.500-900 Recife, PE, Brasil;

³Núcleo de Pesquisa em Ciências Ambientais (NPCIAMB), Universidade Católica de Pernambuco, 50.500-900 Recife, PE, Brasil;

] * **Autor correspondente:** e-mail: galba_takaki@yahoo.com.br. Phone.: +55-81-21194044; fax: +55-81-21194043.

Resumo

Neste trabalho foi investigado o crescimento de *Cunninghamella echinulata* UCP/WFCC 1297 em meio sustentável formulado a partir de casca de banana madura e milhocina, assim como o potencial da biomassa na dessalinização de efluente. Para tanto, um planejamento fatorial foi utilizado para investigar o efeito da agitação, pH e concentração da biomassa sobre as parâmetros que indicam dessalinização (redução da salinidade, condutividade e sólidos totais). O ensaio de fitotoxicidade foi realizado aplicando a biomassa de *C. echinulata*. Os resultados obtidos mostraram que o meio de produção (casca de banana madura 5% e milhocina 1%) possui relação C/N de 7:1. Neste meio o rendimento de biomassa foi de 10,99 g/L. O melhor tratamento para dessalinização com a biomassa de *C. echinulata*, ocorreu na condição 5 do planejamento (ausência de agitação, 1% de biomassa e pH 8,5) com redução da salinidade do efluente de 5,8 g/L para 2,5 g/L, redução da condutividade de 12,8 µS para 5,82 e dos sólidos totais de 7,6 para 3,49 g/L. Nesta condição do planejamento foi constatada a menor toxicidade resultando em índice de germinação de 99,5%. Os dados obtidos neste trabalho sugerem que o tratamento de efluentes ricos em sais e sólidos, usando a biomassa de *Cunninghamella echinulata* UCP/WFCC 1297 é uma alternativa promissora para tornar as águas reutilizáveis para diferentes fins, uma vez que torna o processo de dessalinização de baixo custo para o mercado.

Palavras-chave: Fungo, Meio de baixo custo, Efluente residual, Águas reutilizáveis, Fitotoxicidade

1. INTRODUÇÃO

Cunninghamella pertence a classe dos Zygomycetes, exibe colônias com crescimento rápido, coloração variando entre branca a cinza, esporangióforo ereto, ramificado e na extremidade de cada ramificação, formam-se vesículas piriformes ou globosas com diversos esporangiólos. Seu micélio, quando jovem, não exibe septo, a presença septação nas hifas está associada à idade da cultura (NGUYEN; CHOI; LEE, 2017).

A biomassa fúngica de *Cunninghamella* sp tem grande potencial de uso industrial como na remoção de metais pesados, na dessalinização, na indústria de ração animal, entre outros (VENKATA SUBHASH; VENKATA MOHAN, 2011; MUNIRAJ et al., 2013; MORA-LUGO et al., 2015; CULKA et al., 2017; LV et al., 2017; BORISOVA et al., 2018).

Para viabilizar a produção de biomassa fúngica em escala comercial, é necessário estudar as condições nutricionais. Dessa forma, se faz necessário a constituição de um meio padrão para cultivo da espécie e as condições necessárias para um bom crescimento micelial (CARDOSO et al., 2012; BERGER et al., 2014).

Diversos estudos têm sido empenhados na valoração de resíduos e efluentes de origem agroindustrial, como reutilização como substratos para a geração de biomassa microbiana (FERREIRA et al., 2016; CHAN; COHEN; DE MOURA BELL, 2018).

A produção industrial de biomassa microbiológica é frequentemente limitada devido aos custos dos substratos utilizados para o cultivo dos micro-organismos, custos esses não compatíveis com o comercial. Estima-se que por volta de 30-40% do custo envolvido na produção de produtos microbiológicos seja devido ao meio de cultura utilizado para o crescimento dos micro-organismos, portanto, sua otimização é de grande importância para a redução dos custos produtivos (ARORA; RANI; GHOSH, 2018; TASAR; ERDAL; TASKIN, 2016).

Dentre estes resíduos incluem-se a casca da banana madura e a água de maceração de milho que tem se mostrado bastante interessante por apresentar elevada eficiência na conversão desses substratos em produto (CHOOKLIN; MANEERAT; SAIMMAI, 2014; IBRAHIM, 2015; ANBU et al., 2017).

Por outro lado, muitos setores industriais (agro-alimentar, petróleo e couro) geram água residual altamente salina sem tratamento prévio e que ocasiona um efeito adverso ao meio ambiente (DUAN et al., 2015; BARRAGAN et al., 2017).

A legislação tem se tornado rigorosa para o tratamento de efluentes salinos. A remoção de sal é hoje obrigatória em muitos países. No entanto, os custos dos produtos dos tratamentos físico-químicos são elevados. Assim sistemas alternativos para o tratamento de matéria orgânica são hoje o foco de várias pesquisas. A maioria desses sistemas envolve anaerobiose tratamento biológico aeróbico. Embora o tratamento biológico mostrou ser viável em altas concentrações de sais o desempenho obtido depende da adaptação adequada da biomassa ou do uso de organismos halófilos (CHEN et al., 2016; TAN et al., 2019).

Nesse contexto o objetivo do presente trabalho foi produzir biomassa por *Cunninghamella echinulata* em meio alternativo composto por resíduos industriais e aplicar como material adsorvente no tratamento de água residual salina.

2. METODOLOGIA

2.1 Micro-organismo

O micro-organismo utilizado foi *Cunninghamella echinulata* UCP/WFCC 1297, obtida do banco de culturas do Núcleo de Pesquisa em Ciências Ambientais e Biotecnologia - NPCIAMB - Universidade Católica de Pernambuco – UNICAP. O micro-organismo foi mantido em meio BDA (Broth Dextrose Agar) a 5°C.

2.2 Substratos

A casca da banana madura Pacovan adquirida de fonte local do município Bom Jardim (PE, Brazil) e a milhocina foi gentilmente cedida pela indústria de produtos de milho (Cabo de Santo Agostinho-PE, Brasil) foram utilizados como substratos para produção de biomassa.

2.3 Processamento da Casca da Banana madura

A casca da banana madura (6kg) foi lavada em água corrente, cortada manualmente (espessura de 0,5 cm) e seca em estufa a 40°C durante 96 h. Em seguida, a casca seca foi pesada e triturada em liquidificador industrial (Skymesen, TA-02-N) e peneirada (granulometria de 250 mesh) para a obtenção da farinha. Seguidamente, na farinha

da banana madura foi adicionando 100 mL de água destilada e colocando para autoclavar por 15 min em vapor fluente.

2.5 Caracterização físico-química da farinha da casca da banana

As determinações de C, H, N e S (carbono, hidrogênio, nitrogênio e enxofre) farinha da casca da banana foram realizadas no analisador elementar CHNS/O 2400 Series II – PerkinElmer a partir de 3 mg da farinha da banana madura.

2.6 Inóculo

Os esporos jovens de *C. echinulata* foram transferidos para o meio sólido Hesseltine & Anderson (1957), incubadas à 28°C durante 24 h. Em seguida, 120 discos (8 mm de diâmetro) foram utilizados como inóculo no meio de produção

2.7 Meio para produção de biomassa

A produção da biomassa por *C. echinulata* UCP1297 foi realizada em meio com caldo da farinha da casca da banana (5% v/v) e milhocina (1% v/v) suplementado com meio mineral (0,5g NH₄NO₃, 0,1g KH₂PO₄ e 0,1g MgSO₄, q.s.p. 100mL). O pH foi ajustado para 6. 120 discos foram inoculados no meio de produção em frascos e mantidos em agitação orbital de 150 rpm, 28°C durante 96 h. Posteriormente, o meio foi filtrado para separação do líquido metabólico da biomassa para outras análises.

2.8 Rendimento da biomassa

Após o cultivo, a biomassa de *C. echinulata* UCP1297 foi filtrada e lavada com água destilada. Em seguida, a biomassa foi submetida ao processo de liofilização e mantida em dessecador a vácuo. O rendimento foi calculado por gravimetria.

2.9 Avaliação da agitação, pH e biomassa na dessalinização utilizando planejamento fatorial

Um planejamento fatorial completo de 2³ foi conduzido para analisar os principais efeitos e interações entre agitação (0-200 rpm), pH (5,5-8,5) e biomassa (1-4) sobre os parâmetros que indicam a dessalinização do efluente (condutividade, salinidade e sólidos totais) conforme demonstra a Tabela 1. Uma estimativa do erro experimental puro foi calculada a partir de quatro repetições correspondendo ao ponto central do fatorial. Os dados obtidos nos experimentos foram submetidos à análise

estatística pelo software STATISTICA versão 7.0 (StatSoft Inc., Tulsa, OK, EUA) e a significância dos resultados foi testada no nível $p < 0,05$.

Tabela 1. Matriz codificada do planejamento fatorial para avaliação da influência da agitação, pH e biomassa na dessalinização do efluente

Condições	Níveis		
	Agitação	Biomassa	pH
1	-1	-1	-1
2	1	-1	-1
3	-1	1	-1
4	1	1	-1
5	-1	-1	1
6	1	-1	1
7	-1	1	1
8	1	1	1
9	0	0	0
10	0	0	0
11	0	0	0
12	0	0	0

2.10 Avaliação da toxicidade do efluente

O ensaio de fitotoxicidade foi realizado de acordo com a metodologia de Zahrim et al., (2017) modificada utilizando todas as amostras de efluentes após o tratamento com a biomassa resultantes do planejamento fatorial. O efluente sem o tratamento da biomassa foi utilizado como controle. As sementes de repolho (*Brassica oleracea*) foram usadas para esta análise. O experimento foi realizado em triplicata e as placas foram colocados no escuro à temperatura ambiente. Após 96 h, as sementes germinadas foram contadas e foi medido o comprimento das raízes. O resultado do teste IG foi calculado da seguinte forma:

$$\text{Germinação das sementes (GRS\%)} = \frac{\text{número de sementes germinadas no extrato da amostra}}{\text{número de sementes germinadas no controle}} \times 100$$

$$\text{Crescimento relativo de raízes (CRR\%)} = \frac{\text{comprimento da raiz no extrato da amostra}}{\text{comprimento da raiz no controle}} \times 100$$

$$\text{Índice de Germinação (IG\%)} = \text{GRS\%} \times \text{CRR\%} \times 100$$

3. Resultados e Discussão

3.1 Relação C/N e Composição elementar da farinha da Casca da Banana madura Pacovan (*Musa sapientum*)

A Composição elementar da farinha da Casca da Banana madura Pacovan (*Musa sapientum*) demonstrou teores de carbono (31,27%), nitrogênio (5,21%) e hidrogênio (5,05%) com relação C/N de 7:1.

Esses dados estão de acordo com Happi Emaga et al., (2008), Pathak; Mandavgane; Kulkarni (2015) e Cordenunsi, (1997) por afirmarem que a casca de banana madura é rica em fonte de carbono (teores elevados de amido hidrolisado em açúcares durante a maturação) e em fonte de nitrogênio com os seguintes aminoácidos: ácido aspártico, treonina, serina, ácido glutâmico, prolina, glicina, alanina, cistina, valina, metionina, isoleucina, leucina, fenilalanina, lisina e arginina.

3.2 Produção de biomassa por *C. echinulata* UCP/WFCC 1297 utilizando a Farinha da casca de banana madura

A produção de biomassa por *C. echinulata* UCP/WFCC 1297 no meio contendo 5% de farinha de casca de banana madura e 1% de milhocina foi 10,99 g/L. Esse resultado foi bastante significativo quando comparado aos valores de rendimento de biomassa obtidos pela literatura conforme demonstra Tabela 2, e estão de acordo com Narayanan; Parameswaran; Pandey (2016) por afirmarem que o rendimento de biomassa depende das cepas fúngicas e do meio de cultivo utilizados.

Tabela 2. Produção de biomassa por *C. echinulata* UCP/WFCC 1297 comparados com os resultados obtidos pela literatura

Micro-organismo	Fonte de Carbono %	Biomassa (g/L)	Referencias
<i>Cunninghamella echinulata</i> UCP/WFCC 1297	Farinha da Casca de Banana Madura	10,99	Este estudo
<i>Rhizopus arrhizus</i>	Milhocina e Glicerol	19,84	PELE et al., (2019)
<i>Rhyzopus sp.</i>	Farinha da Carapaça	0,45	BATISTA et al, (2014)
<i>Gongronella butleri</i>	Bagaço de maçã	9,61	VENDRUSCOLO; NINOW, (2014)
<i>Cunninghamella elegans</i>	Melaço	16,00	BERGER et al., (2014b)
<i>Rhizopus arrhizus</i>	Melaço	24,60	BERGER et al., (2014b)
<i>Mucor subtilissimus</i> UCP/WFCC 1261	Farinha de Batata Doce	13,32	MEDEIROS (2013).
<i>Rhizopus arrhizus</i>	Manipueira	8,80	BERGER et al, (2011)

3.3 Aplicação da biomassa de *C. echinulata* UCP/WFCC 1297 na dessalinização de efluente utilizando planejamento fatorial

A influência dos diferentes parâmetros (concentração da biomassa de *C. echinulata*, pH e agitação) na dessalinização de efluente foi avaliada neste estudo. A Tabela 3 apresenta os resultados do planejamento fatorial de 2³.

De acordo com os dados obtidos, o melhor tratamento após adsorção pela biomassa de *C. echinulata*, ocorreu na condição 5 do planejamento (na ausência de agitação, 1% de biomassa e pH 8,5). Nesta condição a biomassa conseguiu reduzir a salinidade do efluente de 5,8 g/L (salinidade antes do tratamento) para 2,5 g/L (salinidade após o tratamento), a condutividade de 12,8 µS para 5,82 e os sólidos totais de 7,6 para 3,49 g/L. Em adição, na condição selecionada do planejamento (condição 5) outros parâmetros foram investigados como demonstra a Tabela 4. Foi possível comprovar no efluente salino a redução da dureza de 2622,48 mg/L para 35,28 mg/L, do magnésio de 393,09 mg/L para 3,81 mg/L e do cloreto de 2165,38 para 90,1 mg/L.

A partir dos resultados obtidos pode-se concluir que o presente trabalho é pioneiro no uso de biomassa fúngica para dessalinização de efluente salino, visto que não há trabalhos reportados na literatura especializada.

Tabela 3. Planejamento fatorial 2³ para avaliar a influência da agitação, o pH e biomassa sobre as variáveis resposta salinidade, condutividade e sólidos totais

Ensaio	Agitação (rpm)	Biomassa (%)	pH	Salinidade (g/L)	Condutividade (µS)	Sólidos totais (g/L)
1	0	1	5	2,5	5,85	3,79
2	200	1	5	3,2	7,36	4,46
3	0	4	5	2,8	6,42	3,87
4	200	4	5	2,9	6,88	4,15
5	0	1	8,5	2,5	5,82	3,49
6	200	1	8,5	3,8	8,85	5,33
7	0	4	8,5	2,8	6,62	3,98
8	200	4	8,5	2,8	6,23	3,76
9	100	2,5	7	2,7	6,35	3,55
10	100	2,5	7	2,6	6,14	3,71
11	100	2,5	7	2,6	6,38	3,56
12	100	2,5	7	2,5	6,15	3,73

Tabela 4. Tratamento de efluente salino com a biomassa de *C. echinulata* em comparação ao efluente bruto sem tratamento avaliado na condição selecionada do planejamento

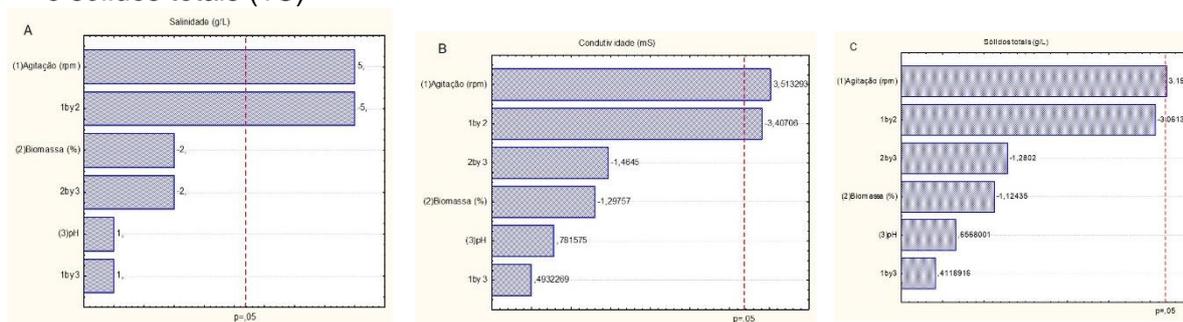
Parâmetros	Efluente salino sem tratamento (mg/L)	Efluente salino após o tratamento (mg/L)
Dureza	2622,48	35,28
Magnésio	393,09	3,81
Sódio	2800	3770
Cloreto	2165,38	90,1
Salinidade	5,8	2,4
Condutividade (ms)	12,8	5,59
Sólidos totais (g/L)	7,6	3,34

3.4 influência da agitação, pH e concentração da biomassa na dessalinização de acordo com diagrama de Pareto

A Figura 1 demonstra a influência da agitação, pH e concentração da biomassa de *C. echinulata* nos parâmetros de dessalinização (salinidade, condutividade e sólidos totais) com base no diagrama de Pareto.

De acordo com a análise estatística, as variáveis respostas salinidade condutividade (Figura 1A e 1B, respectivamente) sofreram forte influencia da agitação e da interação entre agitação e biomassa, com valores que ultrapassam a linha p. Para a variável resposta sólidos totais (Figura 1C) apenas a agitação mostrou influência estatística significativa na dessalinização.

Figura 1 - Efeito das variáveis agitação, biomassa e pH: salinidade (1A), condutividade (1B) e sólidos totais (1C)



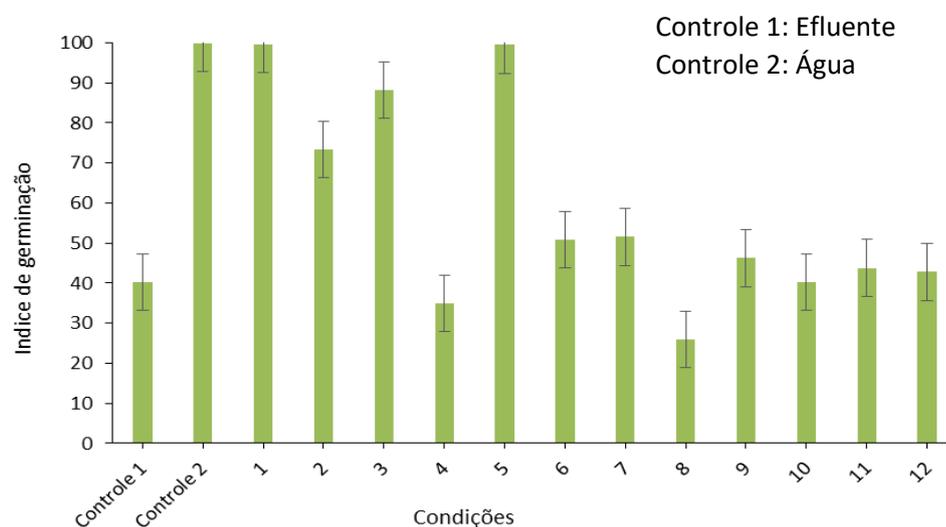
3.5 Potencial da biomassa de *C. echinulata* na redução da toxicidade do efluente

O índice de germinação (IG) é um teste que combina a germinação relativa das sementes com o crescimento relativo das raízes, e por isso tem sido utilizado para avaliar a toxicidade de águas residuais tratadas (RIZZO et al., 2015; JAAFARZADEH et al., 2017; DAMACENO et al., 2019). Portanto, neste estudo, em todas as condições do planejamento fatorial foi avaliado a toxicidade.

Considerando que o valor de IG acima de 80% tem sido utilizado como indicador do desaparecimento da fitotoxicidade (Tiquia e Tam, 1998; Troy et al., 2013), os resultados obtidos neste trabalho indicam que a maioria das concentrações testadas não apresentaram efeitos tóxicos sobre a germinação de sementes após tratamento com a biomassa de *C.echinulata* (Figura 2).

A condição do planejamento fatorial em que a biomassa conseguiu remover ao máximo os poluentes do efluente resultando em mínima toxicidade do efluente salino foi a condição 5 do planejamento fatorial (ausência de agitação, 1% de biomassa e pH 8,5) com índice de germinação de 99,5% (Figura 1).

Figura 2- Toxicidade das amostras de efluente salino tratada com a biomassa de *C.echinulata* nas condições do planejamento fatorial e avaliado pelo Índice de germinação (IG) das sementes de repolho



4. Conclusão

Este trabalho indica o potencial de *C. echinulata* em utilizar como nutriente as fontes renováveis (resíduo de casca de banana madura e milhocina) para seu crescimento e produção de biomassa atendendo aos critérios da sustentabilidade ambiental. Além disso, a biomassa produzida possui potencial de aplicação industrial voltada para a dessalinização de efluente salino.

5. Referências bibliográficas

ABDEL-GAWAD, Khayria M. et al. Technology optimization of chitosan production from *Aspergillus niger* biomass and its functional activities. **Food Hydrocolloids**, [s. l.], v. 63, p. 593–601, 2017.

ALGERI, Alessandra et al. **Brazilian journal of development BJD**. [s.l.] : [Verlag nicht ermittelbar], 2015. v. 4

ANBU, S. et al. Fruits peel waste as a novel media for the growth of economically important Fungi. **Journal of Pharmacognosy and Phytochemistry**, [s. l.], v. 6, n. 6,

p. 426–428, 2017.

ARORA, Sidharth; RANI, Richa; GHOSH, Sanjoy. Bioreactors in solid state fermentation technology: Design, applications and engineering aspects. **Journal of Biotechnology**, [s. l.], v. 269, p. 16–34, 2018.

BARRAGAN, Blanca et al. the Production of Biomaterials From Agro-Industrial Waste Agro-Industrial Waste. **Fresenius Environmental Bulletin**, [s. l.], v. 26, n. 6, p. 4128–4152, 2017.

BASHIR, Ahmad; KHAN, Ibrar. Production of Single Cell Protein from Orange Peels Using *Aspergillus niger* and *Saccharomyces cerevisiae*. [s. l.], 2014.

BERGER, L.R.R.; CARDOSO, A; STAMFORD, T. C. M.; CAVALCANTE, H. M. M.; MACEDO, R. O.; CAMPOS-TAKAKI, G. M. Agroindustrial waste as alternative médium in the production of chitin and chitosan by *Rhizopus arrhizus* – A factorial design. *Asian Chitin Journal*, v. 7, n. 2, p. 83-90, 2011.

BERGER, Lúcia et al. Green Conversion of Agroindustrial Wastes into Chitin and Chitosan by *Rhizopus arrhizus* and *Cunninghamella elegans* Strains. **International Journal of Molecular Sciences**, [s. l.], v. 15, n. 5, p. 9082–9102, 2014. a.

BERGER, Lúcia et al. Green Conversion of Agroindustrial Wastes into Chitin and Chitosan by *Rhizopus arrhizus* and *Cunninghamella elegans* Strains. **International Journal of Molecular Sciences**, [s. l.], v. 15, n. 5, p. 9082–9102, 2014. b.

BORISOVA, Anna S. et al. Correlation of structure, function and protein dynamics in GH7 cellobiohydrolases from *Trichoderma atroviride*, *T. reesei* and *T. harzianum*. **Biotechnology for Biofuels**, [s. l.], v. 11, n. 1, p. 5, 2018.

BRADFORD, M. M. A rapid and sensitive method for the quantitation of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein-dye binding. **Analytical biochemistry**, [s. l.], v. 72, p. 248–54, 1976.

CARDOSO, Antonio et al. Microbial Enhance of Chitosan Production by *Rhizopus arrhizus* Using Agroindustrial Substrates. **Molecules**, [s. l.], v. 17, n. 5, p. 4904–4914, 2012.

CARLILE, M. J. (Michael John); WATKINSON, Sarah C.; GOODAY, G. W. **The fungi**.

[s.l.] : Academic Press, 2001.

CAZETTA, Marcia Luciana; CELLIGOI, Maria Antonia Pedrine Colabone. Aproveitamento do melaço e vinhaça de cana-de-açúcar como substrato para produção de biomassa protéica e lipídica por leveduras e bactéria. **Semina: Ciências Exatas e Tecnológicas**, [s. l.], v. 26, n. 2, p. 105, 2005

CHAN, Lauryn G.; COHEN, Joshua L.; DE MOURA BELL, Juliana Maria Leite Nobrega. Conversion of Agricultural Streams and Food-Processing By-Products to Value-Added Compounds Using Filamentous Fungi. **Annual Review of Food Science and Technology**, [s. l.], v. 9, n. 1, p. 503–523, 2018.

CHATZIFRAGKOU, Afroditi et al. Biotechnological conversions of biodiesel derived waste glycerol by yeast and fungal species. **Energy**, [s. l.], v. 36, n. 2, p. 1097–1108, 2011.

CHEN, Jiahao et al. Start-up and microbial communities of a simultaneous nitrogen removal system for high salinity and high nitrogen organic wastewater via heterotrophic nitrification. **Bioresource Technology**, [s. l.], v. 216, p. 196–202, 2016.

CHOOKLIN, Chanika Saenge; MANEERAT, Suppasil; SAIMMAI, Atipan. Utilization of Banana Peel as a Novel Substrate for Biosurfactant Production by Halobacteriaceae archaeon AS65. **Applied Biochemistry and Biotechnology**, [s. l.], v. 173, n. 2, p. 624–645, 2014.

CULKA, Adam et al. Raman microspectrometric study of pigments in melanized fungi from the hyperarid Atacama desert gypsum crust. **Journal of Raman Spectroscopy**, [s. l.], v. 48, n. 11, p. 1487–1493, 2017.

DA SILVEIRA, CRISTINA MOREIRA; OLIVEIRA, MELISSA DOS SANTOS; BADIALE-FURLONG, ELIANA. CONTEÚDO LIPÍDICO E PERFIL EM ÁCIDOS GRAXOS DE FARELOS SUBMETIDOS À FERMENTAÇÃO POR *Aspergillus oryzae* EM ESTADO SÓLIDO. **Boletim do Centro de Pesquisa de Processamento de Alimentos**, [s. l.], v. 28, n. 1, 2010.

DAMACENO, Felipe Martins et al. Anaerobic co-digestion of sludge cake from poultry slaughtering wastewater treatment and sweet potato: Energy and nutrient recovery. **Renewable Energy**, [s. l.], v. 133, p. 489–499, 2019.

DUAN, Jinming et al. Characterization of a halophilic heterotrophic nitrification–aerobic denitrification bacterium and its application on treatment of saline wastewater. **Bioresource Technology**, [s. l.], v. 179, p. 421–428, 2015.

FERREIRA, Jorge A. et al. Waste biorefineries using filamentous ascomycetes fungi: Present status and future prospects. **Bioresource Technology**, [s. l.], v. 215, p. 334–345, 2016.

GERVASI, Teresa et al. Production of single cell protein (SCP) from food and agricultural waste by using *Saccharomyces cerevisiae*. **Natural Product Research**, [s. l.], v. 32, n. 6, p. 648–653, 2018.

GHORMADE, V.; PATHAN, E. K.; DESHPANDE, M. V. Can fungi compete with marine sources for chitosan production? **International Journal of Biological Macromolecules**, [s. l.], v. 104, p. 1415–1421, 2017.

HANIM ABDUL RAHMAN, Khadijah; JAMILAH HANIM MOHD YUSOF, Siti; ZAKARIA, Zarina. Bioproteins Production from Palm Oil Agro-Industrial Wastes by *Aspergillus terreus* UniMAP AA-1. **J. Trop. Agric. Sci**, [s. l.], v. 39, n. 1, p. 30–40, 2016.

HAPPI EMAGA, Thomas et al. Dietary fibre components and pectin chemical features of peels during ripening in banana and plantain varieties. **Bioresource Technology**, [s. l.], v. 99, n. 10, p. 4346–4354, 2008.

IBRAHIM, Haytham M. M. Green synthesis and characterization of silver nanoparticles using banana peel extract and their antimicrobial activity against representative microorganisms. **Journal of Radiation Research and Applied Sciences**, [s. l.], v. 8, n. 3, p. 265–275, 2015.

JAAFARZADEH, Nematollah et al. Efficient integrated processes for pulp and paper wastewater treatment and phytotoxicity reduction: Permanganate, electro-Fenton and Co₃O₄/UV/peroxymonosulfate. **Chemical Engineering Journal**, [s. l.], v. 308, p. 142–150, 2017.

KAMAT, Srijay et al. Coupled production of single cell oil as biodiesel feedstock, xylitol and xylanase from sugarcane bagasse in a biorefinery concept using fungi from the

tropical mangrove wetlands. **Bioresource Technology**, [s. l.], v. 135, p. 246–253, 2013.

KHOT, Mahesh et al. Single cell oil of oleaginous fungi from the tropical mangrove wetlands as a potential feedstock for biodiesel. **Microbial Cell Factories**, [s. l.], v. 11, n. 1, p. 71, 2012.

LV, Jun et al. Enhanced production of natural yellow pigments from *Monascus purpureus* by liquid culture: The relationship between fermentation conditions and mycelial morphology. **Journal of Bioscience and Bioengineering**, [s. l.], v. 124, n. 4, p. 452–458, 2017.

MANOCHA, M. S.; SAN-BLAS, G.; CENTENO, S. Lipid Composition of *Paracoccidioides brasiliensis*: Possible Correlation with Virulence of Different Strains. **Microbiology**, [s. l.], v. 117, n. 1, p. 147–154, 1980.

MATSAKAS, Leonidas et al. High concentrations of dried sorghum stalks as a biomass feedstock for single cell oil production by *Rhodospiridium toruloides*. **Biotechnology for Biofuels**, [s. l.], v. 8, n. 1, p. 6, 2015.

MCELHANEY, Ronald N. The Effect of Membrane Lipids on Permeability and Transport in Prokaryotes. [s. l.], p. 19–51, 2018.

MONDAL, Amit Kumar et al. **UTILIZATION OF FRUIT WASTES IN PRODUCING SINGLE CELL PROTEIN**. [s.l: s.n.].

MORA-LUGO, Rodrigo et al. Improved biomass and protein production in solid-state cultures of an *Aspergillus sojae* strain harboring the *Vitreoscilla* hemoglobin. **Applied Microbiology and Biotechnology**, [s. l.], v. 99, n. 22, p. 9699–9708, 2015.

MOTA, R.V; LAJOLO; F.M. CORDENUNSI, B.R. Composição em carboidratos de alguns cultivares de banana (*Musa* spp.) durante o amadurecimento. **Food Science and Technology**, vol.17 no.2 Campinas May/Aug. 1997

MUNIRAJ, Iniya Kumar et al. Microbial lipid production from potato processing wastewater using oleaginous filamentous fungi *Aspergillus oryzae*. **Water Research**, [s. l.], v. 47, n. 10, p. 3477–3483, 2013.

NARAYANAN, Karthik; PARAMESWARAN, Binod; PANDEY, Ashok. Production of

chitin deacetylase by *Aspergillus flavus* in submerged conditions. **Preparative Biochemistry and Biotechnology**, [s. l.], v. 46, n. 5, p. 501–508, 2016.

NEVES, Antônia Leila Rocha et al. Aspectos socioambientais e qualidade da água de dessalinizadores nas comunidades rurais de Pentecoste-CE. *Ambiente & Água - An Interdisciplinary Journal of Applied Science* v. 12, n.1, 2017

NGUYEN, Thuong T. T.; CHOI, Young-Joon; LEE, Hyang Burm. Isolation and Characterization of Three Unrecorded Zygomycete Fungi in Korea: *Cunninghamella bertholletiae*, *Cunninghamella echinulata*, and *Cunninghamella elegans*. **Mycobiology**, [s. l.], v. 45, n. 4, p. 318–326, 2017.

OCHSENREITHER, Katrin et al. Production Strategies and Applications of Microbial Single Cell Oils. **Frontiers in Microbiology**, [s. l.], v. 7, p. 1539, 2016.

OSHOMA, CE; EGUAKUN-OWIE, SO. Conversion of Food waste to Single Cell Protein using *Aspergillus Niger*. **Journal of Applied Sciences and Environmental Management**, [s. l.], v. 22, n. 3, p. 350, 2018.

PATHAK, Pranav D.; MANDAVGANE, Sachin A.; KULKARNI, Bhaskar D. Fruit peel waste as a novel low-cost bio adsorbent. **Reviews in Chemical Engineering**, [s. l.], v. 31, n. 4, 2015.

PAYNOR KA, David ES and Valentino MJG. Endophytic fungi associated with bamboo as possible sources of single cell protein using corn cob as a substrate. **Mycosphere**, [s. l.], v. 7, n. 2, p. 139–147, 2016.

PELE, Milagre A. et al. Conversion of renewable substrates for biosurfactant production by *Rhizopus arrhizus* UCP 1607 and enhancing the removal of diesel oil from marine soil. **Electronic Journal of Biotechnology**, 35 p. 40-48, 2019

RAMOS BERGER, Lúcia Raquel et al. Chitosan produced from Mucorales fungi using agroindustrial by-products and its efficacy to inhibit *Colletotrichum* species. **International Journal of Biological Macromolecules**, [s. l.], v. 108, p. 635–641, 2018.

RIZZO, L. et al. Advanced treatment of urban wastewater by sand filtration and graphene adsorption for wastewater reuse: Effect on a mixture of pharmaceuticals and

toxicity. **Journal of Environmental Chemical Engineering**, [s. l.], v. 3, n. 1, p. 122–128, 2015.

SANTAMAURO, Fabio et al. Low-cost lipid production by an oleaginous yeast cultured in non-sterile conditions using model waste resources. **Biotechnology for Biofuels**, [s. l.], v. 7, n. 1, p. 34, 2014.

SEZGIN, Erdinc et al. The mystery of membrane organization: composition, regulation and roles of lipid rafts. **Nature Reviews Molecular Cell Biology**, [s. l.], v. 18, n. 6, p. 361–374, 2017.

SOARES, T. M. et al. Destinação de águas residuárias provenientes do processo de dessalinização por osmose reversa. *Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental*, v.10, n.3, p.730–737, 2006.

SUMAN, Gour et al. **Review Article Single Cell Protein Production: A Review***Int.J.Curr.Microbiol.App.Sci.* [s.l: s.n.].

TAN, Xu et al. A critical review on saline wastewater treatment by membrane bioreactor (MBR) from a microbial perspective. **Chemosphere**, [s. l.], v. 220, p. 1150–1162, 2019.

TASAR, Ozden Canli; ERDAL, Serkan; TASKIN, Mesut. Chitosan production by psychrotolerant *Rhizopus oryzae* in non-sterile open fermentation conditions. **International Journal of Biological Macromolecules**, [s. l.], v. 89, p. 428–433, 2016.

TCHAKOUTEU, S. S. et al. Lipid production by yeasts growing on biodiesel-derived crude glycerol: strain selection and impact of substrate concentration on the fermentation efficiency. **Journal of Applied Microbiology**, [s. l.], v. 118, n. 4, p. 911–927, 2015.

TIQUIA, S. M.; TAM, N. F. Y. Elimination of phytotoxicity during co-composting of spent pig-manure sawdust litter and pig sludge. **Bioresource Technology**, [s. l.], v. 65, n. 1–2, p. 43–49, 1998.

VENDRUSCOLO, Francielo; NINOW, Jorge Luiz. Apple pomace as a substrate for fungal chitosan production in an airlift bioreactor. **Biocatalysis and Agricultural Biotechnology**, [s. l.], v. 3, n. 4, p. 338–342, 2014.

VENKATA SUBHASH, G.; VENKATA MOHAN, S. Biodiesel production from isolated

oleaginous fungi *Aspergillus* sp. using corncob waste liquor as a substrate. **Bioresource Technology**, [s. l.], v. 102, n. 19, p. 9286–9290, 2011.

WANG, Yunguang et al. Low molecular weight chitosan is an effective antifungal agent against *Botryosphaeria* sp. and preservative agent for pear (*Pyrus*) fruits. **International Journal of Biological Macromolecules**, [s. l.], v. 95, p. 1135–1143, 2017.

ZHRIM, A. Y. et al. Effective coagulation-flocculation treatment of highly polluted palm oil mill biogas plant wastewater using dual coagulants: Decolourisation, kinetics and phytotoxicity studies. **Journal of Water Process Engineering**, [s. l.], v. 16, p. 258–269, 2017.

Capítulo IV

Artigo III

DESCOLORAÇÃO DO CORANTE PRETO DE REMAZOL B POR BIOMASSA FRESCA DE *Cunninghamella echinulata* (UCP 1297) PRODUZIDA EM MEIO SUSTENTÁVEL

DESCOLORAÇÃO DO CORANTE PRETO DE REMAZOL B POR BIOMASSA FRESCA DE *Cunninghamella echinulata* (UCP 1297) PRODUZIDA EM MEIO SUSTENTÁVEL

Maria das Dores Pereira Gomes^{1,3}, Luciana de Oliveira Franco, Dayana Montero-Rodrigueza^{1,3}, Amanda Barbosa Lins, Ana Paula Bione, Rosileide Fontenele de Silva Andrade^{3,4}, Thayse Alves de Lima e Silva^{3,4}, Galba Maria de Campos Takaki^{3*}

¹Doutorado em Ciências Biológicas, Centro de Biociências, UFPE, Recife-PE, Brasil.

²Programa Nacional de Pos-doutorado (PNPD-CAPES), Pos graduação em Desenvolvimento de Processos Ambientais, Universidade Católica de Pernambuco, 50.500-900 Recife, PE, Brasil;

³Núcleo de Pesquisa em Ciências Ambientais (NPCIAMB), Universidade Católica de Pernambuco, 50.500-900 Recife, PE, Brasil;

***Autor correspondente:** e-Mail: galba_takaki@yahoo.com.br. Phone.: +55-81-21194044; fax: +55-81-21194043.

RESUMO

O presente trabalho demonstra o estudo de uma tecnologia voltada para o tratamento do corante Preto Remazol B, por ser este bastante utilizado em indústrias têxteis e de difícil remoção. O tratamento foi realizado com a biomassa de *Cunninghamella echinulata* UCP/WFCC 1297 produzida em meio sustentável de acordo com concentrações estabelecidas pelo planejamento fatorial de 2³. O processo de descoloração foi investigado utilizando diferentes concentrações de biomassa, pH e agitação acompanhado durante 48h. Os resultados demonstraram a capacidade biotecnológica do fungo *C. echinulata* em bioconverter os nutrientes do meio residual casca de banana madura 5% e milhocina 1% (condição 3 do planejamento fatorial) resultando em rendimento de 13,34g/L. A partir desta biomassa produzida foi extraído 0,0915 mg/mg de polifosfato total. No processo de descoloração, o melhor resultado foi com 100mg de biomassa, em pH 5 e agitação máxima (200rpm) durante 48h. Os dados obtidos neste estudo com a produção sustentável de biomassa por *Cunninghamella echinulata* UCP/WFCC 1297, assim como a sua eficiência no tratamento de corante Preto Remazol B indica ser esta uma alternativa promissora, de baixo custo e competitiva comercialmente em comparação com os métodos de tratamento convencionais. Em adição, a biomassa de *C. echinulata* demonstrou ser eficiente em processos de biorremediação.

Palavras-chave: Meio de baixo custo, Efluente residual, Águas reutilizáveis, Descoloração, Preto de Remazol B, Biorremediação

1 Introdução

As indústrias, são consideradas como grandes poluentes dos ecossistemas aquáticos, principalmente pelo grande volume de água utilizada em suas diversas etapas de produção, acarretando composição e toxicidade variável. (PERALTA-ZAMORA et al., 1997, 2002). O

setor têxtil é um dos grandes responsáveis pela contaminação ambiental devido aos seus efluentes têxteis altamente contaminantes que são na maioria das vezes lançados ao meio ambiente sem nenhum tratamento prévio. Essa problemática tem se agravado principalmente pelo crescente despejo de grandes volumes de efluentes no meio ambiente nesses últimos anos, o que torna essa situação ainda mais problemática. (KUNZ et al., 2002; PRABHA, 2017).

Nas indústrias têxteis há uma geração de efluentes altamente tóxica, podendo apresentar grande quantidade de matéria orgânica, cores intensas e diversificadas e muitos sais. Os corantes utilizados nas etapas de tingimento são os principais compostos responsáveis pela contaminação dos efluentes, possuindo também difícil tratamento, além de compostos tóxicos e por vezes cancerígenos, causando assim, danos muitas vezes irreparáveis à saúde humana (YUZHU et al., 2001; GONDIM et al., 2007).

Os azo corantes são classificados como o maior grupo de compostos químicos sintéticos. Caracterizam-se por apresentarem uma ou mais ligações azo (-N=N-) associados com um ou mais sistemas aromáticos, podendo comportar em sua estrutura química grupos ácido sulfônico. Grupos que caracterizam-se por seu comportamento recalcitrante, o que leva a causa de graves problemas, tanto ambientais quanto a saúde humana, uma vez que formam metabólitos carcinogênicos ou mutagênicos. Os efluentes têxteis são geralmente tratados com compostos químicos que possuem como desvantagem o custo elevado, quantidade excessiva de lama, além da emissão de substâncias tóxicas e a produção de substâncias recalcitrantes. (PERALTA-ZAMORA et al., 1997).

São em três as formas de tratamento de efluentes têxteis: físico, químico e biológico. O tratamento biológico é de longe considerado o mais eficaz para a remoção de corantes de águas residuais, principalmente quando se considera sua eficiência no que se refere a apresentar menores custos na aplicação e os produtos gerados não alterarem a homeostase ambiental (BAFANA et al., 2008).

Estudos mais precisos estão sendo desenvolvidos com a utilização de microrganismos no que refere-se ao desenvolvimento de processos biotecnológicos, devido a sua capacidade de abranger diversas aplicações em diferentes campos de trabalho, tais como, biocombustíveis, produtos de interesse médico veterinário, como a contribuição biocatalítica, envolvendo a produção de enzimas de interesse tanto ambiental quanto industrial (VASCONCELLOS, 2011).

Há um aumento significativo na procura de micro-organismos que apresentem fácil manuseio e capacidade biotecnológica para utilização nas indústrias como biorremediadores, nessa categoria estão os fungos, organismos que segundo diversos autores apresentam alta capacidade de biodegradação e bioissorção de corantes têxteis. Muitos são os fungos e as bactérias utilizadas no desenvolvimento de processos biotecnológico para o tratamento de efluentes têxteis, Aksu e Donmez (2005). Banat et al. (1996), em suas pesquisas demonstram

que diversos são os tipos de micro-organismos que apresentam capacidade de descolorir uma gama de corantes e muitas vezes em poucas horas. Capacidade essa, podendo está associada tanto a produção de enzimas quanto envolvidas na degradação de moléculas que apresentem estruturas químicas complexas quanto a capacidade de adsorção dos corantes pela biomassa celular desses microrganismos (KUMARAN & DHARANI, 2011).

O presente estudo propõe o aperfeiçoamento de uma tecnologia que empregue a biomassa da espécie *Cunninghamella echinulata* como principal agente na remoção do corante Preto Remazol B de forma eficiente e sem a geração de resíduos pós tratamento.

2. Materiais e Métodos

2.1 Micro-organismo

O micro-organismo utilizado foi *Cunninghamella echinulata* UCP 1297, gentilmente cedido pelo Núcleo de Pesquisa em Ciências Ambientais - NPCIAMB - Universidade Católica de Pernambuco - UNICAP mantidos em BDA, 5 ° C. Registro WFCC

2.2 Substratos

Os substratos utilizados foram a casca da banana Pacovan madura adquirida de fonte local do município Bom Jardim (PE, Brazil) e a milhocina gentilmente cedida pela indústria de produtos de milho localizada no Cabo de Santo Agostinho-PE, Brasil.

2.3 Meio para produção de biomassa

A produção da biomassa por *Cunninghamella echinulata* foi realizada em meio constituído por milhocina 1%, farinha da casca da banana 5% madura e base de sais (0,5g NH₄NO₃, 0,1g KH₂PO₄ e 0,1g MgSO₄, q.s.p. 100mL). O pH foi ajustado para 6. Os frascos foram mantidos em agitação orbital de 150rpm, 28°C durante 96 h. Posteriormente, o meio foi filtrado para separação do líquido metabólico da biomassa.

Tabela 1: Fatores e níveis do planejamento fatorial de 2² para produção de biomassa por *Cunninghamella echinulata*

Fatores	Níveis		
	-1	0	+1
Milhocina (%)	1.0	2.5	4.0
Casca de banana madura (%)	2.0	3.5	5.0

* Valores fixos : pH 7

2.5 Extração de polifosfato total da biomassa

A extração do polifosfato total da biomassa foi realizada conforme a metodologia de Mcgrath e Quinn (2000), modificado por Lima (2003). A biomassa foi coletada após 96h de cultivo, lavada duas vezes em solução de NaCl (1,5M) contendo EDTA (0,01M) e NaF (1mM). A amostra foi homogeneizada e sonicada em 3 mL da solução de lavagem, em banho de gelo, por 10 períodos de 2 minutos com intervalos de 2 minutos a 16 KHz. O extrato resultante foi centrifugado a 12.000xg, durante 5 minutos para remoção dos fragmentos celulares. Para determinar o conteúdo de polifosfato intracelular total, 100µL de HCl concentrado foi adicionado a 0,5 mL do extrato celular e aquecido a 100° C por 45 minutos. O fosfato liberado foi dosado utilizando-se o kit para determinação de fósforo da Labtest de acordo com a Equação 1. As concentrações de polifosfato celular total nas amostras foram expressas em miligramas de fosfato por miligrama de biomassa seca e dadas como média de triplicatas. Uma amostra não hidrolizada foi utilizada como controle para determinar o nível de fosfato livre da célula.

$$\text{Fósforo (mg/dL)} = \text{absorbância do teste/Absorbância do padrão} \times 5 \quad (\text{Eq. 1})$$

2.6 Ensaio de descoloração do preto de remazol B

2.6.1 Inativação da biomassa

A biomassa produzida por *C. echinulata* foi inativada com 1% de formaldeído a uma temperatura de 120 °C durante 15 min. Após esse tratamento, a biomassa foi lavada com água e colocada para secar a 60°C durante 24h.

2.6.2 Influência da biomassa, pH e agitação na descoloração

Em frascos de Erlenmeyer contendo 50 mL de solução do corante Preto Remazol B (0,025 mM) foi investigado o efeito da concentração da biomassa inativada (100 e 200µg), pH (5 e 6) e agitação (100 e 200rpm) na descoloração. O ensaio foi acompanhado durante 48h com sucessivas coletas de alíquotas, centrifugado 5 000 xg durante 5 minutos. O sobrenadante das amostras foi analisado em espectrofotômetro ((Spectronic Genesis UV-Vis) em comprimento de onda de 597 nm. A solução sem corante não inoculada foi utilizada como um branco. A percentagem de descoloração foi obtida pela seguinte Equação 2:

$$\text{Percentagem de descoloração (\%)} = \frac{A-B}{A} \times 100 \quad \text{Eq. 2}$$

Onde:

A – Amostra (Controle positivo); B – Amostra tratada

3. Resultados e Discussão

3.1 Produção de biomassa por *Cunninghamella echinulata* utilizando farinha de casca banana madura

Os resultados da produção de biomassa estão descritos na Tabela 1. Na condição 3 do planejamento (milhocina 1% e farinha da casca da banana madura 5%) ocorreu o máximo crescimento de *C. echinulata* resultando em rendimento de biomassa de 13,34 g/L. A partir destes resultados fica evidenciado a capacidade de *C. echinulata* de bioconverter a farinha de casca banana madura e milhocina como fontes nutricionais essenciais ao crescimento. De acordo com Ghosh, 2018 e Andrade et al., (2018) poucos são os fungos que possuem rápido crescimento em meios de cultura alternativos.

Tabela 2- Produção de biomassa por *Cunninghamella echinulata* após cultivo em meio contendo farinha da casca de banana madura e milhocina

Ensaio	Milhocina (%)	Farinha da casca de banana madura (%)	Biomassa (g/L)
1	1	2	4,14
2	4	2	6,07
3	1	5	13,34
4	4	5	11,34
5	2,5	3,5	11,42
6	2,5	3,5	11,37
7	2,5	3,5	11,09
8	2,5	3,5	11,12

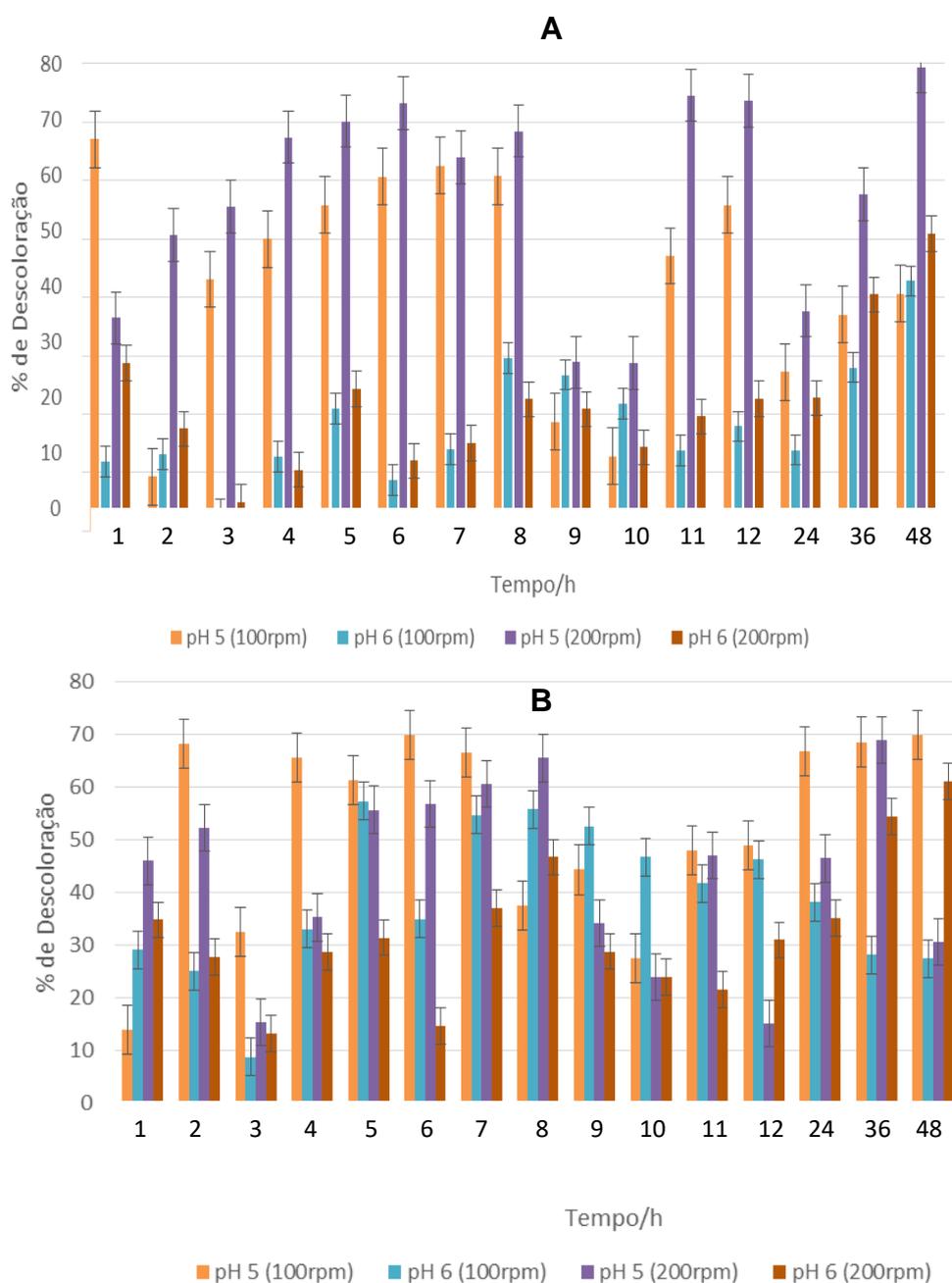
3.2 Obtenção de Polifosfato Total a partir da biomassa

Na biomassa produzida na condição 3 do planejamento fatorial (milhocina 1% e farinha da casca da banana madura 5%) foi realizado a extração de polifosfato total obtendo rendimento de 0,0915 mg/mg. Esse resultado é significativo uma vez que Lima et al., (2013) afirma que a presença de polifosfato na biomassa é um indicador do potencial do micro-organismo em processos de biorremediação.

3.3 Potencial da biomassa de *C. echinulata* na descoloração do preto de remazol B

A Figura 1 demonstra o resultado da descoloração usando a biomassa de *C. echinulata* produzida na condição selecionada do planejamento (condição 3). Os melhores resultados obtidos na descoloração ocorreu com 100mg de biomassa, em pH 5, em agitação máxima (200rpm) durante 48h com descoloração de 80%. Esses resultados podem ser comprovados na Figura 1A (corante antes do tratamento) em comparação com a Figura 1B (corante após o tratamento).

Figura 1- Aplicação da biomassa de *C. echinulata* A (100mg) e B (200mg) na descoloração do corante preto remazol B



Trabalhos que aplicaram a biomassa de micro-organismos para o tratamento de efluentes contendo o corante Preto de Remazol B estão descritos na Tabela 2. De acordo com este estudo comparativo, trabalhos realizados por Meehan et al (2000) demonstram percentual de descoloração de 98% em pH 5,5 com *K. marxianus*. Resultado similar foi obtido neste trabalho com *C. echinulata* com descoloração de 80% em pH 5, enquanto Alves et al., (2015) conseguiram resultado inferior aos obtidos neste estudo com descoloração de 73,49 % utilizando biomassa de *C. elangans* tratada com H₂SO₄.

Tabela 2- Resultado da descoloração de preto de Remazol B pela biomassa de *C. echinulata* comparado com a literatura

Micro-organismos	Descoloração %	Referências
<i>Cunninghamella echinulata</i>	80	Neste estudo
<i>Cunninghamella elegans</i>	73	Alves et al., (2015)
<i>Phanerochaete chrysosporium</i>	82	Idris et al., (2014)
S3	68	Khalid et al., (2011)
<i>Kluyveromyces marxianus</i>	98	Meehan et al (2000)

4. Conclusões

Este trabalho sugere a possível aplicação da biomassa de *C. echinulata* produzida em meio sustentável para o tratamento do corante Preto de Remazol B em solução aquosa em um processo viável economicamente e com responsabilidade ambiental. A condição que demonstrou máxima eficiência na remoção do corante foi a constituída por concentração mínima de biomassa de *C. echinulata* e máxima agitação em meio contendo pH ácido.

5. Referências

ABIDIN, C. Z. A. et al. Treatment of azo dye Acid Orange 52 using ozonation and completed-mixed activated sludge process. **IOP Conference Series: Materials Science and Engineering**, [s. l.], v. 206, n. 1, p. 012088, 2017.

ABU YAZID, N. et al. Solid-State Fermentation as a Novel Paradigm for Organic Waste Valorization: A Review. **Sustainability**, [s. l.], v. 9, n. 2, p. 224, 2017.

AHMAD, A. et al. Recent advances in new generation dye removal technologies: novel search for approaches to reprocess wastewater. **RSC Advances**, [s. l.], v. 5, n. 39, p. 30801–30818, 2015.

AKSAKAL, O.; UCUN, H. Equilibrium, kinetic and thermodynamic studies of the biosorption of textile dye (Reactive Red 195) **onto Pinus sylvestris L. J. Hazard. Mater.** v. 181, n. 1 – 3, p. 666 – 672, 2010.

ALBI, T.; SERRANO, A. Inorganic polyphosphate in the microbial world. Emerging roles for a multifaceted biopolymer. **World Journal of Microbiology and Biotechnology**, [s. l.], v. 32, n. 2, p. 27, 2016.

AMBRÓSIO ST, CAMPOS-TAKAKI GM. Decolorization of reactive azo dyes by *Cunninghamella elegans* UCP 542 under co-metabolic conditions. **Bioresour Technol.** v.9, p.169-75, 2004.

ANLIKER, R.; STEINLE, D. Prevenção e riscos na utilização e manejo de matérias corantes. Trad. **Extilveredlung.** v. 25, n. 2, p. 42 – 49, 1990.

BANKOLE, P. O. et al. Biodegradation and detoxification of Scarlet RR dye by a newly isolated filamentous fungus, *Peyronellaea prosopidis*. **Sustainable Environment Research**, [s. l.], v. 28, n. 5, p. 214–222, 2018.

BASINELLA JÚNIOR, E.; MATSUO, M. S.; WALZ, M.; SILVA, A. F.; SILVA, C. F. Efeito da temperatura e do tamanho de partículas na adsorção do corante Remazol Amarelo Ouro RNL em carvão ativado. **Acta Scientiarum.** v. 31, n. 2, p. 185 – 193, 2009.

BHAGAVATHI PUSHPA, T. et al. Utilization of effective microorganisms based water hyacinth compost as biosorbent for the removal of basic dyes. **Desalination and Water Treatment**, [s. l.], v. 57, n. 51, p. 24368–24377, 2016.

BROWN, M. R. W.; KORNBERG, A. Inorganic polyphosphate in the origin and survival of species. **Proceedings of the National Academy of Sciences**, [s. l.], v. 101, n. 46, p. 16085–16087, 2004.

BUSS et al., Tratamento dos Efluentes de uma Lavanderia Industrial: Avaliação da Capacidade de Diferentes Processos de Tratamento. **Revista de Engenharia Civil IMED**, 2(1): 2-10, 2015

CHEN, A. et al. Effects of azo dye on simultaneous biological removal of azo dye and nutrients in wastewater. **Royal Society Open Science**, [s. l.], v. 5, n. 8, p. 180795, 2018. b.

CINI, N.; BALL, V. Polyphosphates as inorganic polyelectrolytes interacting with oppositely charged ions, polymers and deposited on surfaces: fundamentals and applications. **Advances in Colloid and Interface Science**, [s. l.], v. 209, p. 84–97, 2014.

DAI, Y. et al. Utilizations of agricultural waste as adsorbent for the removal of contaminants: A review. **Chemosphere**, [s. l.], v. 211, p. 235–253, 2018.

DELLAMATRICE, P. M. et al. Degradation of textile dyes by cyanobacteria. **Brazilian journal of microbiology : [publication of the Brazilian Society for Microbiology]**, [s. l.], v. 48, n. 1, p. 25–31, 2017.

DURUSUN, A. Y. et al. Kinetics of Remazol Black B adsorption onto carbon prepared from sugar

beet pulp. **Environmental Science and Pollution Research**, [s. l.], v. 20, n. 4, p. 2472–2483, 2013.

ESPINOSA-ORTIZ, E. J. et al. Fungal pelleted reactors in wastewater treatment: Applications and perspectives. **Chemical Engineering Journal**, [s. l.], v. 283, p. 553–571, 2016.

GONDIM, A. L. N. BARBOSA, A. P. A.; PAZ, M. C. F. Remoção Biológica de Corantes Têxteis através do consórcio bacteriano entre *Pseudomonas aeruginosa* e *Geobacillus stearothermophilus* UCP98. **CONGRESSO DE PESQUISA E INOVAÇÃO DA REDE NORTE NORDESTE DE EDUCAÇÃO TECNOLÓGICA**, 2, João Pessoa. Anais... João Pessoa: UFPB, 2007.

GUPTA, V. K. et al. Decolorization of mixture of dyes: a critical review. **Global Journal of Environmental Science and Management**, [s. l.], v. 1, n. 1, p. 71–94, 2015.

HAYAT, H. et al. Comparative decolorization of dyes in textile wastewater using biological and chemical treatment. **Separation and Purification Technology**, [s. l.], v. 154, p. 149–153, 2015.

HOLKAR, C. R. et al. A critical review on textile wastewater treatments: Possible approaches. **Journal of Environmental Management**, [s. l.], v. 182, p. 351–366, 2016.

KABBOUT, R.; TAHA, S. Biodecolorization of textile dye effluent by biosorption on fungal biomass materials. **Physics Procedia**, [s. l.], v. 55, p. 437–444, 2014.

KAYKHAIL, M.; SASANI, M.; MARGHZARI, S. Removal of dyes from the environment by adsorption process. **Chemical and Materials Engineering**, [s. l.], v. 6, n. 2, p. 31–35, 2018.

KUNZ, AIRTON; PERALTA-ZAMORA, Patricio; MORAES, Sandra G. M.; DURÁN, Nelson. Novas Tendências no Tratamento de Efluentes Têxteis. **Quím. Nova**, São Paulo, v.25, n.1, jan./fev. 2002.

LADE, H. et al. Biodegradation and detoxification of textile azo dyes by bacterial consortium under sequential microaerophilic/aerobic processes. **EXCLI journal**, [s. l.], v. 14, p. 158–74, 2015.

LIMA, LIDIA; PERALTA-ZAMORA, PATRICIO; SALES, LUCIA H. M. Avaliação do Processo Fotoeletroquímico na Degradação de Corantes Reativos. 2002. **VI Simpósio Ítalo Brasileiro de Engenharia Sanitária e Ambiental, Vitória – ES**. Disponível em: <<http://www.bvsde.paho.org/bvsacd/sibesa6/ccxxix.pdf>> Acesso em 28/09/2017

LIMA, MARCOS. A. B. Effects of phosphorus on polyphosphate accumulation by *Cunninghamella elegans*. **Brazilian Journal of Microbiology** 34:363-372, 2003.

MCGRATH, J.W; QUINN, J.P. Intracellular Accumulation of Polyphosphate by the *Candida humicola* G-1 in Response to Acid pH. **Applied and Environmental Microbiology**, v. 66 (9), p.4068-4073, September, 2000.

OHASHI, T., JARA, A.M.T.; L. BATISTA A C.; FRANCO, L. O.; LIMA, M. A. B.; MOHAND, B.; SILVA, C. A. A.; CAMPOS-TAKAKI, GALBA M. An Improved Method for Removal of Azo Dye

Orange II from Textile Effluent Using Albumin as Sorbent. **Molecules**, v.17, n.12, p.14219-14229, 2012

PERALTA-ZAMORA, PATRICIO; ESPOSITO, ELISA; REYES, J.; DURÁN, NELSON. Remediação de Efluentes derivados da Indústria de Papel e Celulose. Tratamento Biológico e Fotocatalítico. **Quím. Nova**, v.20, n.2, 1997.

PRABHA, S, MAZUMDER, P., GODOI, A., KUMAR, M.. Assessment of the impact of textile effluents on microbial diversity in Tirupur district, Tamil Nadu. **Applied Water Science**, v. 7, n. 5, p. 2267-2277, 2017.

SILVA, T. A. L.; TAMBOURGI, E. B.; CAMPOS-TAKAKI, G. M. Inorganic polyphosphate by *Cunninghamella elegans* (UCP 542) and its influence in the decolorization of textile azo dye Orange II. **Clean Techn Environ Pollicy**. v. 15, p. 179-184. 2013.

SILVA, T.A.L.; TAMBOURGI, E.B.; CAMPOS TAKAKI, G.M. Inorganic polyphosphate accumulation by *Cunninghamella elegans* (UCP 542) and its influence in the decolorization of textile azo dye Orange II. *Clean Technologies and Environmental Policy*. v. 15, n. 1, p, 179–184, 2013.

ZENDEHDEI, M.; KALATEH, Z.; ALIKHANI, H. Efficiency evaluation of nay zeolite and tio2/nay zeolite in removal of methylene blue dye from aqueous solutions. Iran. **Journal Environ. Health. Sci. Eng**, v. 8, n. 3, p. 265-272 2011.