

UNIVERSIDADE FEDERAL DE PERNAMBUCO
CENTRO DE TECNOLOGIA E GEOCIÊNCIAS
Departamento de Engenharia Química

G
E
Q



**Trabalho de Conclusão de
Curso**

**EFEITO DAS FONTES DE CARBONO E
NITROGÊNIO NA PRODUÇÃO DE PIGMENTO POR
Penicillium expansum EM FERMENTAÇÃO
SUBMERSA**

Maria Renata De Oliveira Martins

Orientadora: Prof. Dr. Pedro Ferreira de Souza Filho

MARIA RENATA DE OLIVEIRA MARTINS

TRABALHO DE CONCLUSÃO DE CURSO

**Efeito das fontes de carbono e nitrogênio na produção de pigmento por
Penicillium expansum em fermentação submersa**

Trabalho de Conclusão de Curso
apresentado à Coordenação do Curso
de Engenharia Química da Universidade
Federal de Pernambuco como requisito
para a obtenção do título de Bacharel
em Engenharia Química.

Orientador: Prof. Dr. Pedro Ferreira de
Souza Filho

RECIFE

2025

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

Martins, Maria Renata de Oliveira.

Efeito das fontes de carbono e nitrogênio na produção de pigmento por
Penicillium expansum em fermentação submersa / Maria Renata de Oliveira
Martins. - Recife, 2025.

57 p. : il., tab.

Orientador(a): Pedro Ferreira de Souza Filho

Trabalho de Conclusão de Curso (Graduação) - Universidade Federal de
Pernambuco, Centro de Tecnologia e Geociências, Engenharia Química -
Bacharelado, 2025.

Inclui referências.

1. Espectrofotômetro. 2. Fermentação submersa. 3. Pigmentos Fúngicos. 4.
Sustentabilidade. I. Filho, Pedro Ferreira de Souza. (Orientação). II. Título.

660 CDD (22.ed.)

MARIA RENATA DE OLIVEIRA MARTINS

**EFEITO DAS FONTES DE CARBONO E NITROGÊNIO NA PRODUÇÃO DE
PIGMENTO POR *Penicillium expansum* EM FERMENTAÇÃO SUBMERSA**

Trabalho de Conclusão de Curso apresentado à
Coordenação do Curso de Engenharia Química da
Universidade Federal de Pernambuco como
requisito para a obtenção do título de Bacharel em
Engenharia Química

Aprovado em: 15/08/2025

BANCA EXAMINADORA

Documento assinado digitalmente

 PEDRO FERREIRA DE SOUZA FILHO
Data: 22/08/2025 11:20:21-0300
Verifique em <https://validar.iti.gov.br>

Prof. Pedro Ferreira de Souza Filho (Orientador)
Universidade Federal de Pernambuco

Documento assinado digitalmente

 SARA HORACIO DE OLIVEIRA MACIEL
Data: 23/08/2025 09:47:14-0300
Verifique em <https://validar.iti.gov.br>

Profª. Sara Horácio de Oliveira Maciel (Examinadora interna)
Universidade Federal de Pernambuco

Documento assinado digitalmente

 GISELY ALVES DA SILVA
Data: 22/08/2025 13:41:30-0300
Verifique em <https://validar.iti.gov.br>

Profª. Gisely Alves da Silva (Examinadora interna)
Universidade Federal de Pernambuco

AGRADECIMENTOS

Agradeço, primeiramente, a Deus e a nossa senhora, por me conceder força, saúde, sabedoria, caminhos e sonhos ao longo dessa jornada acadêmica.

Aos meus pais, meu irmão e toda minha família, pelo apoio em todos os momentos, amor incondicional, compreensão e incentivo contínuo durante toda minha trajetória acadêmica. Sem vocês eu não conseguaria, vos amo muito.

Ao meu orientador, Professor Pedro Souza Filho, pelo apoio, ensinamentos, paciência e confiança depositada em mim durante a escrita do trabalho de conclusão de curso.

Ao Departamento de Engenharia Química da UFPE, pela estrutura, materiais e suporte técnico oferecido durante os experimentos e por proporcionar oportunidades imensas para o desenvolvimento humano e profissional.

E, por fim, a todos que fizeram parte da UFPE durante o tempo de convívio. Cada um de alguma forma contribuiu para minha formação como cidadã e profissional.

“A ciência de hoje é a tecnologia de amanhã.”

— Edward Teller

“A persistência é o caminho do êxito” (Charles Chaplin).

“A inteligência é o único meio que possuímos para dominar os nossos instintos” (Sigmund Freud).

RESUMO

A cor é um fenômeno perceptivo influenciado por fatores físicos e psicológicos. Pigmentos são substâncias que absorvem e refletem luz, gerando cor, e são amplamente utilizados em setores como têxtil, alimentício e cosmético. Desde a antiguidade, pigmentos naturais como ocres e extratos vegetais eram usados em pinturas e práticas estéticas. No entanto, devido à baixa fixação e disponibilidade limitada, esses corantes foram substituídos por sintéticos. Entretanto os corantes sintéticos, amplamente usados nas indústrias têxtil e alimentícia, apresentam riscos toxicológicos e ambientais, como alergias e poluição por compostos de baixa biodegradabilidade derivados do petróleo. Diante disso, pigmentos fúngicos apresentam uma boa alternativa promissora para substituir os pigmentos de origem sintética. Os pigmentos são moléculas que podem dar cor a outras substâncias. A cor que é emitida pelos pigmentos indica a radiação eletromagnética que o olho humano consegue detectar. Em função disso o principal objetivo deste trabalho foi de desenvolver pigmentos a base do fungo *Penicillium expansum*, em que foi usado diferentes fontes carbono (glicose, frutose, amido e celulose) e nitrogênio (NaNO_3 , $(\text{NH}_4)_2\text{SO}_4$, extrato de levedura e triptona) em fermentação submersa em frascos Erlenmeyer. Os frascos ficaram numa mesa agitadora por 7 dias para, em seguida, analisar o crescimento do fungo e rendimento dos pigmentos. A detecção de pigmentos foi feita por meio da espectrometria na região do UV-VIS. Portanto, este trabalho permitiu observar que o fungo apresenta melhor desempenho em meios contendo frutose e glicose, com relação a produção de biomassa e pigmentos, conforme analisado em espectrofotômetro. Observou-se predominância de picos na região do ultravioleta, especialmente nos meios contendo frutose, evidenciando o potencial de aplicação desses resultados em práticas de sustentabilidade e em processos industriais que utilizam fungos produtores de pigmentos.

Palavras-chave: Espectrofotômetro. Fermentação submersa. Pigmentos fúngicos. Sustentabilidade.

ABSTRACT

Color is a perceptual phenomenon influenced by physical and psychological factors. Pigments are substances that absorb and reflect light, generating color, and are widely used in sectors such as textiles, food, and cosmetics. Since antiquity, natural pigments such as ochres and plant extracts have been used in paintings and aesthetic practices. However, due to their low fixation and limited availability, these natural dyes were replaced by synthetic ones. Nevertheless, synthetic dyes, widely used in the textile and food industries, present toxicological and environmental risks, such as allergies and pollution caused by petroleum-derived compounds of low biodegradability. In this context, fungal pigments represent a promising alternative to replace synthetic pigments. Pigments are molecules capable of imparting color to other substances. The color emitted by pigments indicates the electromagnetic radiation detectable by the human eye. Therefore, the main objective of this study was to develop pigments based on the fungus *Penicillium expansum*, using different carbon sources (glucose, fructose, starch, and cellulose) and nitrogen sources (NaNO_3 , $(\text{NH}_4)_2\text{SO}_4$, yeast extract, and tryptone) in submerged fermentation in Erlenmeyer flasks. The flasks were placed on a shaker for seven days, after which fungal growth and pigment yield were analyzed. Pigment detection was carried out by spectrometry in the UV-Vis region. The results showed that the fungus performed better in media containing fructose and glucose regarding biomass and pigment production, as analyzed by spectrophotometry. A predominance of peaks in the ultraviolet region was observed, especially in the media containing fructose, highlighting the potential application of these findings in sustainable practices and industrial processes involving fungal pigment production.

Keywords: Spectrophotometer; Submerged fermentation; Fungal pigments; Sustainability.

LISTA DE FIGURAS

Figura 1 - Placa contendo fungo usada na raspagem para inoculação.....	23
Figura 2 - Meios contendo glicose e frutose antes e após autoclave.....	25
Figura 3 - Câmara de Neubauer usada para contagem de esporos	26
Figura 4 - Espectrômetro usado na prática	29
Figura 5 - Análise do crescimento do fungo	30
Figura 6 - A Biomassa (úmida) em duplicata no Erlenmeyer da frutose e glicose ..	31
Figura 7 - A biomassa crescida e massa úmida separada da celulose /amido	33
Figura 8 - Formação de pigmento do meio contendo celulose e frutose	34
Figura 9 - Formação de pigmento contendo celulose e amido	35
Figura 10 - Análise espectrofotométrica das amostras de 1A, 2A até 4A e 4B	36
Figura 11 - Análise espectrofotométrica 5A, 5B, até 8A e 8B.....	39
Figura 12 - Análise espectrofotométrica 9A, 9B até 12A e 12B.....	41
Figura 13 - Análise espectrofotométrica 13A, 13B até 16A e 16B.	43
Figura 14 - Análise espectrofotométrica 1A, 2A até 4A e 4B Diluídos	45
Figura 15 - Análise espectrofotométrica de 5 A,5B até 8 A e 8B frutose diluída ..	47
Figura 16 - Análise espectrofotométrica 9A ,9B até 12A e 12B em amido diluído ..	49
Figura 17 - Análise espectrofotométrica 13A, 13B até 16A e 16B em celulose diluída.....	51

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 - Composição dos meios salinos preparados	24
Tabela 2 - Composição dos meios em glicose e frutose	25
Tabela 3 - Numeração para análises do experimento.....	28
Tabela 4 - Massa média da frutose e glicose em gramas.....	32
Tabela 5 - Massa média da celulose e amido em gramas	34
Tabela 6 - Perfil Espectrofotométrico de 1A, 2 A até 4A e 4B.	38
Tabela 7 - Perfil e Espectrofotométrico de 5A, 5B até 8A e 8B.	40
Tabela 8 - Perfil Espectrofotométrico de 9A, 9B até 12A e 12B	42
Tabela 9 - Perfil Espectrofotométrico 13A, 13B até 16A e 16B	44
Tabela 10 -Perfil Espectrofotométrico de 1A, 1B até 4A e 4B em glicose diluída....	46
Tabela 11 - Perfil Espectrofotométrico de 5A, 5B até 8A e 8B em frutose diluída. ...	48
Tabela 12 - Perfil Espectrofotométrico de 9A, 9B até 12A,12B em amido diluído	50
Tabela 13 - Perfil Espectrofotométrico 13A,13B até 16A e 16B em celulose diluída	52

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO	12
1.1 OBJETIVOS	14
1.1.1. Objetivos específicos	14
2 REVISÃO DE LITERATURA.....	15
2.1. REINO FUNGI.....	15
2.2. FUNGOS FILAMENTOSOS	16
2.3 METABOLITOS SECUNDARIOS	17
2.4 FERMENTAÇÃO SUBMERSA DE FUNGOS FILAMENTOSOS	17
2.5 PIGMENTOS	18
2.6 PRODUÇÃO DE PIGMENTOS POR FUNGOS	19
2.7 APLICAÇÕES DO PIGMENTO PRODUZIDO PELO FUNGO.....	20
3 MATERIAIS E METODOLOGIA.....	23
3.2. MEIOS DE CULTIVO	24
3.3. PREPARO DO INÓCULO	25
3.4. INOCULAÇÃO	26
3.5 SEPARAÇÃO DA BIOMASSA	27
3.6 EXTRAÇÃO DO PIGMENTO	27
3.7 ANÁLISE DOS PIGMENTOS	28
4 RESULTADOS E DISCUSSÕES	30
4.1 AVALIAÇÃO CRESCIMENTO DOS FUNGOS EM GLICOSE E FRUTOSE	30
4.3 MASSA MICROBIOLÓGICA ANALISADA DE CELULOSE E AMIDO	32
4.2.2 PRODUÇÃO DE PIGMENTO	34
4.3 DETERMINAÇÃO DA COR (ESPECTROFOTOMETRIA)	35
4.3.1 Glicose como fonte de carbono	36
4.3.2 Frutose como fonte de carbono	38
4.3.3 Amido como fonte de carbono	40
4.3.4 Celulose como fonte de carbono	43
4.4 ESPECTROMETRIA DILUÍDA	45
4.4.1 Glicose como fonte de carbono para o meio diluído.	45
4.4.2 Frutose como fonte de carbono para o meio diluído.	47
4.4.3 Amido como fonte de carbono para o meio diluído.	48

4.4.4 Celulose como fonte de carbono para o meio diluído	50
5 CONCLUSÃO.....	53
REFERÊNCIAS.....	54

1 INTRODUÇÃO

A definição de cor varia conforme a área do conhecimento. Por exemplo, na psicologia, é percebida como uma experiência subjetiva, enquanto na arte, vista como uma ferramenta de expressão, entendendo a cor como um fenômeno perceptivo resultante da interação de objetos, iluminação e sistema visual humano. Ela é influenciada por fatores físicos, contextuais e psicológicos, desempenhando um papel essencial na interpretação do mundo e em diversas aplicações práticas cotidianas (Duarte; Silva, 2023).

Desse modo os pigmentos são definidos como materiais que absorvem seletivamente a luz visível e refletem determinados comprimentos de onda, resultando na percepção de cor (Specialchem, 2022). Devido às suas propriedades ópticas e químicas, são amplamente empregados em vários setores industriais têxteis e áreas científicas para conferir cor a materiais como tintas, plásticos, tecidos, embalagens, alimentos, cosméticos e medicamentos. A maior parte dos corantes naturais é extraída de plantas, entretanto também pode ser proveniente de animais ou micro-organismos (Silva; Batista; Reis, 2021).

Na antiguidade, pigmentos naturais como ocres e óxidos de ferro eram usados como corantes. Arqueólogos encontraram evidências de que os homens pré-históricos usavam tinta para propósitos estéticos, como por exemplo a pintura corporal. Existem pinturas em cavernas e pedras que podem ter mais de 4000 anos classificados como rupestres (Pimentel, 2012).

Os egípcios, por sua vez, enfeitavam o interior dos palácios com pinturas feitas de pigmentos retirados de plantas regionais (Ferreira; Nogueira; Graciani, 2013). Até meados do século XIX, os corantes eram obtidos exclusivamente de fontes vegetais ou animais.

As características naquela época mostravam que muitas destas substâncias naturais estavam longe do ideal para uso desejado. Esse problema se somava a diversas limitações, como fixação insatisfatória e disponibilidade restrita (Samanta; Agrawal, 2009). O conjunto dessas dificuldades impulsulsionou o desenvolvimento de corantes sintéticos com propriedades tecnicamente superiores, de baixo custo, alta resistência tintorial, estabilidade química, independente de clima, ecologia, ou mesmo rotas comerciais (Rana *et al.*, 2021; Gueiros; Gomes; Ribeiro, 2022).

Nesse contexto William Henry Perkin foi o primeiro estudioso a criar um corante sintético desenvolvido num laboratório na sua própria casa durante o século XIX, enquanto tentava preparar o alcaloide quinina, mas seu trabalho experimental resultou na obtenção de um corante sintético hidrossolúvel, adequado ao tingimento de seda. A partir da descoberta dos corantes sintéticos em 1856, os corantes naturais foram gradativamente sendo substituídos (Science History Institute, 2025).

Entretanto, uma pesquisa divulgada na revista *Nature Reviews Earth & Environment* indica que os principais problemas associados ao uso e descarte dos corantes sintéticos, seja na indústria de alimentos ou tecidos, destacam-se as propriedades toxicológicas se consumidos em altas quantidades, podendo destacar reações alérgicas, e urticárias bem como aos ambientes naturais em todo o mundo (Rana *et al.*, 2021; Lopes; Ligabue-Braun, 2021).

Atualmente setores de alimentação, têxtil e fármacos têm demonstrado um interesse crescente em alternativas naturais; o que impulsiona o mercado é o desejo do consumidor de usar corantes naturais em vez de sintéticos, pois os corantes naturais e veganos, além de terem propriedades nutricionais, têm efeito antioxidante e são biodegradáveis (Rana *et al.*, 2021).

Nesse contexto, destaca-se como alternativa promissora a produção de pigmentos por micro-organismos, que se mostra vantajosa principalmente em termos de sustentabilidade e viabilidade de aplicação industrial (Lopes; Ligabue-Braun, 2021).

Os pigmentos microbianos configuram-se como uma alternativa em relação a outros aditivos extraídos de animais ou vegetais, pois não apresentam sazonalidade e podem ser produzidos em larga escala. A obtenção dessas substâncias depende diretamente da composição dos meios de cultura, das fontes de carbono e nitrogênio disponíveis, além das condições de pH e temperatura, fatores que influenciam as reações metabólicas e as trocas gasosas dos micro-organismos (Silva; Oliveira; Souza, 2020).

Entre os micro-organismos produtores, os fungos filamentosos merecem destaque, uma vez que apresentam ampla diversidade de metabólitos secundários, incluindo os corantes, utilizados em alimentos, tecidos e até na formulação de fármacos. A espécie *Penicillium expansum* se sobressai por sua capacidade de

produzir diversos compostos secundários, entre os quais se encontram pigmentos de interesse industrial, especialmente nas áreas têxtil e de tintas naturais (Lopes, 2011).

Diante do exposto, o presente trabalho foi idealizado de forma a desenvolver processos biotecnológicos para a produção de corantes à base do fungo *Penicillium expansum* em processos laboratoriais.

1.1 OBJETIVOS

Avaliar a produção de pigmento pelo fungo filamentoso *Penicillium expansum*, em meio líquido utilizando diferentes fontes de carbono e nitrogênio.

1.1.1. Objetivos específicos

- Determinar a produção de biomassa pelo fungo *P. expansum* em meio líquido com diferentes fontes de carbono e nitrogênio.
- Determinar a produção de pigmento pelo fungo *P. expansum* em meio líquido com diferentes fontes de carbono e nitrogênio através de espectrofotometria.

2 REVISÃO DE LITERATURA

2.1. REINO FUNGI

Os fungos são organismos muito importantes, não somente devido a seu papel vital no ecossistema, mas também por causa da sua influência sobre os seres humanos e suas atividades. O Reino Fungi pertence ao Domínio Eukarya definido como um reino formado por organismos eucariontes que podem ser unicelulares ou pluricelulares, apresentam tecidos verdadeiros e estão presentes em uma ampla variedade de ambientes. Este reino inclui entidades como cogumelos, bolores, orelhas-de-pau, líquens, entre outros (Cavalcante; Campos; Lima, 2019; Patrício et al., 2021).

Durante muito tempo, os fungos foram classificados no reino Plantae, em razão de algumas semelhanças morfológicas observadas com as plantas. Entretanto, diferenciam-se essencialmente por não possuírem clorofila nem outros pigmentos fotossintéticos, característica marcante das espécies vegetais. A maioria dos fungos apresenta organização multicelular, sendo composta por hifas; contudo, também existem formas unicelulares, como é o caso das leveduras. Além disso, esses organismos podem reproduzir-se tanto de forma sexuada quanto assexuada, apresentando ciclos reprodutivos bastante diversificados. Estes obtêm nutrientes por absorção, após a secreção de exoenzimas que digerem matéria orgânica externamente, seguida da absorção dos produtos resultantes por meio do micélio (Vieira; Fernandes, 2012).

Devido à sua grande importância econômica e ecológica, o potencial desses organismos vem sendo estudado e analisado pela humanidade desde o seu surgimento (Johan et al., 2014). Aproximadamente 1,5 milhão de espécies de fungos são estimadas, porém apenas uma pequena parte — cerca de 5% — foi formalmente descrita e classificada até o momento. De acordo com essa estimativa, os fungos são o segundo maior grupo de organismos vivos, ficando atrás apenas dos insetos em termos de número de espécies (Sheldrake, 2021; Lopes, 2011).

Os fungos Apresentam características de extrema importância no equilíbrio dos ecossistemas, pois participam da reciclagem da matéria orgânica, fazendo a decomposição (Tortora; Funke; Case, 2017). Dentre as espécies conhecidas, muitas afetam a vida humana pois são usadas na alimentação, como as quase 200 espécies de cogumelos, sendo algumas delas largamente cultivadas, como o shiitake, o shimeji

e o champignon. Do ponto de vista ecológico, os fungos ocupam o último nível trófico nas cadeias alimentares, sendo considerados organismos que realizam a decomposição (LibreTexts; OpenStax, 2025).

Os fungos além de serem essenciais como decompósitos e na indústria de alimentos e bebidas, também desempenham um papel crucial na indústria farmacêutica, produzindo antibióticos como a penicilina, descoberta por Alexander Fleming em 1929 e amplamente usada para o tratamento de infecções por bactérias (Castro; Pereira, 2020). São importantes como produtores de pigmentos naturais destacando os fungos dos gêneros *Penicillium* com o potencial para substituir corantes sintéticos em diferentes setores industriais, permitirem produção controlada por fermentação e escalonamento industrial eficiente (Alegebe; Uthman, 2024).

Na indústria, os fungos apresentam importância na produção de alimentos e bebidas fermentadas, na obtenção de antibióticos, como a penicilina, e na geração de compostos bioativos de interesse farmacêutico e biotecnológico. também se destacam em processos de biorremediação, atuando na degradação de poluentes e contribuindo para a recuperação de ambientes contaminados (Tortora; Funke; Case, 2017).

2.2. FUNGOS FILAMENTOSOS

A produção de corantes por meio de fungos filamentosos tem despertado interesse devido à ampla diversidade de espécies fúngicas, à variedade de compostos que podem ser produzidos e à possibilidade de se desenvolver uma fabricação em larga escala de maneira controlada. Os fungos da espécie *Talaromyces* são reconhecidos por produzirem uma grande variedade de metabólitos, incluindo pigmentos chamados azafilonas, que se assemelham aos encontrados em *Monascus*, e podem ser utilizados como corantes naturais em aplicações industriais (Glaessner et al., 2019).

As colônias dos fungos filamentosos representam a maior parte do Reino Fungi, caracterizando-se por apresentarem múltiplas células organizadas em hifas que são estruturas longas, filamentosas e agrupadas, formam o micélio. O micélio varia sua morfologia com cada gênero de fungos filamentosos, eles podem ser aveludados, algodonoso e crescimento rápido ou lento (Silva; Souza, 2013).

Esses organismos, que se reproduzem através de esporos, têm uma função vital como agentes de decomposição na natureza e são amplamente empregados em várias áreas industriais como na produção de pigmentos (Lopes, 2011. Nogueira et

al., 2021). Como habitat, costumam viver em locais úmidos para se reproduzir. Podem ser encontrados em diversos ambientes, incluindo lugares inóspitos como desertos, sedimentos marinhos e áreas com alta salinidade (Tortora; Funke; Case, 2017).

2.3 METABOLITOS SECUNDARIOS

O metabolismo dos micro-organismos pode ser classificado em primário ou secundário. O metabolismo primário engloba as reações bioquímicas essenciais para o crescimento, desenvolvimento e reprodução celular, incluindo vias como a glicólise e a síntese de aminoácidos, que fornecem energia e precursores metabólicos necessários ao funcionamento das células fúngicas (Lopes, 2011) .

Por outro lado, o metabolismo secundário está associado à produção de substâncias que não são indispensáveis à reprodução ou à sobrevivência imediata do organismo, mas cuja síntese pode ser influenciada pela composição do meio de cultivo. Esses metabólitos secundários conferem vantagens adaptativas e ecológicas, sendo responsáveis pela formação de compostos de interesse biotecnológico, como pigmentos, antibióticos e micotoxinas (Lopes, 2011). A penicilina foi o primeiro metabólito secundário a ser produzido em larga escala. Foi descoberto por Fleming em 1928, produzido pelo fungo *Penicillium chrysogenum*, um fungo filamentoso (Specian et al., 2014).

Um grupo de micro-organismos que tem se destacado nas últimas décadas pela produção de metabólitos bioativos é o dos endófitos (aqueles que habitam o interior de tecidos vegetais sem causar danos aparentes ao hospedeiro), especialmente os fungos, que representam uma importante fonte genética para a biotecnologia. Esses micro-organismos têm estimulado o interesse da comunidade científica, devido à produção de metabólitos secundários com aplicações biotecnológicas na indústria alimentícia e farmacêutica (Strobel,Daise,2003).

2.4 FERMENTAÇÃO SUBMERSA DE FUNGOS FILAMENTOSOS

A Fermentação Submersa (FS) apresenta processos difusos e de misturas facilitados pelo caráter homogêneo do sistema e seu monitoramento e controle em tempo real são facilitados pelas muitas informações disponíveis sobre cinéticas de crescimento e produção nestes sistemas (Castro; Pereira Jr., 2006). O micro-organismo é inoculado diretamente em meio nutriente líquido.

Para os fungos filamentosos, a fermentação pode ser iniciada tanto pela introdução de esporos quanto pela introdução de micélios que já foram cultivados em uma fase anterior, proporcionando benefícios como o controle rigoroso de fatores físicos, pH e temperatura, o que facilita a gestão e a supervisão desse tipo de cultura (Singh *et al.*, 2019). Enquanto na fermentação em estado sólido (FES), o crescimento dos fungos normalmente se restringe às interações com a matriz sólida, nos cultivos submersos, o fungo filamentoso enfrenta uma maior diversidade de forças hidrodinâmicas, provocadas pela agitação e oxigenação nos biorreatores. Assim, a forma de crescimento do micro-organismo em FS pode variar desde a criação de micélios isolados, grupos compactos de hifas ou a formação de pellets (El-Enshasy, 2007).

Na fermentação submersa, os nutrientes estão sempre disponíveis para o micro-organismo, favorecendo um crescimento satisfatório e incentivando a produção de metabólitos secundários. Essa técnica proporciona uma maior uniformidade e desenvolve uma forma mais simples a extração dos pigmentos do líquido (Silva *et al.*, 2021).

2.5 PIGMENTOS

Embora tecnicamente distintos, os termos corante e pigmento são utilizados como sinônimos em estudos relacionados à produção de compostos coloridos por organismos vivos (Da Silva, 2013). Tratando-se de micro-organismos, sabe-se que são fontes capazes de produzir substâncias químicas resultantes do metabolismo primário e secundário, envolvendo vias metabólicas responsáveis pela síntese de produtos naturais (Melo, 2002).

Nos últimos anos, a produção de corantes naturais tem ganhado destaque tanto em relação à saúde humana quanto à preservação ambiental posto que são capazes de dar cor a materiais e objetos. É justamente esse o significado do termo pigmento, moléculas capazes de dar cor a outras substâncias. (Alegebe; Uthman, 2024).

Corantes naturais, sintéticos e artificiais diferem principalmente em relação à origem e ao método de produção. Os corantes naturais provêm de fontes naturais, ao passo que os corantes sintéticos são produzidos por meio de processos químicos que usam materiais petroquímicos. Por outro lado, os corantes artificiais constituem uma subcategoria dos sintéticos, criados para imitar a aparência dos corantes de origem

natural. Consequentemente seu consumo intensivo de água e a necessidade de mordentes, gera bastante resíduos no ambiente, comprometendo o equilíbrio ecológico de ambientes naturais (Chavan, 2013). Além disso, cada categoria apresenta diferentes prós e contras no que diz respeito ao custo, à variedade de cores disponíveis e à segurança para uso humano e ambiental (Alegebe; Uthman, 2024).

Os corantes naturais apresentam inúmeras vantagens, sendo biodegradáveis e de baixa toxicidade, possuem maior valor comercial frente aos produtos sintéticos, além de apresentarem atividades antioxidantes e antibióticas (Yusuf; Shabbir; Mohammad, 2017). Já os corantes artificiais são amplamente utilizados na indústria alimentícia para melhorar a aparência dos produtos, tornando-os mais atrativos para os consumidores. No entanto, seu uso tem sido associado a diversos efeitos adversos à saúde, especialmente quando consumidos em excesso (Prado, 2021).

Atualmente a indústria de corantes e pigmentos busca por elevada produtividade, facilidade nos processos, incorporação de tecnologias inovadoras e investimentos contínuos em pesquisa e desenvolvimento (P&D), com destaque para países que priorizam a inovação tecnológica (Peres, 2024). Entre os destaques, os pigmentos naturais produzidos por micro-organismos, especialmente fungos, têm ganhado relevância nas últimas décadas, sendo reconhecidos como uma opção sustentável e sem impactos ambientais significativos.

Os pigmentos têm a habilidade de emitir cores ao interagirem com a radiação eletromagnética na faixa do espectro visível, que vai de 380 a 780 nm correspondente à parte que o olho humano consegue perceber. Esse processo envolve a absorção seletiva de determinados comprimentos de onda e a reflexão ou transmissão dos demais, fenômenos diretamente relacionados à absorção e à refração da luz incidente. Quando um pigmento absorve uma faixa específica do espectro, a cor percebida corresponde, geralmente, à cor complementar daquela absorvida (Mapari et al., 2005).

2.6 PRODUÇÃO DE PIGMENTOS POR FUNGOS

O gênero *Penicillium* é um conjunto de fungos em forma de filamento que faz parte do Filo Ascomycota, encontrado de maneira abundante na natureza, principalmente em solos, resíduos orgânicos em processo de decomposição e produtos alimentares. É um dos gêneros de fungos que mais têm sido pesquisados e é considerado significativo tanto para a ecologia quanto para a indústria. As colônias

geralmente apresentam coloração verde e azulada, mas também podem ser esbranquiçadas, acinzentadas ou amareladas, dependendo da espécie (Silva; Oliveira; Souza, 2020).

O gênero *Penicillium* é amplamente destacado na produção de pigmentos naturais com inúmeras aplicações industriais, principalmente nos setores alimentício, farmacêutico e cosmético (Silva et al., 2021). O Quadro 1 apresenta alguns dos principais tipos de pigmentos produzidos por espécies de *Penicillium*, bem como suas respectivas colorações predominantes.

Quadro 1-Pigmentos produzidos por diferentes espécies de *Penicillium*

<i>Penicillium</i>	Pigmentos	Cor predominante	Tipo
<i>Penicillium purpurogenum</i>	Purpurogenum, Rubratoxina, Monascorubrina	Roxo, vermelho	Quinonas, Poliacetilenos
<i>Penicillium chrysogenum</i>	Pigmentos Secundários diversos	Marrom	Carotenoides, Quinonas
<i>Penicillium Oxalicum</i>	Xantofilas e quinonas	Amarelo	Carotenoides, Quinonas
<i>Penicillium Citrinum</i>	Citrina	Amarelo claro	Micotoxina / Pigmento
<i>Penicillium expansum</i>	Pigmentos azuis esverdeados	Azul, verde- azulado	Derivados fenólicos e indólicos

Fonte: Adaptado de Silva et al. (2021); Mapari et al. (2005).

2.7 APLICAÇÕES DO PIGMENTO PRODUZIDO PELO FUNGO

É de extrema importância destacar que os fungos filamentosos podem sintetizar pigmentos, posto que estes têm uma função ecológica de serem muito valiosos para as indústrias. No setor têxtil e cosmético, são explorados pela diversidade de tonalidades e estabilidade, substituindo compostos artificiais potencialmente tóxicos. Além disso, alguns pigmentos apresentam propriedades antioxidantes e antimicrobianas , ampliando seu potencial de aplicação no campo

farmacêutico. Pigmentos produzidos por fungos como *Monascus*, *Penicillium*, *Aspergillus* e *Fusarium* demonstraram propriedades antioxidantes e antimicrobianas relevantes. Os fungos do gênero *Monascus* se destacam como produtores de pigmentos naturais, usado para corantes de alimentos principalmente em países no oriente (Tseng et al., 2000). A produção de biocorantes e tingimento de tecidos de lã a partir do fungo *Fusarium oxysporum*, posteriormente conduzindo para estudos para avaliar a influência da concentração de sais, pH e temperatura no banho de tingimento tiveram bons êxitos nos resultados desenvolvidos (Nagia; Mohamedy, 2007).

Os pigmentos produzidos por *Penicillium expansum* têm sido investigados como alternativas naturais aos corantes sintéticos na indústria alimentar. Contudo, é necessária cautela, uma vez que algumas cepas podem produzir micotoxinas, como a patulina. Por isso, o uso seguro requer seleção de cepas não-toxigênicas, padronização dos protocolos de produção e deve estar em conformidade com a regulamentação vigente, que é restritiva devido ao potencial de produção de patulina e outras micotoxinas (Lopes, 2011).

O pigmento em questão apresenta grande interesse para a formulação de cosméticos, principalmente devido à sua coloração característica, que varia do verde ao amarelo. Entretanto, seu uso deve restringir-se a cepas atóxicas e requer a validação da segurança toxicológica (Meinicke, 2020).

Estudos indicam que seus compostos pigmentares possuem propriedades antibacterianas , antifúngicas e propriedades antioxidantes (Maparl et al., 2005),, demonstrando seu potencial para uso em formulações terapêuticas ou como agentes antimicrobianos naturais (Velmourougane; Srinivasan, 2017). Ademais, estudos no campo têxtil investigam a aplicação desses pigmentos em processos de tingimento ecológico como uma alternativa sustentável aos corantes sintéticos, com o objetivo de minimizar os efeitos ambientais da indústria da moda (Santos-Ebinuma et al., 2013). Pode dispensar uso de mordentes tóxicos; maior estabilidade quando associado a pH controlado (Venil, 2015; Meinicke, 2020). O seguinte quadro 2 detalha as aplicações em diferentes setores industriais.

Quadro 2 – Aplicações potenciais de pigmentos microbianos em diferentes áreas industriais.

Área	Pigmento / Metabólito produzido	Aplicações potenciais	Observações
Têxtil	Pigmentos azuis, marrons e esverdeados (derivados de antraquinonas e outros compostos fenólicos)	Tingimento ecológico de fibras naturais (algodão, seda, lã) com boa fixação de cor	Pode dispensar uso de mordentes tóxicos; maior estabilidade quando associado a pH controlado
Alimentícia	Pigmentos naturais (ex.: poliacetilenos coloridos) – atenção: algumas cepas produzem micotoxinas	Uso potencial apenas após seleção de cepas não toxigênicas e padronização de produção	Regulamentação restritiva devido à produção de patulina e outras micotoxinas
Cosmética	Pigmentos fenólicos com estabilidade moderada à luz	Formulação de cosméticos naturais (somente com cepas atóxicas)	Exige validação de segurança toxicológica
Farmacêutica	Compostos bioativos (ex.: penicillins-like, antraquinonas com atividade antimicrobiana)	Desenvolvimento de agentes antimicrobianos e antioxidantes	Potencial ainda pouco explorado;
Biotecnológica	Enzimas associadas à biossíntese de pigmentos (policetídeo sintases)	Engenharia metabólica para produção de pigmentos e derivados	Pode ser cultivado em substratos agroindustriais como subproduto de fermentação sustentável

Fonte: Adaptado de Lopes (2011); Meinicke (2020);

3. MATERIAIS E METODOLOGIA

3.1-MICRO-ORGANISMO

O fungo utilizado no presente experimento foi *Penicillium expansum* (Figura 1), obtido a partir da coleção de culturas do Laboratório de Microbiologia Industrial e Biotecnologia Ambiental, vinculado ao Departamento de Engenharia Química da Universidade Federal de Pernambuco (UFPE).

Figura 1 - Placa contendo fungo usada na raspagem para inoculação



Fonte: A autora, 2025

3.1.1 Meio de Manutenção

O micro-organismo foi mantido em placas de Petri contendo meio de cultivo Sabouraud, composto por peptona bacteriológica ($10 \text{ g}\cdot\text{L}^{-1}$), D(+)-glicose anidra ACS ($40 \text{ g}\cdot\text{L}^{-1}$) e ágar bacteriológico ($15 \text{ g}\cdot\text{L}^{-1}$). As placas foram incubadas em estufa a 30°C por 7 dias e posteriormente armazenadas em geladeira por um mês.

Para a preparação do inóculo, foram utilizadas duas placas de cultura. Uma placa foi destinada aos meios contendo glicose e frutose, e a outra aos meios contendo celulose e amido.

3.2. MEIOS DE CULTIVO

Os meios para crescimento do fungo foram preparados a partir da dissolução de uma fonte de carbono e uma de nitrogênio em um meio salino cuja composição está descrita na Tabela 1.

Tabela 1 - Composição dos meios salinos preparados

Componente	Concentração (g.L ⁻¹)
KH ₂ PO ₄	1,76
KCl	0,76
MgSO ₄ .7H ₂ O	1,55
FeSO ₄ .7H ₂ O	0,0022
CuSO ₄ .H ₂ O	0,0016
MnCl ₂ .4H ₂ O	0,0016
ZnCl ₂	0,001

Fonte: A autora, 2025.

Procedeu-se à homogeneização da solução salina até a completa diluição, a qual foi posteriormente fracionada em alíquotas de 100 mL, numeradas de 1 a 16 em duplicata.

Em seguida, foram adicionados os componentes correspondentes, conforme descrito na Tabela 2, contemplando diferentes combinações de fontes de carbono — glicose e frutose (3,0 g·L⁻¹) e amido e celulose (1,5 g·L⁻¹) — associadas à fonte de nitrogênio (0,6 g·L⁻¹).

Tabela 2 - Composição dos meios em glicose e frutose

FRASCO Nº	Açúcar	Fonte de nitrogênio
1	Glicose	Nitrato de sódio (NaNO_3)
2		Sulfato de amônio ($(\text{NH}_4)_2\text{SO}_4$)
3		Extrato de levedura
4		Triptona
5	Frutose	Nitrato de sódio (NaNO_3)
6		Sulfato de amônio ($(\text{NH}_4)_2\text{SO}_4$)
7		Extrato de levedura
8		Triptona
9	Amido	Nitrato de sódio (NaNO_3)
10		Sulfato de amônio ($(\text{NH}_4)_2\text{SO}_4$)
11		Extrato de levedura
12		Triptona
13	Celulose	Nitrato de sódio (NaNO_3)
14		Sulfato de amônio ($(\text{NH}_4)_2\text{SO}_4$)
15		Extrato de levedura
16		Triptona

Fonte: A autora, 2025.

Com os meios prontos , procedeu-se à esterilizados em autoclave a 121 °C por 15 minutos (Figura 2).

Figura 2 - Meios contendo glicose e frutose antes e após autoclave

Fonte: A autora, 2025

3.3. PREPARO DO INÓCULO

Aos meios prontos e estéreis, foi adicionada uma suspensão de esporos do fungo *P. expansum*. Para a obtenção dessa suspensão, foi adicionada água estéril, em quantidade adequada, sobre o meio onde o fungo havia crescido na placa de Petri.

Em seguida, os esporos foram cuidadosamente raspados com o auxílio de uma alça de platina e a suspensão obtida foi transferida para um pequeno Erlenmeyer estéril.

Com o objetivo de determinar a concentração de esporos, uma alíquota de 1 mL da suspensão foi diluída em 50 mL de água estéril. A suspensão diluída foi homogeneizada e, utilizando-se uma pipeta de Pasteur, transferida para uma câmara de Neubauer (Figura 3) previamente limpa e seca. A contagem dos esporos nos 25 quadrantes foi realizada em microscópio óptico.

Figura 3 - Câmara de Neubauer usada para contagem de esporos para determinação da concentração



Fonte: A autora, 2025.

3.4. INOCULAÇÃO

Para a inoculação dos meios de cultivo, foi considerado o volume da câmara de Neubauer, cujas dimensões são 1 mm × 1 mm × 0,1 mm, resultando em um volume de 0,1 mm³ (equivalente a 0,0001 ml) por quadrante. As fórmulas usadas estão na descrição a seguir.

$$C = \frac{\text{Número de esporos}}{10^{-4} \text{ ml}} \quad (\text{Eq.1})$$

$$C_1 V_1 = C_2 V_2 \quad (\text{Eq.2})$$

Onde:

- C_1 = concentração de esporos na suspensão obtida da placa de Petri (esporos/mL)

- C_2 = concentração após diluição 1:50 (esporos/mL)
- V_1 = volume da suspensão inicial (1 mL)
- V_2 = volume final (50 mL)
- N = número total de esporos contados nos quadrantes

A contagem da suspensão de esporos resultou em uma concentração final de $4,95 \times 10^7$ esporos/mL para a primeira amostra, utilizada na inoculação dos meios numerados de 1 a 8, contendo glicose e frutose como fontes de carbono. Para a segunda amostra, destinada à inoculação dos meios numerados de 9 a 16, cuja composição apresentava amido e celulose como fontes de carbono, a concentração final obtida foi de $5,05 \times 10^7$ esporos/mL. Ao aplicar esse valor na Equação 2, determinou-se um volume de inóculo de 0,2 mL para cada Erlenmeyer contendo 100 mL de meio, a fim de obter uma concentração inicial de esporos de 10^5 esporos/mL.

Portanto, a suspensão não diluída foi adicionada a cada um dos 32 frascos Erlenmeyer que foram, então, transferidos para uma mesa agitadora orbital, mantida a 30 °C e 120 rpm, onde permaneceram sob agitação constante por um período de sete dias. Esse procedimento teve como objetivo promover o crescimento micelial e a produção de pigmentos por *P. expansum* em condições de fermentação submersa.

3.5 SEPARAÇÃO DA BIOMASSA

Após o período de incubação em mesa agitadora, a biomassa formada foi separada do meio de cultivo com o auxílio de uma peneira. Em seguida, o material retido foi pressionado manualmente para remoção do máximo possível de umidade. O líquido extraído foi descartado e a biomassa úmida foi transferida para um vidro de relógio previamente identificado e, posteriormente, pesada em béquer utilizando uma balança analítica, obtendo-se, assim, a massa úmida final da biomassa analisada.

3.6 EXTRAÇÃO DO PIGMENTO

Para a extração dos pigmentos produzidos por *Penicillium expansum*, procedeu-se à utilização de etanol 99,5% como solvente extrator. A cada béquer contendo a biomassa úmida, foram adicionados 5 mL de etanol por grama de

biomassa, garantindo contato completo do material fúngico com o solvente para a eficiente solubilização dos pigmentos.

Em seguida, os frascos foram transferidos para uma mesa agitadora e mantidos sob agitação constante por 1 hora, a 120 rpm, em temperatura ambiente, visando maximizar a extração dos compostos coloridos.

Após esse período, a biomassa foi separada do solvente por meio de peneira, permitindo a coleta da fração líquida (sobrenadante), contendo os pigmentos extracelulares de interesse.

Os extratos líquidos obtidos foram transferidos para tubos estéreis devidamente rotulados e armazenados a -18 °C até a realização das análises, assegurando a preservação da integridade dos pigmentos.

3.7 ANÁLISE DOS PIGMENTOS

Os filtrados foram analisados em espectrofotômetro UV-Vis (Metash Pro) (Figura 4) para a obtenção do espectro de absorção e determinação do comprimento de onda de máxima absorção ($\lambda_{máx}$). As amostras foram analisadas entre 200 e 600.

A definição da cor produzida pelo fungo *P. expansum* usando a espectrofotometria está relacionada à medição da absorbância em diferentes comprimentos de onda em que foram divididos 4 grupos.

As análises foram conduzidas tanto para as amostras concentradas quanto para as amostras diluídas 1/5 (v/v) em etanol 99,5%, conforme descrito na Tabela 3, a fim de identificar os picos de absorbância e suas respectivas regiões do espectro.

Tabela 3 - Numeração para análises do experimento

Número	Amostra
1 a 4	Glicose
5 a 8	Frutose
9 a 12	Amido
13 a 16	Celulose

Fonte: A autora,2025

Figura 4 - Espectrômetro usado na prática



Fonte: A autora, 2025

4. RESULTADOS E DISCUSSÕES

4.1. AVALIAÇÃO DO CRESCIMENTO DOS FUNGOS EM GLICOSE E FRUTOSE

O crescimento microbiológico do fungo *P. expansum* constitui um parâmetro essencial para a avaliação da eficiência do processo fermentativo e da produção de pigmentos desse estudo. A Figura 5 ilustra a comparação do antes e depois da biomassa obtida após o período de fermentação de 7 dias sob agitação na mesa agitadora.

Figura 5 - Análise do crescimento do fungo



Fonte: A autora, 2025

A avaliação do crescimento microbiológico foi realizada com base na quantificação da biomassa úmida produzida. Na Figura 6, observa-se claramente que houve crescimento do fungo ao final do período de incubação considerado, evidenciando o desenvolvimento micelial ao longo do tempo. Posteriormente, a biomassa que foram pesados em balança analítica, possibilitaram a obtenção dessa massa úmida. É notório que houve um crescimento considerado pelo seu metabolismo, mostrando que os fungos se adaptam bem em ambos os meios de cultivo.

Figura 6 - A Biomassa (úmida) em duplicata no Erlenmeyer da frutose e glicose



Fonte: A autora, 2025

Os resultados das massas obtidas em duplicata para os meios contendo como fonte de carbono a glicose e frutose estão apresentados na Tabela 4 por meio das médias e o desvio padrão. Observa-se, preliminarmente, uma semelhança no crescimento microbiano entre os dois substratos em que se mostraram uniformes nos valores - indicando que a fonte de carbono influencia a produção de biomassa pelo fungo em ambos os meios de forma semelhantes.

Tabela 4 - Massa média da frutose e glicose em gramas

Meio	Média	Desvio Padrão
1	4,557	0,257
2	3,296	0,194
3	3,261	0,373
4	3,929	0,030
5	4,259	0,950
6	3,606	0,670
7	2,914	0,349
8	3,513	0,163

Fonte: A autora, 2025.

De acordo com a Tabela 4, é notório que o composto do meio 1 contendo glicose e NaNO₃ apresentou destaque por apresentar a maior produção média de biomassa (4,557 g), associada a um baixo desvio padrão (0,257 g). Então esse meio apresentou evidência de produtividade.

Entretanto, o meio 7, contendo frutose como fonte de carbono e sulfato de amônio ((NH₄)₂SO₄) como fonte de nitrogênio, apresentou o menor valor médio de biomassa (2,914 g), acompanhado de variação moderada (0,349 g), configurando-se como a condição menos propícia para o desenvolvimento do micro-organismo neste experimento.

Desse modo os resultados evidenciam a importância da escolha adequada das fontes de carbono e nitrogênio para otimizar o desenvolvimento microbiano, neste caso o melhor meio foi o da glicose.

4.3. MASSA MICROBIOLÓGICA ANALISADA DE CELULOSE E AMIDO

A Figura 7 a seguir ilustra a biomassa obtida após o período de fermentação de 7 dias sob agitação na mesa agitadora para os meios contendo amido e celulose.

Figura 7 - A biomassa crescida e massa úmida separada da celulose /amido



Fonte: A autora, 2025

Foi realizado o mesmo processo de separação da celulose e frutose, obtendo-se os valores de massa úmida média e desvio padrão apresentados na Tabela 5. A análise dos resultados evidenciou que o meio 9, aquele que contém amido como fonte de carbono e nitrato de sódio (NaNO_3) como fonte de nitrogênio, apresentou o maior valor médio, destacando-se como uma condição de destaque do crescimento microbiano.

Em contrapartida, o frasco 15 contendo celulose como fonte de carbono e extrato de levedura apresentou a menor massa média, juntamente com o menor desvio padrão (0,016 g), o que indica que esse meio foi o menos favorável para o crescimento do micro-organismo.

Os frascos de número 12 ($4,401 \pm 0,143$ g) e 11 ($4,051 \pm 0,181$ g) exibiram médias elevadas e dispersão reduzida, indicando que as condições de cultivo nesses casos contribuíram para uma produção de biomassa mais estável. Com bom destaque para o frasco 12 contendo amido como fonte de carbono e triptona como fonte de nitrogênio.

A Tabela 5 mostra os comportamentos do amido e celulose como fonte de carbono para o acompanhamento da biomassa durante a prática experimental , mostrando destaque dos meios de amido que apresentaram os maiores valores de biomassa desse experimento.

Tabela 5- Massa média da celulose e amido em gramas

Frasco enumerado	Média	Desvio padrão
9	4,703	0,442
10	3,445	0,350
11	4,051	0,181
12	4,401	0,143
13	3,130	0,434
14	3,553	0,074
15	2,912	0,016
16	3,630	0,965

Fonte: A autora, 2025.

4.2.2. PRODUÇÃO DE PIGMENTO

No processo contendo álcool após uma hora na mesa agitadora, observou-se que os meios de cultura produziram pigmentos de cor esverdeada de interesse, sendo que, em alguns deles, a coloração foi mais visível e intensa do que em outros, indicando uma maior produção de pigmentos conforme ilustrado na Figura 8.

Figura 8 - Formação de pigmento do meio contendo celulose e frutose

Fonte: A autora, 2025

Em relação ao meio contendo frutose e celulose notou-se que no mesmo processo os meios também demonstraram coloração com tonalidades brancas e esverdeadas de interesse demonstrado na Figura 9.

Figura 9 - Formação de pigmento contendo celulose e amido



Fonte: A autora, 2025

4.3- DETERMINAÇÃO DA COR (ESPECTROFOTOMETRIA)

A produção de pigmentos foi analisada por meio da técnica de espectrofotometria UV-Vis, que permite detectar compostos com propriedades cromóforas (que absorvem luz). Foi possível identificar os picos de absorbância das amostras em diferentes comprimentos de onda.

Esses dados permitiram observar como as substâncias produzidas pelo fungo interagem com a luz, revelando características específicas de sua composição. Cada pico indica a região do espectro em que a amostra absorve mais luz, o que está diretamente relacionado à sua estrutura química e aos grupos funcionais presentes.

Essas informações ajudam a entender melhor o comportamento de cada composto diante da radiação eletromagnética. Os resultados obtidos estão reunidos em Figuras de 10 até 17 e Tabelas de 7 até 13, onde são apresentados os comprimentos de onda (em nanômetros) dos picos observados e os respectivos valores de absorbância medidos para cada amostra analisada, além de suas regiões.

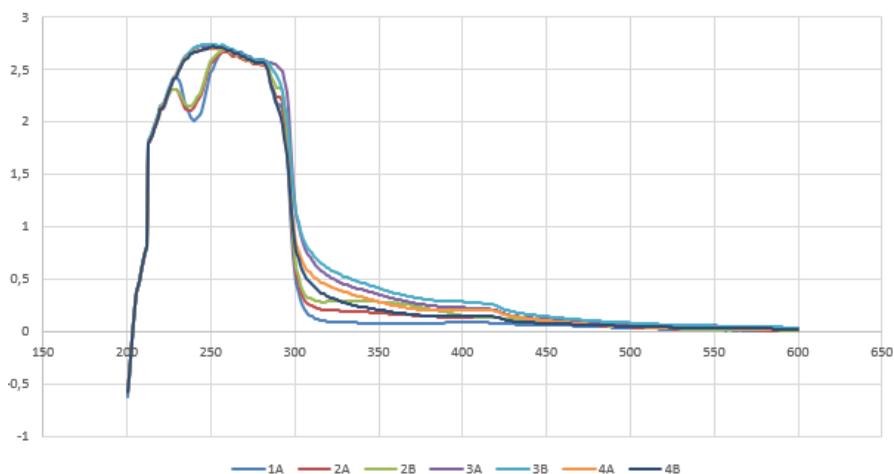
A seguir, serão detalhados os processos realizados para a análise dos pigmentos, incluindo a determinação da absorbância, do comprimento de onda e da

faixa de visibilidade, produzidos por *Penicillium expansum* por meio de espectrofotometria para os devidos meios contendo diferentes fonte de carbono - glicose, frutose, celulose e amido.

4.3.1 Glicose como fonte de carbono

Em relação à análise do pigmento produzido em meio contendo glicose como fonte de carbono, a Figura 10 mostra os comprimentos de onda analisados em duplicata para 1A–1B (nitrato de sódio – NaNO_3), 2A–2B (sulfato de amônio – $(\text{NH}_4)_2\text{SO}_4$), 3A–3B (extrato de levedura) e 4A–4B (triptona). Os resultados permitem observar as regiões de absorção características no espectro ultravioleta e visível, associadas aos diferentes compostos presentes nos meios de cultivo.

Figura 10 - Análise espectrofotométrica das amostras de 1A, 2A até 4A e 4B



Fonte: A autora,2025

Diante da Figura 10, observa-se que os meios avaliados apresentaram bandas de absorção mais intensas no comprimento de onda de 200 a 300 nm, correspondente à região do ultravioleta (UV), enquanto na região do visível (380–600 nm) verificou-se baixa absorção, o que indica baixa intensidade de coloração em todas as amostras.

Entre os resultados, destacam-se as amostras 3A e 3B (extrato de levedura com glicose), que apresentaram comportamento semelhante, com valores próximos de 2,8 de absorbância, atingindo os pontos mais elevados do gráfico e indicando maior produção de pigmentos ou metabólitos com propriedades absorventes. Em seguida, a amostra 4B (triptona com glicose) também apresentou valor expressivo, registrada com 2,7033 de absorbância.

Na mesma faixa espectral (200–400 nm), a amostra 4A (triptona com glicose) apresentou absorbância de 0,2019 no comprimento de onda de 291 nm, configurando um dos picos mais baixos em relação às demais condições avaliadas. Esse comportamento reflete menor intensidade de absorção e, consequentemente, um perfil espectral de menor relevância para a produção de pigmentos.

Na região visível, entre de 380 a 600 nanômetros, nota-se pequenas bandas, coloração visível. O meio 3B (extrato de levedura) destacou-se por apresentar o maior valor de absorbância na região visível de 0,2896 e 395 nm de comprimento de onda. Em contrapartida, a amostra 1A (nitrato de sódio – NaNO₃) apresentou a menor absorbância de 0,0892 e 403 nm de comprimento de onda, evidenciando menor intensidade de coloração.

De modo geral, os resultados demonstram que os meios testados favoreceram a produção de compostos cromóforos, especialmente na região do UV, com destaque para os tratamentos contendo glicose como fonte de carbono. A Tabela 6 apresenta os valores de absorbância correspondentes aos principais picos identificados nas regiões do UV e do visível.

Tabela 6 - Perfil Espectrofotométrico de 1A, 2 A até 4A e 4B.

Amostra	Comp. de onda	Absorbância	Região
1A	229	2,4192	UV
	281	2,5882	UV
	292	2,1425	UV
	402	0,0892	Visível
2A	229	2,3024	UV
	281	2,5444	UV
	291	2,2281	UV
	414	0,1331	Visível
2B	227	2,3089	UV
	281	2,5629	UV
	291	2,3243	UV
	361	0,2665	UV
	414	0,1337	Visível
3A	213	1,7946	UV
	253	2,7275	UV
	285	2,564	UV
	291	0,25095	UV
	408	0,2167	Visível
3B	213	1,8185	UV
	251	2,7335	UV
	284	2,5637	UV
	395	0,2896	Visível
	414	0,2637	Visível
4A	259	2,6828	UV
	281	2,5504	UV
	291	2,089	UV
	397	0,2019	Visível
	430	0,1407	Visível
4B	229	2,4257	UV
	250	2,7033	UV
	281	2,5566	UV
	340	0,2341	UV
	414	0,1440	Visível

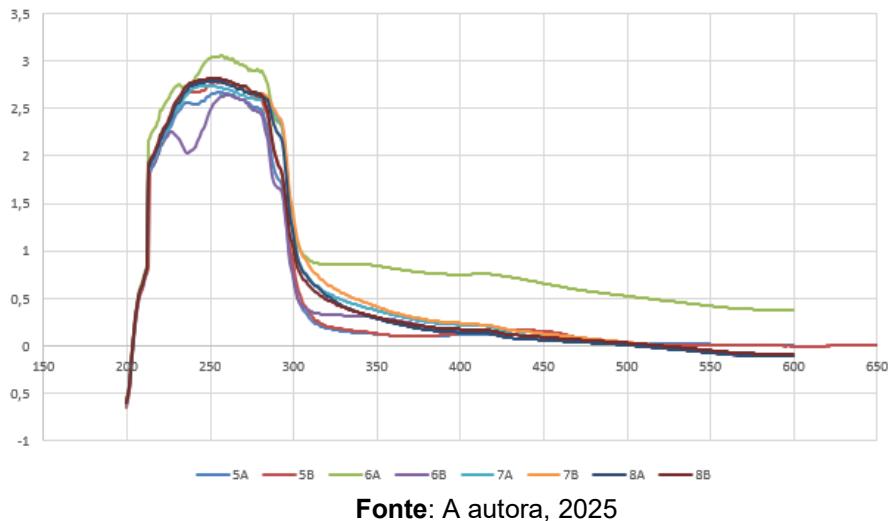
Fonte: A autora, 2015

4.3.2 Frutose como fonte de carbono

Na análise dos meios para 5A–5B (nitrato de sódio – NaNO_3), 6A–6B (sulfato de amônio ($(\text{NH}_4)_2\text{SO}_4$), 7A–7B (extrato de levedura) e 8A–8B (triptona), todos cultivados com frutose como fonte de carbono, observou-se um padrão de absorção.

A Figura 11 apresenta os resultados obtidos, nos quais se destacam os picos de absorbância observados para as diferentes amostras nesse meio.

Figura 11 - Análise espectrofotométrica 5A, 5B, até 8A e 8B



Fonte: A autora, 2025

Nesse resultado, observa-se que os maiores pontos de pigmentação correspondem às maiores absorbâncias. De modo geral, observa-se que todas as amostras exibiram bandas de absorção mais intensas na faixa de 200 a 300 nm, correspondente à região do ultravioleta (UV).

O principal a amostra 6A (sulfato de amônio-frutose) na região do ultravioleta, que apresenta valor de absorbância de 3,0031 e 262 nm de comprimento de onda, indicando maior intensidade de coloração do absorvente nessa faixa espectral. Em contrapartida, a menor absorbância na região do UV, compreendida entre aproximadamente 200 e 380 nm, foi observada na amostra 7B (extrato de levedura).

Nas regiões do espectro visível (400–650 nm) algumas amostras exibiram aumentos pontuais na absorbância, indicando a presença de pigmentos que absorvem nessa faixa, mesmo que de forma menos intensa. Entre as amostras analisadas, a 6A (sulfato de amônio – $((\text{NH}_4)_2\text{SO}_4)$) destacou-se nesse espectro, indicando possível produção de pigmentos com maior visibilidade.

Os demais meios exibiram valores próximos e de baixa intensidade, evidenciando produção reduzida de pigmentos detectáveis a olho nu nessa faixa espectral. A Tabela 7 mostra os principais picos encontrados.

Tabela 7 - Perfil e Espectrofotométrico de 5A, 5B até 8A e 8B.

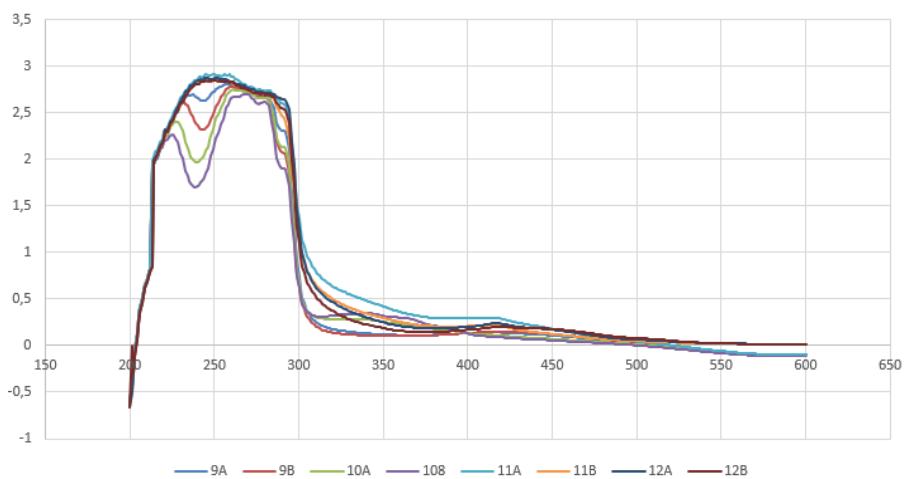
Amostra	Comp.de onda	Absorbância	Região
5A	230	2,445	UV
	247	2,6052	UV
	280	2,493	UV
	452	0,1005	Visível
5B	240	2,6704	UV
	257	2,7791	UV
	284	2,4347	UV
	451	0,1523	Visível
6A	230	2,7392	UV
	262	3,0031	UV
	281	2,8812	UV
	415	0,7579	Visível
6B	227	2,2585	UV
	266	2,6135	UV
	413	0,2113	Visível
7A	252	2,7934	UV
	275	2,6052	UV
	413	0,2113	Visível
7B	213	1,8801	UV
	253	2,7905	UV
	275	2,6641	UV
	408	0,1347	Visível
8A	214	1,9062	UV
	253	2,7828	UV
	275	2,6641	UV
	412	0,1341	Visível
8B	214	1,9514	UV
	253	2,8147	UV
	277	2,669	UV
	413	0,1338	Visível

Fonte: A autora, 2025

4.3.3 Amido como fonte de carbono

Na análise das amostras para 9A–9B (nitrato de sódio – NaNO_3), 10A–10B (sulfato de amônio – $(\text{NH}_4)_2\text{SO}_4$), 11A–11B (extrato de levedura) e 12A–12B (triptona), todos cultivados com amido como fonte de carbono, seus resultados experimentais estão descritos na Figura 12.

Figura 12 - Análise espectrofotométrica 9A, 9B até 12A e 12B



Fonte: A autora, 2025

Dentre as amostras se sobressaíram 11 A e 11 B (extrato de levedura) ao apresentar o maior valor de absorbância de 2,9076 e 2,8477 no pico principal ambas tiveram comportamento bastante semelhantes, sendo acompanhadas pelas amostras 12A e 12 B (triptona), que também se destacou por apresentar alto pico com absorbância de 2,8719 e 2,8371.

Por outro lado, amostras como 10A e 10B (sulfato de amônio – $(\text{NH}_4)_2\text{SO}_4$), exibiram valores de absorbância mais baixos, indicando uma menor concentração de compostos que absorvem luz UV. No espectro visível (a partir de 380 nm), nota-se um ligeiro aumento na absorbância da amostra analisada, apesar de os valores ainda serem baixos ($< 0,5$), o que sugere uma produção de pigmentos de cor visível nessas circunstâncias experimentais. A amostra 11A (extrato de levedura) foi destacada por apresentar a maior pigmentação visível nesse meio.

Em suma, as evidências indicam que o amido como fonte de carbono teve um papel na produção de compostos cromóforos, particularmente nas amostras da série 11, Posto que tiveram comportamentos semelhantes, enquanto as demais exibiram padrões espectrais parecidos e algumas como 10A e 10B não apresentaram picos de intensidade. A Tabela 8 mostra as evidências previamente discutidas.

Tabela 8 - Perfil Espectrofotométrico de 9A, 9B até 12A e 12B

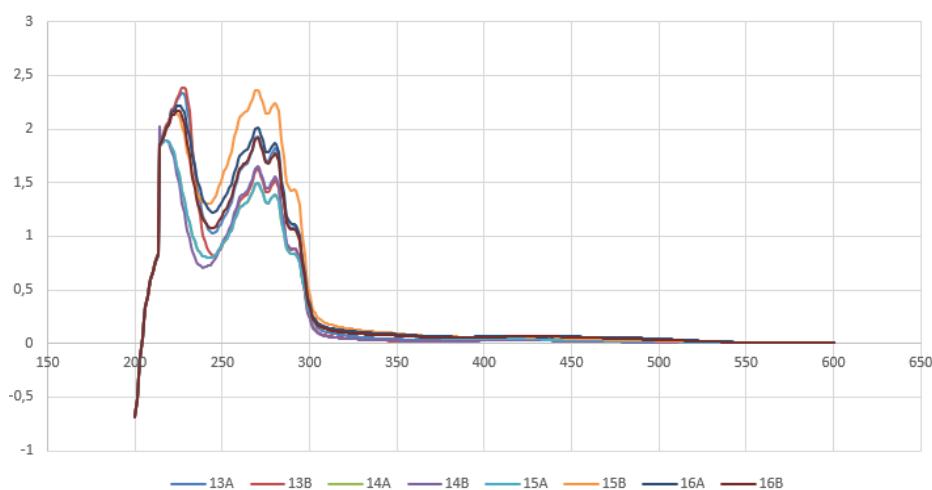
Amostra	Comp. de onda	Absorbância	Região
9A	259	2,7765	UV
	280	2,684	UV
	291	2,3065	UV
	423	0,1469	Visível
9B	269	2,7409	UV
	281	2,6598	UV
	292	2,0459	UV
	421	0,1481	Visível
10 A	263	2,6672	UV
	280	2,6222	UV
	286	2,1192	UV
	341	0,3454	UV
10 B	227	2,2199	UV
	269	2,6988	UV
	342	0,344	UV
11A	248	2,9076	UV
	283	2,7375	UV
	418	0,2959	VIS
11B	248	2,8477	UV
	284	2,6755	UV
	414	0,2251	Visível
12A	215	1,9972	UV
	245	2,8719	UV
	291	2,5384	UV
	418	0,2386	VIS
12B	215	1,9972	UV
	245	2,8438	UV
	284	2,6755	UV
	420	0,2000	Visível

Fonte: A autora, 2024

4.3.4 Celulose como fonte de carbono

Nas análises referentes aos meios de para 13A–13B (nitrato de sódio – NaNO_3), 14A–14B (sulfato de amônio – $(\text{NH}_4)_2\text{SO}_4$), 15A–15B (extrato de levedura) e 16A–16B(Triptona) contendo frutose como fonte de carbono, os resultados encontram-se apresentados na (Figura 13), evidenciando as regiões de absorção no ultravioleta e no visível, bem como a formação de pigmentos.

Figura 13 - Análise espectrofotométrica 13A, 13B até 16A e 16B.



Fonte: A autora, 2025

Entre as amostras espectrais, mostra um comportamento de maior evidência para ultravioleta em que a 13 B (nitrato de sódio – NaNO_3) apresentou os maiores níveis de absorbância com o valor de 2,3744, indicando uma produção mais intensa de compostos absorventes na região UV.

As amostras 16 A e 16 B (triptona) exibiram perfis espectrais muito parecidos, com curvas praticamente coincidentes, indicando uma variabilidade mínima entre essas duplicatas. Os outros meios analisados também tiveram comportamentos muito semelhantes. Na região do espectro visível (acima de 380 nm), todas as amostras exibiram níveis baixos de absorbância, sugerindo que a produção de pigmentos coloridos foi praticamente inexistente nos meios para celulose.

Em termos práticos, sugere extratos predominantemente incolores e baixa produção de pigmentos “visíveis” sob estas condições. A Tabela 9 apresenta as evidências discutidas como os valores do comprimento de onda, absorbância e suas regiões.

Tabela 9 - Perfil Espectrofotométrico 13A, 13B até 16A e 16B

Amostra	Comp.de Onda	Absorbância	Região
13 A	225	2,3204	UV
	271	1,9165	UV
	282	1,7419	UV
	293	1,0537	UV
13B	228	2,3744	UV
	269	1,6076	UV
	282	1,4522	UV
14 A	218	1,8928	UV
	275	1,4495	UV
	283	1,3653	UV
14B	218	1,8928	UV
	270	1,6499	UV
	281	1,5386	UV
15 A	215	1,8911	UV
	262	1,2924	UV
	272	1,4439	UV
	279	1,376	UV
	297	0,8207	UV
15 B	225	2,119	UV
	262	2,1445	UV
	271	2,3485	UV
	281	2,2297	UV
	293	1,3881	UV
16A	225	2,1712	UV
	271	1,9993	UV
	280	1,828	UV
16B	227	2,1142	UV
	272	1,8492	UV
	281	1,7580	UV

Fonte: A autora, 2025

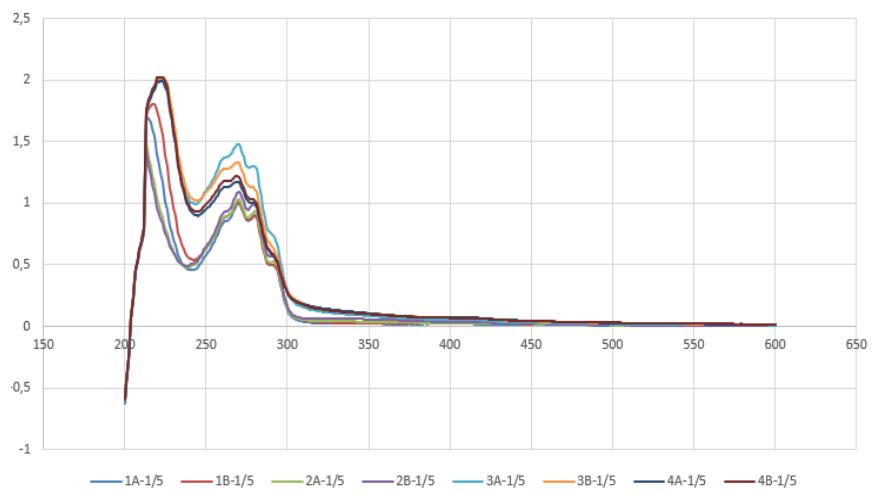
4.4 ESPECTROMETRIA DILUÍDA

Para que o experimento apresentasse análises mais precisas, as amostras foram previamente diluídas de 1 para 5, visando facilitar a identificação dos pigmentos através da leitura no espectrofotômetro;

4.4.1 Glicose como fonte de carbono para o meio diluído.

Nas análises do Espectrômetros para os meios diluídos para 1A–1B (nitrato de sódio – NaNO_3), 2A–2B (sulfato de amônio – $(\text{NH}_4)_2\text{SO}_4$), 3A–3B (extrato de levedura) e 4A–4B (triptona), todos cultivados com glicose como fonte de carbono teve como resultado a Figura 14 para análise das absorções de seus pigmentos.

Figura 14 - Análise espectrofotométrica 1A, 2A até 4A e 4B Diluídos



Fonte: A autora, 2025

Notou-se que todas as amostras exibiram picos de absorção significativos entre 200 e 230 nm, indicando a presença elevada de compostos metabólicos. Algumas amostras, como a 4A-na diluição de 1/5 (triptona) linha azul e a 4B-na diluição de 1/5(triptona) linha lilás, exibiram valores de absorbância mais altos, indicando uma concentração proporcional de pigmentos elaborados. Seguido do meio pelo meio 1B (nitrato de sódio – NaNO_3) (vermelho) com absorbância de aproximadamente 2.

Após 300 nm, os espectros revelam uma queda acentuada na absorbância, mantendo-se praticamente estável até 600 nm, com destaque para o meio 4B, que apresentou a maior concentração de pigmentos visíveis nesse experimento com absorbância de 0,0667.

Sendo assim as análises específicas da região visível, os valores de absorbância registrados foram bastante baixos, indicando pouca visibilidade no meio glicose diluído. A tabela 10 detalha os pontos de pico para análises desses maiores concentração de pigmentos na amostra contendo glicose diluída.

Tabela 10 -Perfil Espectrofotométrico de 1A, 1B até 4A e 4B em glicose diluída

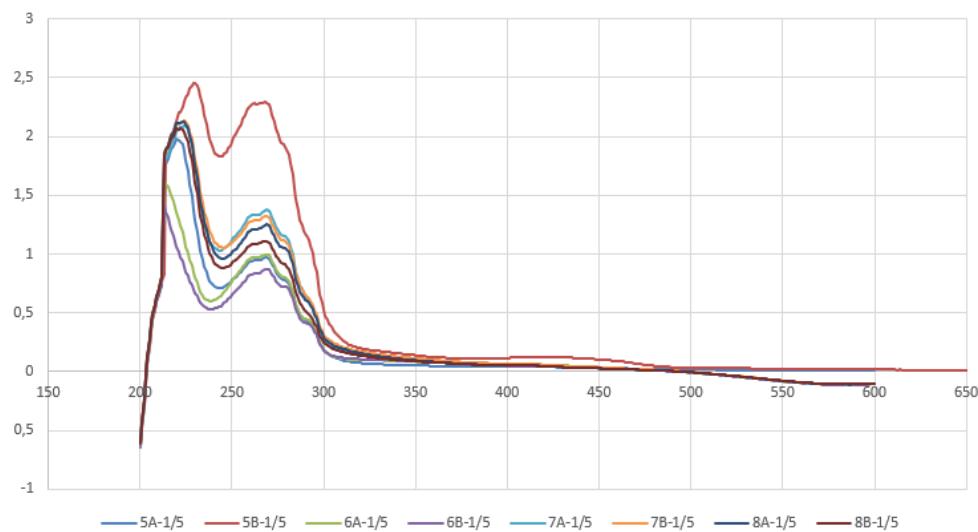
Amostra Diluída	Comp. de onda	Absorbância	Região
1A	214	1,6959	UV UV UV UV visível
	270	0,9959	
	282	0,8523	
	291	0,4975	
	414	0,0199	
1B	218	1,8023	UV UV UV visível
	270	1,0096	
	282	0,8429	
	414	0,0231	
2A	213	1,4878	UV UV UV visível
	271	1,0171	
	291	0,5244	
	414	0,0292	
2B	213	1,4373	UV UV UV visível
	291	0,5668	
	270	1,0804	
	414	0,0202	
3A	230	1,6275	UV UV UV visível
	265	0,9192	
	288	0,5285	
	407	0,0281	
3B	230	1,6699	UV UV UV visível
	263	0,9365	
	285	0,7208	
	409	0,033	
4A	227	1,8337	UV UV visível
	280	0,9902	
	409	0,071	
4B	225	1,9889	UV UV UV visível
	263	1,179	
	269	1,2215	
	412	0,0667	

Fonte: A autora, 2025

4.4.2 Frutose como fonte de carbono para o meio diluído.

Nas análises das amostras 5A–5B (nitrato de sódio – NaNO_3), 6A–6B (sulfato de amônio – $(\text{NH}_4)_2\text{SO}_4$), 7A–7B (extrato de levedura) e 8A–8B (triptona), cultivadas em meio diluído na proporção 1/5 com frutose como fonte de carbono, as medidas foram realizadas na faixa espectral de 200 a 600 nm, abrangendo as regiões do ultravioleta (UV) e do visível (Vis). Os resultados detalhados podem ser consultados na Figura 15.

Figura 15 - Análise espectrofotométrica de 5 A,5B até 8 A e 8B frutose diluída



Fonte: A autora, 2025

Nota-se que todas as amostras exibem picos de absorbância significativos na faixa de 200 a 300 nm, com os principais concentrados aproximadamente em 210–220 nm e 260–270 nm. Destaque para 5B-1/5 (nitrato de sódio – NaNO_3) de linha vermelha em que apresentou a maior absorbância de 2,449 na região do ultravioleta no valor de 2,4356, portanto maior concentração e pigmentação.

Na região do visível, a maioria dos compostos não apresentou picos de absorbância significativa, indicando baixa produção de pigmentos coloridos no meio contendo frutose. Destaca-se o meio 5B 1/5 resultou em melhor desempenho na produção de pigmento. A Tabela 11 indica os principais picos para esse meio analisado.

Tabela 11 - Perfil Espectrofotométrico de 5A, 5B até 8A e 8B em frutose diluída.

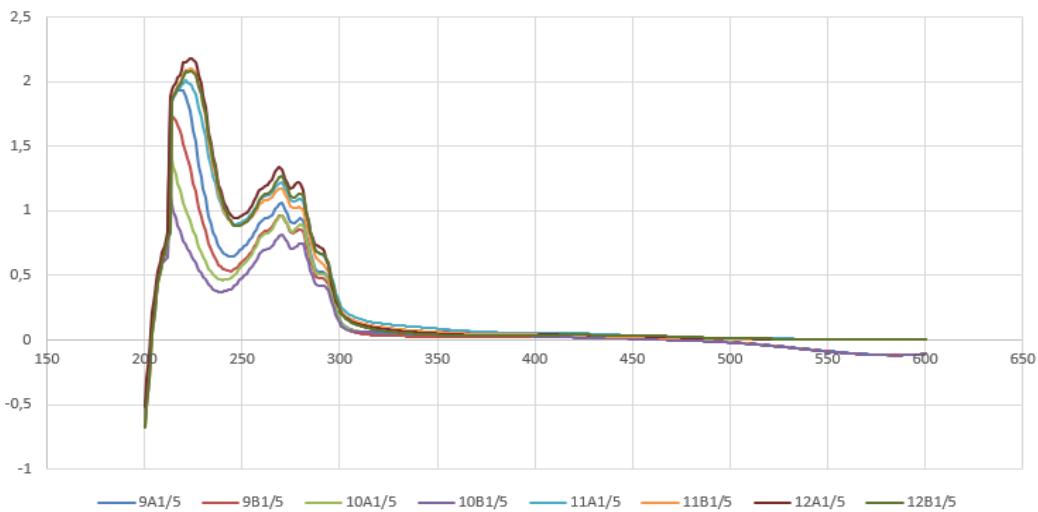
Amostra Diluída	Comp. de onda	Absorbância	Região
5A	220	1,9817	UV
	269	0,9683	UV
	282	0,9577	UV
	417	0,0423	visível
5B	229	2,449	UV
	268	2,2915	UV
	424	0,1217	Visível
6A	213	1,6188	UV
	269	0,9979	UV
	424	0,0568	visível
6B	213	1,4078	UV
	269	0,8734	UV
	424	0,0437	visível
7A	224	2,0961	UV
	269	1,3749	UV
	424	0,0507	visível
7B	224	2,1297	UV
	269	1,3222	UV
	411	0,0524	visível
8A	223	2,1297	UV
	269	1,2506	UV
	282	1,0150	UV
8B	223	2,0567	UV
	268	1,1083	UV
	295	0,4092	UV

Fonte: A autora, 2025

4.4.3 Amido como fonte de carbono para o meio diluído.

Em relação ao meio diluído para os meios para 9A–9B (nitrato de sódio – NaNO_3), 10A–10B (sulfato de amônio – $(\text{NH}_4)_2\text{SO}_4$), 11A–11B (extrato de levedura) e 12A–12B (triptona) com o amido como fonte de carbono, seus resultados encontram-se na seguinte Figura 16.

Figura 16 - Análise espectrofotométrica 9A ,9B até 12A e 12B em amido diluído



Fonte: A autora, 2025

Diante da Figura 16 é notório que todos os pigmentos absorvem fortemente na faixa UV, indicando presença de compostos como polifenóis ou outros metabólitos secundários. O ponto de destaque para a maior pigmentação foi o meio 12 linha lilás seguido do 12 B 1/5 (triptona) com os valores 2,1761 e 2,0514 de absorbância de evidenciando na região do ultravioleta, relacionado pela sua estruturação aromática ou seu metabolismo. Entretanto os meios contendo 9B com 0,4300 de absorbância indicando as menores intensidades de pigmentos nessa faixa espectral.

A partir de aproximadamente 300 nm, as curvas convergem e se estabilizam, com absorbâncias muito baixa ou nenhuma característica de visível na região visível analisada, indicando pouca presença de pigmentos coloridos detectáveis nessa faixa. Esses valores estão claros na seguinte Tabela 12.

Tabela 12 - Perfil Espectrofotométrico de 9A, 9B até 12A,12B em amido diluído

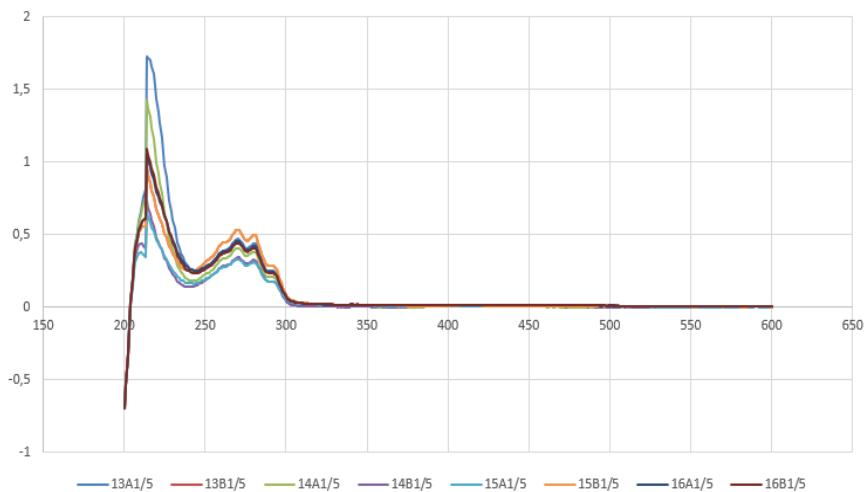
Amostra Diluída	Comp. de onda	Absorbância	Região
9A	220	1,9346	UV
	270	1,0587	UV
	280	0,9396	UV
	293	0,5095	UV
9B	216	1,6981	UV
	272	0,9263	UV
	280	0,8593	UV
	294	0,4300	UV
10A	213	1,4559	UV
	270	0,9632	UV
	284	0,47147	UV
	290	0,5093	UV
10B	213	1,1264	UV
	270	0,8149	UV
	282	0,4237	UV
	298	0,1948	UV
11A	218	1,9566	UV
	270	1,2189	UV
	284	0,8942	UV
	278	1,0805	UV
11B	224	2,0997	UV
	270	1,1733	UV
	281	1,028	UV
	293	0,5598	UV
12A	223	2,1761	UV
	269	1,3356	UV
	280	1,2081	UV
12B	225	2,0514	UV
	272	1,2179	UV
	281	1,1176	UV

Fonte: A autora, 2025

4.4.4 Celulose como fonte de carbono para o meio diluído

As amostras dos meios 13A–13B (nitrato de sódio – NaNO_3), 14A–14B (sulfato de amônio – $(\text{NH}_4)_2\text{SO}_4$), 15A–15B (extrato de levedura) e 16A–16B (triptona), todos com celulose como fonte de carbono, seus resultados estão na Figura 17.

Figura 17 - Análise espectrofotométrica 13A, 13B até 16A e 16B em celulose diluída



Fonte: A autora, 2025

De acordo a figura apresenta os espectros de absorbância das amostras 13A1/5 evidenciando um pico principal na região do ultravioleta (próximo de 210–220 nm) e absorbância de aproximadamente 1,6996. Essas regiões de absorção indicam a presença de compostos característicos de alguns metabólitos fúngicos, indicando melhor combinação para esse meio diluído.

Após 300 nm, todas as curvas convergem e apresentam absorbância mostrando que não houve detecção significativa de pigmentos ou compostos fortemente coloridos na região do visível. Assim, a principal absorção observada está restrita à faixa do UV, reforçando o predomínio de moléculas incolores.

Esse resultado está de acordo com estudos prévios que apontam que muitos metabólitos secundários de origem fúngica absorvem predominantemente na faixa do UV, mas não necessariamente apresentam coloração intensa no espectro visível (Mapari et al., 2005). A tabela 13 mostra os resultados das análises.

Tabela 13 - Perfil Espectrofotométrico 13A, 13B até 16 A e 16 B em celulose diluída

Amostra Diluída	Comp. de onda	Absorbância	Região
13A	216	1,6996	UV
	274	0,4173	UV
	295	0,2038	UV
13B	214	0,9648	UV
	260	0,4367	UV
	270	0,5326	UV
	293	0,2805	UV
14A	214	1,4279	UV
	270	0,4074	UV
	292	0,2089	UV
14B	212	0,7354	UV
	214	0,4235	UV
	271	0,3412	UV
	280	0,3247	UV
15A	270	1,2189	UV
	277	1,0805	UV
	294	0,162	UV
15B	214	0,9648	UV
	260	0,4367	UV
	272	0,5112	UV
	280	0,4968	UV
	293	0,2805	UV
16A	214	1,0151	UV
	280	0,4215	UV
	291	1,0151	UV
16B	214	1,0912	UV
	264	0,3802	UV
	281	9,4040	UV
	292	0,2344	UV

Fonte: A autora, 2025

5 CONCLUSÃO

O presente trabalho teve seus objetivos alcançados com eficiência, devido aos bons procedimentos utilizados. O estudo demonstrou que as diferentes fontes de carbono e nitrogênio influenciam diretamente o aumento da massa e a produção de pigmentos por *Penicillium expansum* em fermentação submersa. Destacaram-se, pelo ganho significativo de massa a amostra 1 (glicose como fonte de carbono com nitrato de sódio – NaNO₃) e a amostra 9 (frutose como fonte de carbono com nitrato de sódio – NaNO₃). Após a análise de coloração observou uma tonalidade esverdeada de interesse como fonte de pigmentação.

A quantificação de pigmentos, por meio do perfil espectral, em que usou os meios concentrados e diluídos, evidenciaram destaques e intensidades de absorbância associado a um comprimento de onda nas regiões do ultravioleta (UV), e visível, associadas à presença ou ausência de compostos pigmentares. De modo geral, praticamente todas as análises espectrais demonstraram maior relevância na faixa do UV, com picos bem definidos e significativos com destaque para os meios de Frutose como fonte de carbono tanto no concentrado quanto no diluído. Enquanto a celulose apresentou um dos menores picos tanto no concentrado quanto no diluído.

Este experimento, utilizando o fungo *Penicillium expansum* em fermentação submersa, reforça sua relevância para a Engenharia Química ao evidenciar o potencial do micro-organismo em processos industriais voltados à produção de pigmentos, por meio da exploração de seus metabolismos secundários. Dessa forma, seus resultados indicam possibilidades de aplicação em diferentes setores industriais, como o têxtil, alimentício, farmacêutico e cosmético, nos quais pigmentos naturais apresentam crescente interesse tecnológico e comercial. Ademais contribuindo para o desenvolvimento do ambiente sustentável. Mostrando que os fungos desempenham um papel importante na substituição dos corantes sintéticos por questões tanto de saúde quanto ambiental.

Portanto, esse tipo de análise mostrou-se de fundamental importância para a formação acadêmica, por proporcionar maiores conhecimentos na área microbiológicas aplicados à Engenharia Química.

REFERÊNCIAS

- ALEGEBE, E. O.; UTHMAN, T. O. **Current status of technologies for food waste valorization into natural ingredients for application in the food industry: a review.** *Heliyon*, v. 10, e14602, 2024.
- BRYSTRYKH, L. V.; BORMANN, C.; KUHN, J.; MARTIN, H. Visualization of antioxidative activity of some phenolic compounds in vivo. *Science*, Washington, v. 273, n. 5279, p. 630–632, 1996.
- CAVALCANTE, F. S. A.; CAMPOS, M. C. C.; LIMA, J. P. S. Relação ensino-aprendizagem sobre fungos no ensino superior: um estudo bibliográfico. *Ciência e Natura*, v. 41, e48, 2019. DOI: 10.5902/2179460X39156
- CASTRO, A. G.; PEREIRA Jr., R. C. G. **Fermentação submersa: controle e monitoramento em biorreatores para produção microbiana.** *Ciência e Agrotecnologia*, v. 30, n. 1, p. xx–xx, 2006.
- CASTRO, R. S.; PEREIRA, L. M. **A importância dos fungos na biotecnologia farmacêutica: produção de antibióticos e outros metabólitos secundários.** *Revista Brasileira de Microbiologia*, v. 51, n. 2, p. 235-247, 2020.
- CHAVAN, R. B. **Health and environmental hazards of synthetic dyes. Garment and Fashion Design** at the University of Bahir Dar, Bahir Dar, Ethiopia, 2013.
- DA SILVA, W. S. Produção de pigmentos fúngicos e seu uso no tingimento de tecidos. 2013. Dissertação (Mestrado) – Ouro Branco, 2013.
- DUARTE, L. M.; SILVA, R. F. **Aspectos físico-químicos da cor: fundamentos e aplicações industriais.** São Paulo: Editora Ciência Moderna, 2023.
- EL-ENSHASY, Hesham A. **Filamentous fungal morphology:** a key parameter in industrial biotechnology. *Journal of Applied Sciences*, v. 7, n. 20, p. 283–301, 2007. DOI: 10.3923/jas.2007.283.301.
- FERREIRA, L. G. B. V; NOGUEIRA, N. N; GRACIANI, F. S. **Corantes Naturais e Sustentabilidade no Setor Têxtil.** Periódico Eletrônico Fórum Ambiental da Alta Paulista, v. 9, n. 1, 2013.
- GLAESNER, W. B.; CRUZ, M. C. S.; SILVA, D. R.; MENDES, F. R.; LIMA, R. S.; OLIVEIRA, P. H. Fungal azaphilone pigments: **metabolism, diversity and applications.** *Nature Product Reports*, v. 36, p. 561–572, 2019. DOI: <https://doi.org/10.1039/C8NP00060C>. Acesso em: 13 ago. 2025.
- GUEIROS, A. L.; GOMES, M. B.; RIBEIRO, C. P. **Desenvolvimento e aplicação de corantes sintéticos na indústria têxtil.** *Revista Brasileira de Engenharia Química*, v. xx, n. xx, p. xx–xx, 2022.

JOHAN, C. S.; FERREIRA, L. M.; ALMEIDA, R. P.; SOUZA, T. A. Promovendo a aprendizagem sobre fungos por meio de atividades práticas. *Ciência e Natura*, Santa Maria, v. 36, n. 2, p. 798–805, 2014. Disponível em: <https://periodicos.ufsm.br/cienciaenatura/article/view/12607>. Acesso em: 9 maio 2023.

LIBRETEXTS. Biology LibreTexts. Seção “Decomposers and Recyclers”: papel ativado dos fungos como recicladores ambientais. Norco College, 2025. Disponível em: <https://bio.libretexts.org>. Acesso em: 2 ago. 2025.

LOPES, F. C. Produção e Análise de Metabólitos Secundários de Fungos Filamentosos. Porto Alegre, 2011. 130 p. (Mestrado em Biologia Celular e Molecular) - UFRGS.

LOPES, F. C.; LIGABUE-BRAUN, R. Agro-Industrial Residues: Eco-Friendly and Inexpensive Substrates for Microbial Pigments Production. Frontiers in Sustainable Food Systems, v. 5, 18 mar. 2021.

LOPES, J. A. Produção de pigmentos naturais por fungos filamentosos. Dissertação (Mestrado em Biotecnologia) – Universidade de Lisboa, 2011..

MAPARI, S. A. S.; THRANE, U.; MEYER, A. S.; FRISVAD, J. C.; LARSEN, T. O.; NIELSEN, K. F. Exploring fungal biodiversity for the production of water-soluble pigments as potential natural food colorants. *Current Opinion in Biotechnology*, v. 16, n. 2, p. 231–238, 2005. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.copbio.2005.03.004>. Acesso em: 13 ago. 2025.

MAPARI, S. A. S.; MEYER, A. S.; THRANE, U. Colorimetric characterization for comparative analysis of fungal pigments and synthetic dyes. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, v. 53, n. 18, p. 7019–7025, 2005.

NAGIA, F. A.; MOHAMEDY, R. S. Dyeing of wool with natural anthraquinone dyes from fungus *Fusarium oxysporum*. *Dyes and Pigments*, v. 75, n. 3, p. 550–555, 2007. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.dyepig.2006.07.007>.

NOGUEIRA, E; OLIVEIRA, T. M. F. S; AMORIM, I. C. S; OLIVEIRA, T. B; NELSON, D.L; BENASSI, V. M. Otimização das condições de cultivo do fungo filamentoso *Fusarium* sp. EA 1.3.7 para a produção de **xilanases**. *Biotemas*, v. 34, n. 1, 4 mar. 2021.

MEINICKE, R. Pigmentos microbianos: aspectos tecnológicos e aplicações. *Revista Processos Biotecnológicos*, v. 25, p. 55–72, 2020.

MELO, I. S. Recursos genéticos microbianos. In: MELO, I. S.; VALADARESINGLIS, M. C.; NASS, L. L.; VALOIS, A. C. C. *Recursos genéticos e melhoramento - micro-organismos*. Jaguariúna: Embrapa Meio Ambiente. Cap. 1, p. 1–48, 2002.

OPENSTAX. Biology 2e. Capítulo sobre ecologia de fungos: agente decompositor do ciclo ambiental. Houston: OpenStax, 2025. Disponível em: <https://openstax.org>. Acesso em: 2 ago. 2025.

PATRÍCIO, A. S.; FERREIRA, L. M.; COSTA, D. R.; ALMEIDA, P. R. **L**evantamento de macrofungos na Reserva Natural de Palmari, Atalaia do Norte, Amazonas, Brasil. *Revista Biodiversidade, Manaus*, v. 20, n. 3, p. 91, 2021.

PERES, Fábio. Comércio Internacional, Inovação e Indústria Têxtil: **a**nálise de países selecionados. 2024. Trabalho de Conclusão de Curso (Graduação) – Universidade Federal de Santa Catarina, Florianópolis, 2024.

PIMENTEL, S. M. Arte rupestre: **e**xpressão simbólica dos primeiros povos. *Revista História Hoje*, São Paulo, v. 1, n. 2, p. 33–45, 2012. Disponível em: <https://www.revistas.usp.br/hh/article/view/45678>. Acesso em: 2 ago. 2025.

PRADO, C. C. da S. **I**mpactos dos corantes artificiais na saúde humana. *Revista de Saúde Pública*, Brasília, v. 55, p. 1-10, 2021

RANA, B; BHATTACHARYYA, M; PATNI, B; ARYA, M; JOSHI, G.K. The Realm of Microbial Pigments in the Food Color Market. **F**rontiers in Sustainable Food Systems, v. 5, 22 mar. 2021.

SAMANTA, A. K.; AGRAWAL, P. Application of natural dyes on textiles. **I**ndian Journal of Fibre & Textile Research, v. 34, n. 4, p. 384-399, 2009.

SANTOS-EBINUMA, V. C.; LIMA, R. A.; CARVALHO, F. S.; PEREIRA, M. T. **B**iotechnological production of pigments and their potential applications. *Applied Microbiology and Biotechnology*, Berlin, v. 97, n. 8, p. 3133–3144, 2013. DOI: <https://doi.org/10.1007/s00253-013-4744-3>.

SHELDRAKE, M. A Trama da Vida: **C**omo os fungos constroem o mundo. 1ª ed. São Paulo: Fósforo Editora, 2021.

SINGH, A.; SILVA, M.; PEREIRA, J.; OLIVEIRA, R. **O**timização da fermentação submersa de fungos filamentosos: inoculação, pH e controle físico-químico. *Journal of Fungal Biotechnology*, v. 12, n. 3, p. 245–260, 2019.

SILVA, E; SOUZA, A. S. **I**ntrodução ao Estudo da Microbiologia: Teoria e Prática. Brasília, 2013.

SILVA, F.; BATISTA, R.; REIS, M. **P**rodução e aplicação de corantes naturais: uma revisão. Revista X, v. X, n. X, p. XX–XX, 2021.

SILVA, M. A.; OLIVEIRA, L. F.; SOUZA, R. S. **P**rodução de pigmentos por fungos filamentosos: potencial biotecnológico e aplicações industriais. *Revista Brasileira de Biotecnologia*, v. 19, n. 3, p. 45-58, 2020.

SILVA, M. L.; SOUZA, R. T.; FREITAS, H. J. **P**roduction and downstream processing of fungal pigments via submerged fermentation. *Biotechnology Advances*, v. 49, art. 107727, 2021. DOI: 10.1016/j.biotechadv.2021.107727.

SILVA, R. A. A.; OLIVEIRA, M. F.; PEREIRA, J. L.; SANTOS, A. R. Pigmentos microbianos: produção, caracterização e aplicações. *Research, Society and Development*, v. 10, n. 16, e195101624057, 2021. DOI: <https://doi.org/10.33448/rsd-v10i16.24057>

SPECIALCHEM. **What are pigments?** 2022. Disponível em: <https://www.specialchem.com/tech-library/article/what-are-pigments>. Acesso em: 2 ago. 2025.

SPECIAN, V.; ORLANDELLI, R. C.; FELBER, A. C.; AZEVEDO, J. L.; PAMPHILE, J. A. Metabólitos Secundários de Interesse Farmacêutico Produzidos por Fungos Endofíticos. **UNOPAR Cient Ciênc Biol Saúde**, v. 16, n. 4, p. 345-351, 2014.

SCIENCE HISTORY INSTITUTE. William Henry Perkin. Disponível em: <https://www.sciencehistory.org/education/scientific-biographies/william-henry-perkin>. Acesso em: 20 ago. 2025.

STROBEL, G.; DAISY, B. **Bioprospecting for microbial endophytes and their natural products.** *Microbiology and Molecular Biology Reviews*, v. 67, n. 4, p. 491-502, 2003.

TSENG, Y. H.; LIN, C. F.; LIN, W. H. Induction of pigment production in *Monascus purpureus* by ethanolic extracts of Chinese medicinal herbs. *Journal of Industrial Microbiology and Biotechnology*, v. 25, p. 151–155, 2000. DOI: <https://doi.org/10.1038/sj.jim.7000042>.

TORTORA, G. J.; FUNKE, B. R.; CASE, C. L. **Microbiology: An Introduction.** 12. ed. San Francisco: Pearson, 2017.

YUSUF, Mohd; SHABBIR, Mohd; MOHAMMAD, Faqeer. **Natural colorants: historical, processing and sustainable prospects.** Natural Products and Bioprospecting, Cham, v. 7, n. 1, p. 123–145, 16 jan. 2017. doi:10.1007/s13659-017-0119-9.

VELMOUROUGANE, K.; SRINIVASAN, R. **Antimicrobial activity of fungal pigments isolated from Penicillium expansum.** Journal of Pharmacognosy and Phytochemistry, v. 6, n. 4, p. 1264–1268, 2017.

VIEIRA, D. A. de P.; FERNANDES, N. C. de A. Q. **Microbiologia Geral.** Inhumas: IFG, 2012.

VENIL, C. K. Industrial applications of microbial pigments: a review. *Journal of Industrial Microbiology and Biotechnology*, v. 42, n. 2, p. 123–135, 2015. DOI: <https://doi.org/10.1007/s10295-014-1588-6>