

**ANÁLISE QUALITATIVA DA BIODEGRADAÇÃO DE CORANTES AZO COM  
PEROXIDASES DE VEGETAIS****QUALITATIVE ANALYSIS OF THE BIODEGRADATION OF AZO DYES USING PLANT  
PEROXIDASES****ANÁLISIS CUALITATIVO DE LA BIODEGRADACIÓN DE LOS COLORANTES  
AZOICOS MEDIANTE PEROXIDASAS VEGETALES**

Maria Vitória Guilherme da Costa<sup>1</sup>, Ramon Kenned Sousa Almeida<sup>2</sup>, Maria Lair Sabóia de Oliveira Lima<sup>3</sup>, Talita Renata Nascimento da Silva<sup>4</sup>

e768265

<https://doi.org/10.47820/recima21.v7i6.8265>

PUBLICADO: 06/2026

**RESUMO**

Os corantes azo são a principal classe de corantes sintéticos e amplamente utilizados em alimentos, cosméticos e tecidos. Apesar de sua eficácia industrial, esses compostos geram preocupações ambientais devido à liberação de substâncias tóxicas e potencialmente cancerígenas. Uma alternativa sustentável para mitigar esses impactos é a biodegradação enzimática, especialmente por meio da peroxidase, capaz de atuar na quebra da ligação azo. Neste estudo, buscou-se identificar a atividade peroxidásica em diferentes vegetais e avaliar sua capacidade de degradar três corantes azo: vermelho de metila, verde janus B e drimaren vermelho CL-5B. Para isso, realizou-se inicialmente o teste qualitativo com guaiacol em maxixe, berinjela, mandioquinha, milho, abobrinha, chuchu, gengibre, repolho, pepino e jiló, adquiridos em Serra Talhada – PE. Como a presença de peroxidase foi identificada em todos os vegetais, eles foram submetidos aos ensaios de biodegradação com soluções dos corantes a 50 mg/L, com e sem H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>, ao longo de um período de 48 horas. Foi observado que todos os vegetais degradaram o vermelho de metila, sendo que o maxixe apresentou maior eficácia no verde janus B sem H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> e o milho destacou-se no drimaren vermelho com H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>. Os resultados revelaram degradação significativa nos três corantes, evidenciando a eficiência das enzimas vegetais, reforçando, portanto, o potencial dos vegetais como agentes biodegradadores eficazes naturais.

**PALAVRAS-CHAVE:** Biodegradação. Corantes azo. Enzimas. Peroxidase.

**ABSTRACT**

*Azo dyes are the main class of synthetic dyes and are widely used in food, cosmetics, and textiles. Despite their industrial effectiveness, these compounds raise environmental concerns due to the release of toxic and potentially carcinogenic substances. A sustainable alternative to mitigate these impacts is enzymatic biodegradation, especially through peroxidase, which is capable of breaking the azo bond. In this study, we sought to identify peroxidase activity in different vegetables and evaluate their ability to degrade three azo dyes: methyl red, janus green B, and drimaren red CL-5B.*

<sup>1</sup>Graduada em Licenciatura em Química na Universidade Federal Rural de Pernambuco na Unidade Acadêmica de Serra Talhada. Serra Talhada, Pernambuco, Brasil.

<sup>2</sup>Doutor em Ciências na Universidade Estadual de Campinas. Professor Adjunto do Curso de Licenciatura em Química da Universidade Federal Rural de Pernambuco na Unidade Acadêmica de Serra Talhada. Serra Talhada, Pernambuco, Brasil.

<sup>3</sup>Doutora em Ciências na Universidade Estadual de Campinas.

Professora do Ensino Básico, Técnico e Tecnológico do Instituto Federal do Sertão Pernambucano, Campus Salgueiro. Salgueiro, Pernambuco, Brasil.

<sup>4</sup>Graduada em Engenharia de Pesca na Universidade Federal Rural de Pernambuco na Unidade Acadêmica de Serra Talhada. Serra Talhada, Pernambuco, Brasil.



*To this end, a qualitative test was initially performed with guaiacol in gherkin, eggplant, arracacha, corn, zucchini, chayote, ginger, cabbage, cucumber, and scarlet eggplant, purchased in Serra Talhada, Pernambuco. As the presence of peroxidase was identified in all vegetables, they were subjected to biodegradation tests with dye solutions at 50 mg/L, with and without H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>, over a period of 48 hours. It was observed that all vegetables degraded methyl red, while gherkin was most effective in Janus green B without H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>, and corn stood out in red drimaren with H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>. The results revealed significant degradation in the three dyes, demonstrating the efficiency of plant enzymes, thus reinforcing the potential of vegetables as effective natural biodegrading agents.*

**KEYWORDS:** Azo dyes. Biodegradation. Enzymes. Peroxidase.

### **RESUMEN**

*Los colorantes azoicos son la principal clase de colorantes sintéticos y se utilizan ampliamente en alimentos, cosméticos y tejidos. A pesar de su eficacia industrial, estos compuestos generan preocupaciones medioambientales debido a la liberación de sustancias tóxicas y potencialmente cancerígenas. Una alternativa sostenible para mitigar estos impactos es la biodegradación enzimática, especialmente mediante la peroxidasa, capaz de actuar en la ruptura del enlace azoico. En este estudio, se buscó identificar la actividad peroxidásica en diferentes vegetales y evaluar su capacidad para degradar tres colorantes azoicos: rojo de metilo, verde janus B y drimaren rojo CL-5B. Para ello, se realizó inicialmente la prueba cualitativa con guaiacol en pepino silvestre, berenjena, arracacha, maíz, calabacín, chayote, jengibre, repollo, pepino y jiló, adquiridos en Serra Talhada (PE). Como la presencia de peroxidasa fue identificada en todos los vegetales, ellos fueron sometidos a ensayos de biodegradación con soluciones de los colorantes a 50 mg/L, con y sin H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>, durante un periodo de 48 horas. Todos los vegetales degradaron el rojo de metilo, siendo que el pepino silvestre presentó gran eficacia en el verde janus B sin H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> y el maíz se destacó en el drimaren rojo con H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>. Los resultados revelaron una degradación significativa en los tres colorantes, lo que evidencia la eficacia de las enzimas vegetales y, así, refuerzan el potencial de las verduras como agentes biodegradadores naturales eficaces.*

**PALABRAS CLAVE:** Biodegradación. Colorantes azoicos. Enzimas. Peroxidasa.

### **INTRODUÇÃO**

Os corantes são substâncias utilizadas para aderir cor a materiais em diversas indústrias, como a têxtil, química, cosmética, automobilística e alimentícia. Esses compostos podem ser naturais, extraídos de fontes vegetais, animais ou sintéticos, produzidos por meio de processos orgânicos ou inorgânicos (Zanoni; Yamanaka, 2016).

Historicamente, os corantes naturais foram os primeiros a serem utilizados. Um exemplo clássico é a púrpura tíria, produzido a partir da remoção de secreções advindas das glândulas dos moluscos marinhos da família Muricidae (Zanoni; Yamanaka, 2016). No entanto, com o avanço da química, os corantes sintéticos passaram a dominar o mercado devido à sua ampla variedade de cores, maior estabilidade e custo de produção mais baixo (Domingo *et al.*, 2024).



Em meio a uma diversidade de classes de corantes sintéticos, os corantes do tipo azo se tornaram grandes aliados das indústrias, somando mais de 70% de utilização pela indústria têxtil (Vaiano; De Marco, 2023). Isto acontece porque eles apresentam diversas características físico-químicas atraentes à indústria, como a alta resistência contra a luz e umidade, que contribui para a fixação nos produtos (Figon *et al.*, 2021). Estes atributos os tornam potentes cromóforos, que são os grupos pertencentes a esses corantes, tais como azo ( $-N=N-$ ), carbonila ( $-C=O$ ), metino ( $-CH=$ ), nitro ( $-NO_2$ ) e grupos quinoides (Mohan *et al.*, 2022; Liu *et al.*, 2022; Gupta; Sekar, 2025). Estes grupos, geralmente, estão ligados a anéis aromáticos na sua estrutura molecular, sendo altamente eficazes na absorção de luz visível e na congregação de cores aos compostos (Silva, 2020).

Os grupos azo podem aparecer associados a grupos auxocromos, exercendo funções de retiradores ou doadores de elétrons, modificando a cor com deslocamentos batocrômico (deslocamento para comprimentos de onda mais altos) ou hipsocrômico (deslocamento para comprimentos de onda mais baixos). Além disso, podem intensificar a cor com efeitos hiperacrômico (aumento da intensidade da banda) ou hipocrômico (diminuição da intensidade da banda) (Mishra *et al.*, 2020).

Além disso, os corantes de natureza azoica podem ser reconhecidos a partir do número de grupamentos azo presentes na molécula, caracterizando-a como monoazo, disazo, trisazo e poliazo (Zanoni; Yamanaka, 2016). Devido à sua diversidade estrutural, os corantes azo oferecem uma ampla gama de cores e tonalidades, o que é essencial para atender às diversas necessidades do mercado têxtil. No entanto, apesar das suas vantagens, estes corantes também apresentam desafios ambientais significativos. Segundo Pinheiro *et al.* (2022), os processos de produção e aplicação de corantes azo podem resultar na liberação de compostos tóxicos e cancerígenos no meio ambiente, principalmente quando o tratamento de águas residuais e de efluentes têxteis é inadequado.

Da Silva *et al.* (2010) enfatiza que a indústria têxtil libera até 40% de corantes nos efluentes líquidos durante o processo produtivo, principalmente após os procedimentos de lavagem de tingimento. De acordo com a Resolução Conselho Nacional do Meio Ambiente CONAMA nº 430, de 13 de maio de 2011, os efluentes de qualquer fonte poluidora somente poderão ser lançados diretamente no corpo receptor desde que obedeçam às condições e padrões, como pH entre 5 e 9, temperatura inferior a 40° C e materiais sedimentares até 1 mL/ L em teste de 1 hora em cone Imhoff, como previsto no Art. 16. Além disso, segundo o Art. 24, a própria indústria será responsável por realizar os controles dos parâmetros dos contaminantes, no qual a coleta e análises dos mesmos deverão ser feitas por laboratórios licenciados pelo Instituto Nacional de



Metrologia, Normalização e Qualidade Industrial (INMETRO), como determina o Art. 26 (BRASIL, 2011).

Quando se trata dos corantes presentes nos efluentes têxteis, os do tipo azo estão entre os principais responsáveis pela poluição (Lima *et al.*, 2020), uma vez que eles são resistentes à degradação, já que seu emprego está associado à fabricação de materiais de uso intenso e elevada durabilidade. Várias abordagens têm sido desenvolvidas para mitigar os impactos causados pelo descarte inadequado, dentre elas alguns métodos químicos. Dentre esses, Oliveira Júnior (2020) resalta procedimentos como oxidação química, processos oxidativos avançados, processos eletroquímicos, ozonização, irradiação fotoquímica e ultravioleta.

Embora apresentem vantagens, como a remoção dos corantes em condições incomuns, há desvantagens que devem ser consideradas na aplicação dessas metodologias, como o alto custo financeiro e até a formação de grande quantidade de subprodutos. Deste modo, o foco no desenvolvimento de alternativas de tratamento verde pode ser promissor sob o ponto de vista financeiro e ambiental (Oliveira Júnior, 2020).

Nesse contexto, as peroxidases (EC 1.11.1.7), enzimas pertencentes ao grupo das oxidorreduzases (com capacidade de catalisar reações redox) e que utilizam peróxido como cofator, têm se mostrado propícias na degradação desses corantes sintéticos. Esse grupo de enzimas é onipresente em diversas espécies de fungos, animais, bactérias, protozoários e plantas, tornando-se uma das principais enzimas que controlam, por exemplo, a diferenciação e o desenvolvimento do reino vegetal (Adewane; Adekunle, 2018).

Segundo o *Swiss Institute of Bioinformatics* (2011) em consonância com a Nomenclature Committee of the International Union of Biochemistry and Molecular Biology (NC-IUBMB), há vários exemplos de peroxidases já estudadas, como a mieloperoxidase, lactoperoxidase, peroxidase de guaiacol, tiocianato peroxidase, heme peroxidase, dentre outras. De modo geral, este tipo de enzima caracteriza-se como uma hemoproteína que catalisa a reação química entre um doador e o peróxido de hidrogênio ( $H_2O_2$ ), resultando na oxidação do doador e na formação de água ( $H_2O$ ). A NC-IUBMB ainda destaca que seu nome sistemático é doador óxido de hidrogênio oxidorreductase, o que reflete no seu papel na transferência de elétrons durante a reação química.

A degradação de corantes azo pode ocorrer por enzimas peroxidase e fenoxidase, abrangendo uma gama de catalisadores, tais quais a tirosinase (Tyr), celobiose desidrogenase, manganês peroxidase (MnP), lignina peroxidase (LiP), peroxidases, lacase (Lac) e demetilase (Zanoni; Yamanaka, 2016). Essas enzimas são capazes de acelerar as reações químicas que ocorrem em condições termodinâmicas. Ao contrário das reações não catalisadas, elas aceleram



significativamente as reações químicas em sistemas biológicos, com um caminho reacional que requer menor energia de ativação, o que pode chegar a ter um aumento na velocidade na ordem de  $10^6$  a  $10^{12}$  vezes. Quando comparado aos catalisadores químicos convencionais, sua ação catalítica é muito seletiva e eficiente, permitindo que ela participe de uma variedade de processos químicos em diferentes condições reacionais (Almaguer, 2018).

O ambiente em que essas enzimas funcionam também é importante para que a degradação seja eficaz. Por exemplo, cofatores redutores como Dinucleotídeo de Nicotinamida e Adenina reduzido (NADH) e Fosfato de Dinucleotídeo de Nicotinamida e Adenina (NADPH) podem ajudar as enzimas a reduzir as ligações azo. Essas moléculas fornecem os elétrons necessários para a redução enzimática da ligação azo, resultando na clivagem. Este processo é particularmente útil quando as enzimas oxidativas, como as peroxidases, podem usar esses cofatores para catalisar a oxidação e, posteriormente, a quebra das moléculas de corantes (Zanoni; Yamanaka, 2016; Almaguer, 2018).

Nesse sentido, as peroxidases apresentam uma solução promissora para descoloração, tornando-se uma fonte valiosa na degradação dos corantes sintéticos e na descontaminação de efluentes têxteis. Os vegetais, como frutas e legumes, a exemplo do tomate, da abobrinha e do nabo são fontes ricas em enzimas peroxidases, bem como aqueles que escurecem com facilidade quando expostos à atmosfera, como a maçã e a batata inglesa (Casella *et al.*, 1986; Duarte-Vazquez *et al.*, 2022; Akhtar *et al.*, 2024). Um ensaio rápido e eficiente quanto a detecção destas enzimas é o teste de guaiacol, dada a capacidade que as peroxidases têm de transformar o guaiacol em tetraguaiacol via reação redox na presença de peróxido de hidrogênio.

A busca por fontes alternativas e materiais sustentáveis tem se tornado uma prioridade, visando não apenas a redução de resíduos, mas também a exploração de recursos disponíveis. A utilização dos vegetais pode vir a promover a descontaminação de efluentes e degradação de corantes sintéticos, sendo, assim, condizente com os princípios de sustentabilidade, possibilitando um método de biodegradação ao invés da necessidade de processos químicos para a degradação. As peroxidases presentes nos vegetais sugerem o desenvolvimento de novas tecnologias de tratamento de efluentes mais eficientes e ecológicas, evitando, dessa forma, o uso de subprodutos derivados da degradação por via sintética química ou físico-química.

Diante disto, o presente trabalho objetiva a bioprospecção de peroxidases presentes nos vegetais maxixe (*Cucumis anguria*), berinjela (*Solanum melongena*), mandioquinha (*Arracacia xanthorrhiza* Bancroft), milho (*Zea mays*), abobrinha (*Cucurbita pepo*), chuchu (*Sechium edule*), gengibre (*Zingiber officinale*), repolho (*Brassica oleracea* L. var. *capitata* L), pepino (*Cucumis sativus*) e jiló (*Solanum aethiopicum*) para aplicação na biodegradação dos corantes azo verde

janus B (C.I. 11050), vermelho de metila (C.I. 13020) e drimaren vermelho CL-5B (C.I. RR 241), visando desenvolver novos métodos sustentáveis e contribuir com a mitigação dos impactos ambientais causados pelas indústrias aos corpos hídricos.

## METODOLOGIA

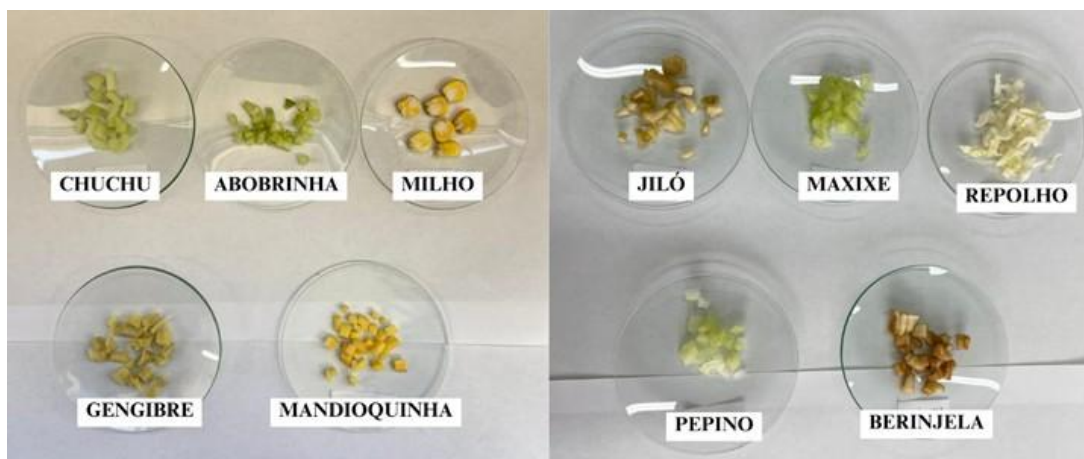
### Material e métodos

Estudo de caráter qualitativo, focando, segundo Godoy (1995), na compreensão aprofundada de fenômenos, explorando percepções e experiências por meio de dados não numéricos, como entrevistas e observações. A pesquisa foi desenvolvida no Laboratório de Química Geral e Inorgânica, da Unidade Acadêmica de Serra Talhada (UAST) da Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE). Experimentalmente, o trabalho foi dividido em duas partes complementares. A primeira fase consistiu em testes com guaiacol, tendo a finalidade de atestar a existência das peroxidases nos vegetais. Já na segunda, posterior ao teste do guaiacol, foram realizados experimentos com os corantes, visando estudar a eficiência de processos de biodegradação destes na presença das peroxidases dos vegetais.

### Obtenção e tratamento das amostras

As variedades de vegetais utilizados - maxixe, berinjela, mandioquinha, milho, abobrinha, chuchu, gengibre, repolho, pepino e jiló - foram adquiridos em mercados locais, no município de Serra Talhada – PE. De início, os vegetais foram lavados com água corrente para remover resíduos superficiais. Em seguida, foi realizada a remoção das cascas para utilização apenas das polpas cortadas em pequenos pedaços (Imagem 1).

**Imagem 1.** Amostras dos vegetais dispostas em vidros de relógio



**Fonte:** Elaboração própria, 2026



### Teste do guaiacol e a detecção de peroxidases

Para análise peroxidásica dos vegetais, foi realizado o teste qualitativo do guaiacol ( $C_6H_4(OH)(OCH_3)$ ), indicativo da presença de peroxidases nas polpas. Foram utilizados quatro tubos de ensaio para cada vegetal descrito na Imagem 1, seguindo a ordem de adição, conforme descrito na Tabela 1. O tubo 1 foi destinado ao ensaio principal (tubo teste), contendo água destilada (8,0 mL), vegetal (0,5 g), peróxido de hidrogênio a 3% (2,0 mL) e guaiacol P.A. (3 gotas). Os tubos 2, 3 e 4 serviram como controles para avaliar a reação da enzima na ausência de  $H_2O_2$  e guaiacol. No tubo 2, seguiu-se o mesmo procedimento do tubo 1, exceto pela remoção do guaiacol. Já nos tubos 3 e 4, tanto o  $H_2O_2$  quanto o guaiacol foram removidos.

**Tabela 1.** Quantitativo de substâncias para o teste de guaiacol. Tubo 1 - ensaio principal; tubo 2 - tubo de controle; tubo 3 - tubo de controle; tubo 4 - tubo de controle; (-): ausência das substâncias

Substâncias	TUBO 1	TUBO 2	TUBO 3	TUBO 4
Água destilada (mL)	8,0	8,0	10,0	10,0
Amostra (g)	0,5	0,5	0,5	0,5
Peróxido de hidrogênio (3%) (mL)	2,0	2,0	-	-
Guaiacol P. A. (gotas)	3	-	3	-

**Fonte:** Elaboração própria, 2026

Para cada vegetal, aguardou-se cerca de 30 segundos para confirmar se havia ou não peroxidase presente nas amostras. Aquelas que apresentaram coloração marrom-avermelhada foram consideradas positivas.

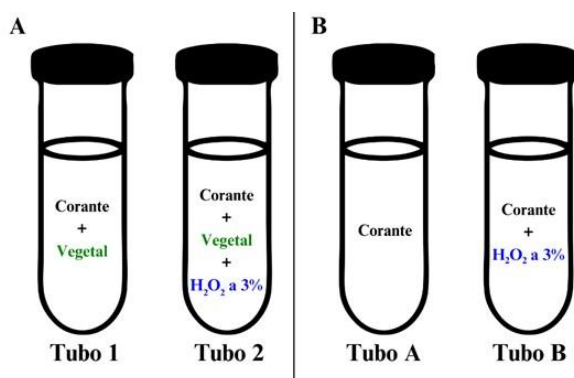
### Testes com corantes azo

Para esse teste, foram utilizados os 10 vegetais descritos na Imagem 1.

Inicialmente, foram preparadas soluções aquosas de três corantes do tipo azo: vermelho de metila (C.I. 13020), verde janus B (C.I. 11050) e drimaren vermelho CL-5B (C.I. RR 241), com concentrações de 50 mg/L, cada. Para cada corante, foram utilizados dois tubos de ensaio por vegetal, como descrito na Figura 1-A, totalizando 20 tubos de ensaio por corante, com um total de 60 tubos. No tubo 1, foram adicionados 2,0 g do vegetal e 10,0 mL da solução de corante; no tubo 2, foram adicionados 2,0 g do vegetal, 10,0 mL da solução de corante e 2,0 mL de peróxido de hidrogênio ( $H_2O_2$ ). A fim de verificar a degradação dos corantes na ausência dos vegetais,

foram preparados dois tubos de controle, como descrito na Figura 1-B. O tubo A continha 10,0 mL da solução de corante e o tubo B, 10,0 mL do corante, além de 2,0 mL de peróxido de hidrogênio a 3%. As amostras foram deixadas em repouso por 48 horas à temperatura ambiente (25 a 30 °C) e ao abrigo de sol, com controles realizados visualmente em intervalos de 3, 6, 24 e 48 horas, com registros fotográficos capturando cada etapa. Após esse período, a mudança de coloração nas soluções dos tubos 1 e 2 foi visualmente comparada aos controles (tubos A e B).

**Figura 1.** Ilustração das soluções com os corantes azo



**Fonte:** Elaboração própria, 2026

## RESULTADOS E DISCUSSÃO

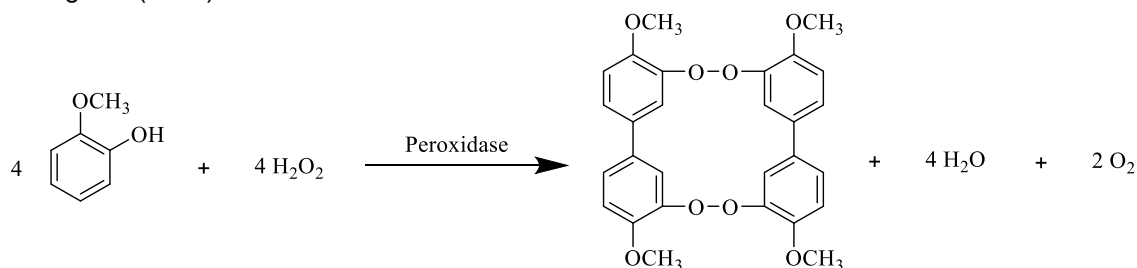
### Investigação da presença de peroxidases

O teste de guaiacol é um método bastante utilizado para a detecção de atividades enzimáticas, baseado na oxidação do guaiacol na presença do peróxido de hidrogênio (H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>), com a finalidade de encontrar as peroxidases, conhecidas também como heme-peroxidase, uma classe de enzimas tipicamente mediadora de reações biológicas, nas quais utiliza o peróxido de hidrogênio ou o hidroperóxido de alquilo (ROOH) em suas reações, resultando em uma coloração marrom-avermelhada que indica a presença de enzimas (Bilal *et al.*, 2018).

Essa coloração é indicativa da formação do tetraguaiacol (Figura 2). De acordo com Lima *et al.* (2020), esse processo se dá quando o guaiacol reage com o peróxido de hidrogênio (H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>) na presença da enzima peroxidase. Isso causa a sua oxidação, formando o tetraguaiacol e água. O H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> atua como agente oxidante eceptor de elétrons; já o guaiacol é o agente redutor e doador de elétrons, ou seja, responsável por catalisar a reação, facilitando a oxidação do

guaiacol pelo peróxido de hidrogênio. Essa reação catalítica permite que as peroxidases reduzam o  $H_2O_2$ , resultando na formação de água e oxigênio (Bilal *et al.*, 2018).

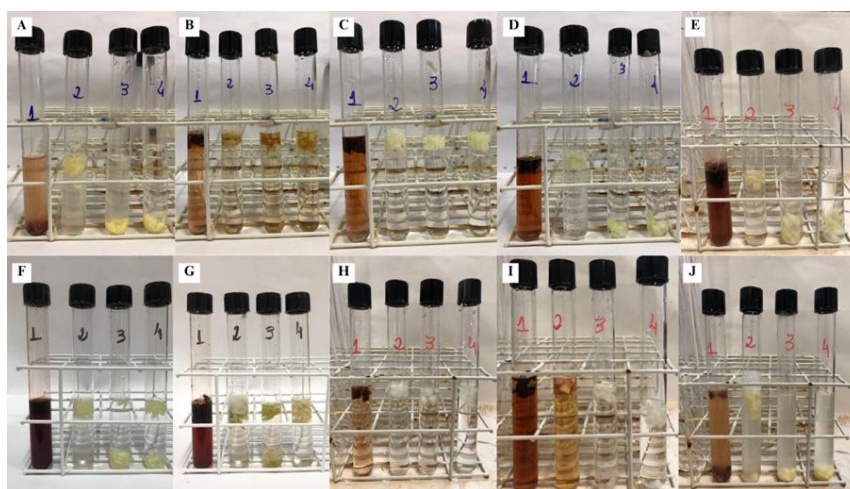
**Figura 2.** Formação do tetraguaiacol a partir da oxidação do guaiacol na presença de peróxido de hidrogênio ( $H_2O_2$ ).



**Fonte:** Elaboração própria, 2026

Os resultados do teste de guaiacol demonstraram que os 10 vegetais testados apresentaram atividade positiva na presença do peróxido de hidrogênio ( $H_2O_2$ ) e do guaiacol, comprovada pelo surgimento da coloração marrom-avermelhada (Imagem 2), indicando a presença da enzima (peroxidases) nos referidos vegetais. A intensidade da coloração variou entre eles, indicando que a quantidade ou a atividade das peroxidases em cada vegetal era diferente. A eficácia de positividade seguiu a ordem decrescente: maxixe, jiló, gengibre, chuchu, repolho, abobrinha, milho, berinjela, mandioquinha e pepino.

**Imagem 2.** Teste de guaiacol: A) mandioquinha, B) berinjela, C) abobrinha, D) chuchu, E) gengibre, F) maxixe, G) jiló, H) pepino, I) repolho, J) milho



**Fonte:** Elaboração própria, 2026



Como demonstrada pela rápida oxidação do guaiacol, a sequência anteriormente citada mostra que o maxixe (Imagem 2-F) e o jiló (Imagem 2-G) apresentaram a maior atividade de peroxidase. Assim como outras solanáceas, o maxixe e o jiló tendem a escurecer rapidamente após o corte ou machucamento, pois seus compostos fenólicos entram em contato com o oxigênio atmosférico e são oxidados por enzimas como a polifenoloxidase e a peroxidase, formando pigmentos escuros semelhantes à melanina vegetal.

Segundo Silva e Clerici (2025), os frutos de maxixe apresentam uma grande variedade de compostos fenólicos, incluindo flavonoides, taninos, alcaloides, saponinas e esteróis, os quais conferem elevada atividade antioxidante. Já o jiló, de acordo com Silva *et al.* (2022), possui uma composição fitoquímica igualmente rica, destacando-se pela presença de metabólitos secundários como flavonoides, alcaloides, esteroides vegetais e diversos compostos fenólicos. Entre esses compostos, sobressaem-se catequina, rutina, naringina, naringenina, ácido clorogênico, ácido siríngico e ácido sinápico (Xiang *et al.*, 2026). A intensidade do escurecimento dos frutos pode estar diretamente relacionada à atividade dessas enzimas, especialmente da peroxidase.

Apesar de também ter sido testado positivo, o pepino (Imagem 2-H) e a mandioquinha (Imagem 2-A) apresentam um menor efeito em comparação com os demais vegetais.

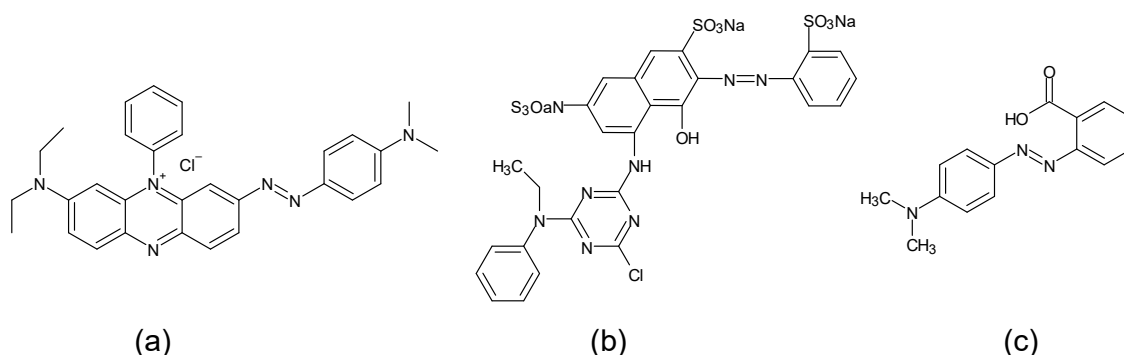
Os experimentos realizados corroboram com dados da literatura. Estudos demonstram que é possível encontrar peroxidase em vegetais, frutas e legumes, a exemplo do tomate (Akhtar *et al.*, 2024), abobrinha (Casella *et al.*, 1986) e nabo (Duarte-Vazquez *et al.*, 2022). A presença generalizada dessa enzima em diversos tipos de vegetais faz com que a peroxidase se torne uma fonte de fácil acesso, mesmo com os trâmites de cultivos (preparação do solo, irrigação adequada e condições de temperatura). Além disso, essa enzima se torna uma opção prática e de baixo custo, podendo ser utilizada na remoção de corantes e outras substâncias recalcitrantes (Almaguer, 2018).

### **Avaliação da biodegradação dos corantes azo**

Os resultados dos corantes verde janus B, vermelho de metila e drimaren vermelho (Figura 3) demonstraram uma biodegradação significativa. Essa pode estar relacionada, principalmente, à ruptura do seu grupo cromóforo, o grupo azo, que é uma característica estrutural comum desses corantes. Segundo Zanoni e Yamanaka (2016), estes corantes são componentes xenobióticos escassos em elétrons devido à sua ligação  $-N=N-$  e, em alguns casos, eles possuem grupos sulfônicos ( $SO_3^-$ ) ou outros grupos retiradores de elétrons. Com isso, geram

deficiência eletrônica e direcionam a sensibilidade do corante à biodegradação e, quando adequados, eles podem se degradar via oxidoredutases.

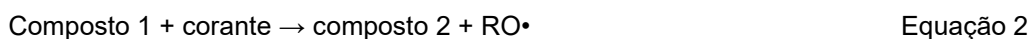
**Figura 3.** Estruturas moleculares dos corantes. (a) Verde janus B (C.I. 11050), (b) vermelho de metila (C.I. 13020), (c) drimaren vermelho CL-5B (C.I. RR 241)



**Fonte:** Elaboração própria, 2026

Quando ocorre a clivagem dessa ligação, geralmente por ações enzimáticas ou oxidativas, os compostos (corantes) acabam perdendo suas propriedades cromóforas. Almaguer (2018) afirma que os elétrons produzidos pela oxidação de substratos auxiliares são transferidos ao corante pela ação das enzimas, ou seja, o corante recebe os elétrons, reduz e, conseqüentemente, quebra a ligação azo, acarretada pelo dinamismo das enzimas azoredutases. Esse processo resulta na descoloração, ou seja, na degradação. A catálise proporcionada pelas enzimas azoredutases acontece quando existem equivalentes redutores, como o Dinucleotídeo de Flavina-Adenina (FADH), Dinucleotídeo de Nicotinamida e Adenina reduzido (NADH) e Fosfato de Dinucleotídeo de Nicotinamida e Adenina (NADPH) (Zanoni; Yamanaka, 2016).

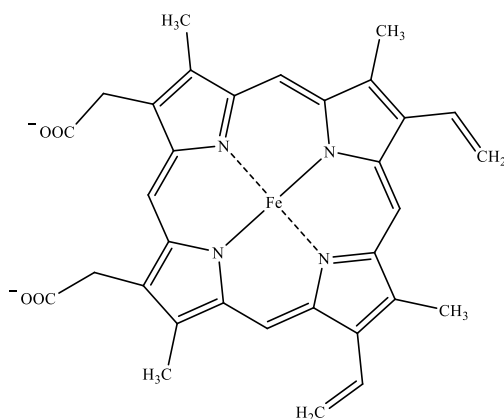
Portanto, as peroxidases desempenham um papel importante na degradação de corantes produzidos por meio de um mecanismo específico que usa peróxido de hidrogênio (H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>) como agente oxidante. As etapas das reações que essa enzima percorre podem ser vistas nas Equações 1, 2 e 3:



De acordo com Almaguer (2018), o  $H_2O_2$  reage com o grupo prostético heme da peroxidase que contém ferro ( $Fe^{3+}$ ) (Figura 4), oxidando-o para formar o composto 1 e água (Equação 1). Como o composto 1 é um intermediário extremamente reativo, esta etapa é crucial. Em seguida, o substrato, como os corantes azo, é oxidado pelo composto 1 criando radicais livres ( $-RO\cdot$ ) e o complexo 2 (Equação 2). Logo depois, o composto 2 reage com a segunda molécula de substrato, resultando na regeneração da enzima para seu estado nativo e na liberação de um segundo radical do substrato ( $RO\cdot$ ) (Equação 3).

Esses radicais livres atacam a ligação azo ( $-N=N-$ ), que é responsável pela coloração dos corantes. Essa reação resulta na clivagem da ligação azo, acarretando a formação de produtos degradados, perda de cor e presença de  $H_2O_2$ , que, junto com a peroxidase, acelera esse processo de degradação.

**Figura 4.** Grupo prostético heme da peroxidase



**Fonte:** Adaptado de Almaguer (2018).

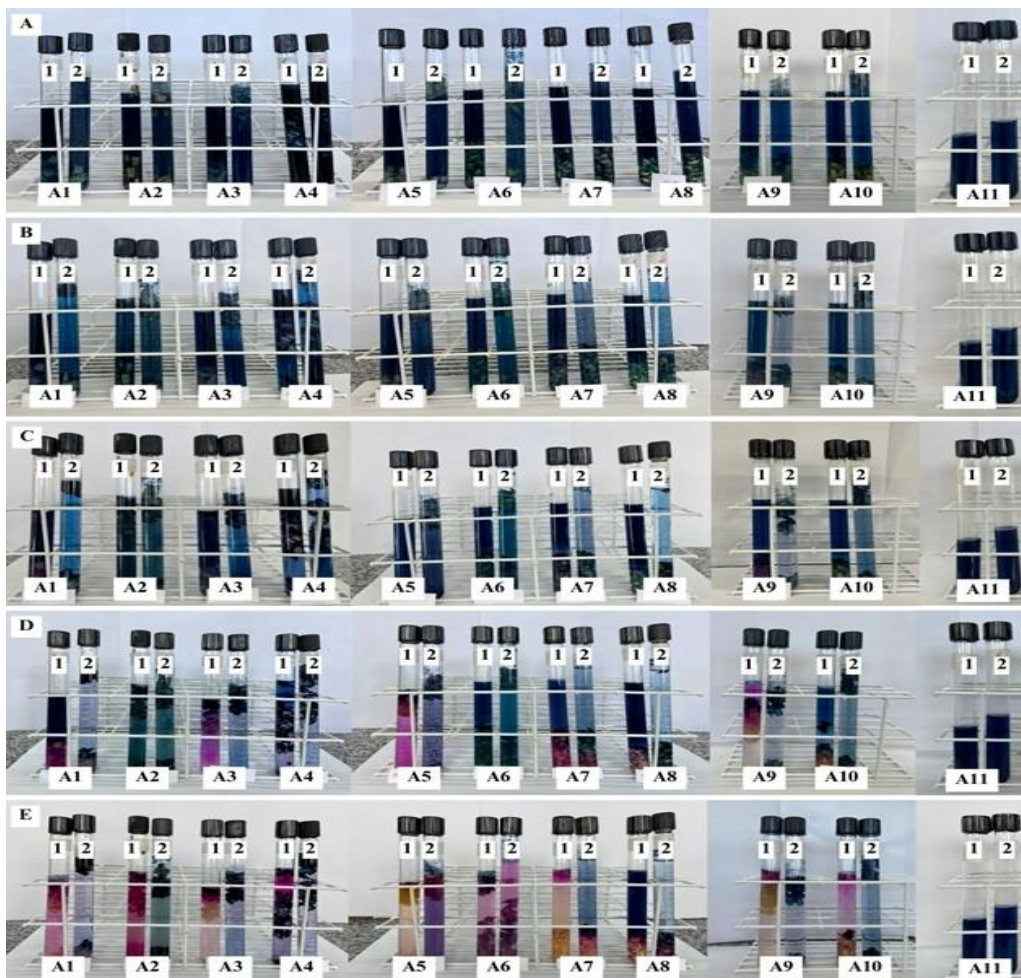
A seguir, serão descritos o comportamento/reação dos vegetais frente aos corantes avaliados.

#### **Verde Janus B (C.I. 11050)**

Os resultados mostraram que a presença de peróxido de hidrogênio ( $H_2O_2$ ) e o tipo de vegetal empregado têm impacto significativo na degradação do corante verde janus B em comparação aos tubos de controle (Imagem 3 - A11). Inicialmente, observou-se que, em todos os vegetais, o corante degradou mais rapidamente na presença de  $H_2O_2$  (tubos 2) após 3 horas de contato (Imagem 3-B), enquanto os tubos contendo apenas o corante (tubos 1) apresentaram degradação mais lenta quando comparados ao início (Imagem 3-A). Essa constatação sugere

que o peróxido de hidrogênio em conjunto com a peroxidase do vegetal acelera o processo de degradação inicial. Após 6 horas (Imagem 3-C), houve um aumento notável na degradação do corante, tanto nos tubos com vegetal contendo  $H_2O_2$  quanto nos quais esse composto estava ausente, indicando que a duração da exposição potencializa a degradação do corante independente da presença ou não do  $H_2O_2$ .

**Imagem 3.** Biodegradação do corante verde janus B, sendo: A) início da biodegradação, B) 3 horas de contato, C) 6 horas de contato, D) 24 horas de contato, E) 48 horas de contato. Tubo 1) vegetal e solução de corante, tubo 2) vegetal, solução de corante e peróxido de hidrogênio ( $H_2O_2$ ). A1) chuchu, A2) berinjela, A3) pepino, A4) repolho, A5) abobrinha, A6) gengibre, A7) mandioquinha, A8) milho, A9) maxixe, A10) jiló, A11) tubos de controle.



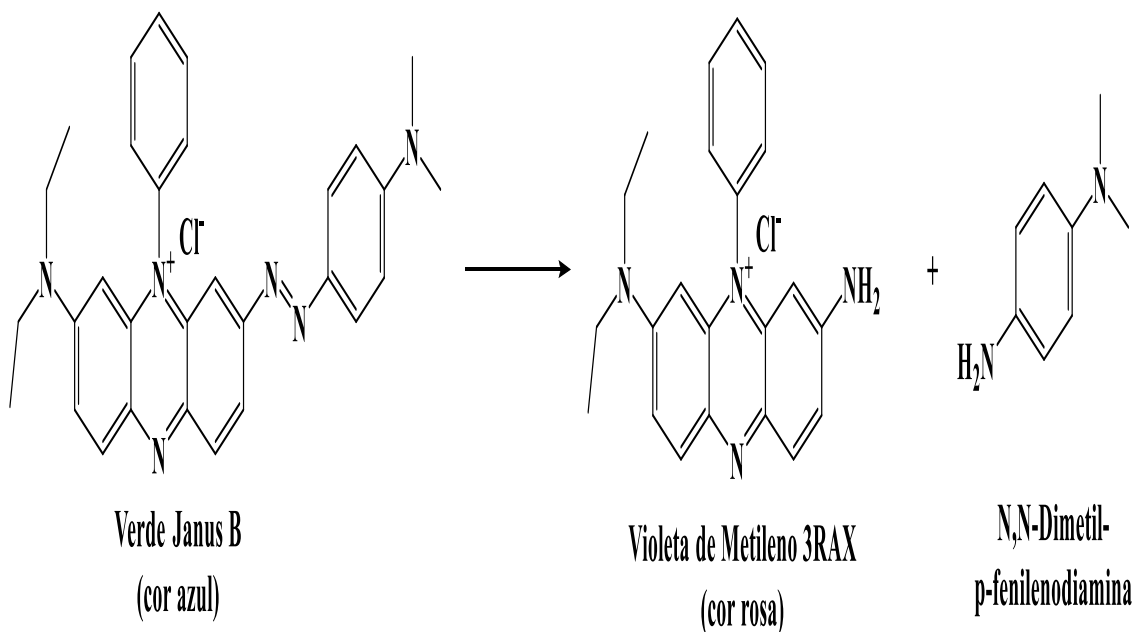
Fonte: Elaboração própria, 2026

Após 24 horas (Imagem 3-D), a degradação dos corantes tornou-se ainda mais intensa. A coloração rosa surgiu em soluções compostas por chuchu (Imagem 3-D-A1), pepino (Imagem 3-D-A3), abobrinha (Imagem 3-D-A5) e mandioquinha (Imagem 3-D-A7), sugerindo a possibilidade de formação de um novo composto, provavelmente com uma estrutura semelhante à do corante *Methylene Violet 3RAX* (Figura 5), de coloração violeta/rosa. Além disso, foi notada uma transformação na solução com berinjela (Imagem 3-D-A2), denotando uma coloração verde musgo, o que pode indicar a formação de um possível composto não identificado.

Todos os corantes mostraram uma degradação especial às 48 horas (Imagem 3-E). São destacadas as soluções com maxixe (Imagem 3-E-A9) e abobrinha (Imagem 3-E-A5), que ficaram praticamente incolores, demonstrando uma degradação intensa. A solução de berinjela, que inicialmente era verde musgo, mudou para rosa somente na solução do corante com ausência de  $H_2O_2$  (Imagem 3-E-A2), indicando uma transformação química adicional ao longo do tempo.

A eficácia de biodegradação dos vegetais seguiu a ordem: maxixe, repolho, pepino, abobrinha, mandioquinha, jiló, chuchu, gengibre, berinjela e milho. Essa sequência indica que o maxixe e o repolho foram os vegetais mais eficazes na degradação do corante verde janus B.

**Figura 5.** Esquema sugestivo de formação do corante violeta de metileno 3RAX a partir da biodegradação do corante verde janus B.



**Fonte:** Elaboração própria, 2026

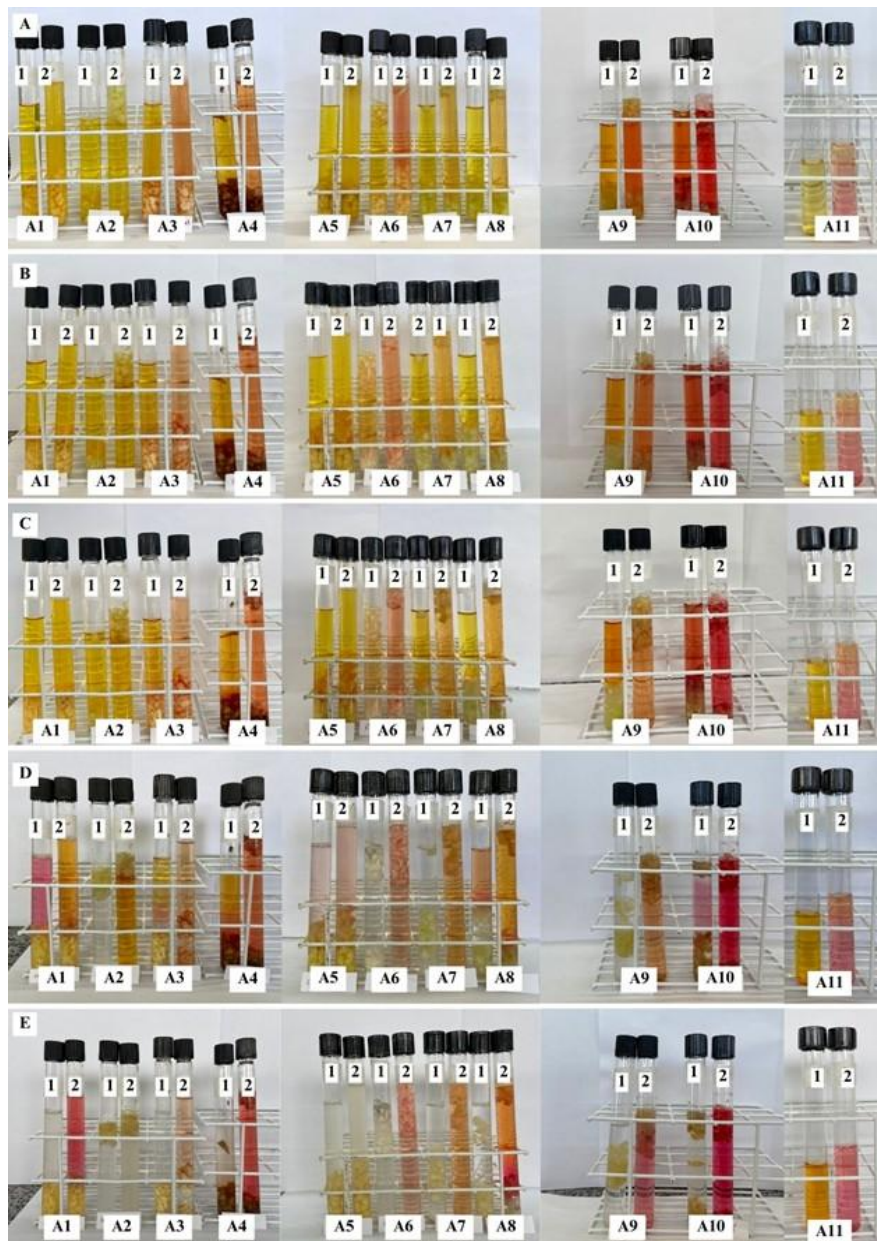
**Vermelho de metila (C.I. 13020)**

Em um primeiro momento, observou-se que o jiló começou a degradar o corante vermelho de metila rapidamente ao entrar em contato com a solução (Imagem 4-A-A10). A degradação também foi observada, embora de forma menos intensa, nas soluções com maxixe (Imagem 4-A-A9), milho (Imagem 4-A-A3), berinjela (Imagem 4-A-A4) e repolho (Imagem 4-A-A6), mas somente nas amostras que continham  $H_2O_2$  (tubos 2). Após 3 horas de contato (Imagem 4-B), as mesmas tendências foram observadas, com um leve aumento na descoloração das soluções mencionadas, indicando uma degradação contínua.

Após 6 horas (Imagem 4-C), a descoloração permaneceu semelhante às observações anteriores, com pequeno aumento na intensidade da descoloração nas soluções de jiló, maxixe, milho, berinjela e repolho na presença de  $H_2O_2$ . Além disso, uma leve descoloração começou a aparecer na solução de repolho na ausência de  $H_2O_2$  (Imagem 4-C-A6), sugerindo uma ação degradativa potencial sem o peróxido de hidrogênio.

Depois de 24 horas de contato (Imagem 4-D), com exceção das soluções com berinjela (Imagem 4-D-A4) e jiló contendo  $H_2O_2$ , que apresentaram menos degradação, sugerindo uma possível estabilização de sua capacidade degradativa, as demais soluções expressaram mudanças significativas, representadas pela descoloração considerável. Além disso, as soluções contendo abobrinha (Imagem 4-D-A2), repolho (Imagem 4-D-A6), pepino (Imagem 4-D-A7) e maxixe (Imagem 4-D-A9) foram totalmente biodegradadas sem a presença de  $H_2O_2$ , destacando a eficácia desses vegetais na ausência do peróxido.

**Imagem 4.** Biodegradação do corante vermelho de metila, sendo: A) início da biodegradação, B) 3 horas de contato, C) 6 horas de contato, D) 24 horas de contato, E) 48 horas de contato. Tubo 1) vegetal e solução de corante, tubo 2) vegetal, solução de corante e peróxido de hidrogênio ( $H_2O_2$ ). A1) mandioca, A2) abobrinha, A3) milho, A4) berinjela, A5) gengibre, A6) repolho, A7) pepino, A8) chuchu, A9) maxixe, A10) jiló, A11) tubos de controle.



**Fonte:** Elaboração própria, 2026



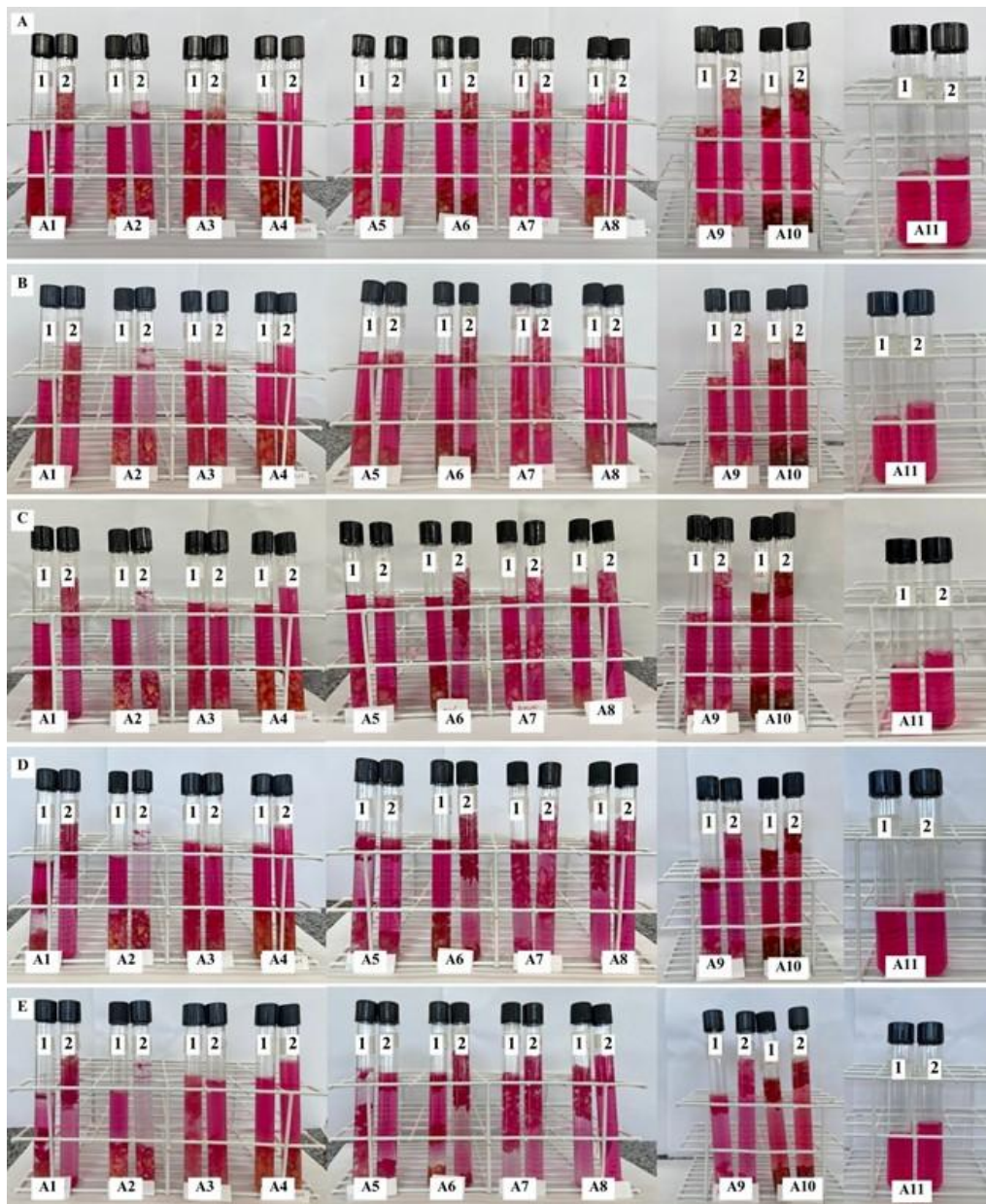
Passado um período de 48 horas (Imagem 4-E), todas as soluções apresentaram aumento geral na degradação do corante. Notoriamente, todas as soluções de corantes com vegetal sem  $H_2O_2$  (tubos 1) foram totalmente biodegradadas, demonstrando a eficácia dos vegetais na degradação do corante vermelho de metila sem o uso de peróxido de hidrogênio. Ademais, é possível apontar que as soluções de abobrinha (Imagem 4-E-A2) e gengibre (Imagem 4-E-A5), tanto com  $H_2O_2$  quanto sem, foram completamente degradadas, reforçando a capacidade degradativa das enzimas desses vegetais. É importante destacar que foram utilizados pedaços de vegetais, ou seja, havia células íntegras no experimento. Isto explica o porquê de as biodegradações terem funcionado mesmo quando o peróxido de hidrogênio não foi adicionado. Além disso, todas as comparações foram realizadas através dos tubos de controles (Imagem 4-A11).

#### **Drimaren vermelho CL-5B (C.I. RR 241)**

Os resultados indicam que, exceto pelo milho, que mostrou uma capacidade notável de descolorir o corante drimaren vermelho, especialmente na presença de  $H_2O_2$ , os demais vegetais estudados não degradaram significativamente este corante em comparação aos tubos de controle (Imagem 5-A11). Após 3 horas de contato (Imagem 5-B), foi visto que apenas a solução contendo milho e  $H_2O_2$  (Imagem 5-B-A2) começou a descolorir, indicando o início da degradação do corante nessa condição específica. Essa tendência persistiu depois de um período de 6 horas (Imagem 5-C), com apenas a solução de milho em presença de  $H_2O_2$  (Imagem 5-C-A2) apresentando sinais de descoloração, implicando que o processo de biodegradação estava ocorrendo de forma mais eficaz nessa combinação.

Após 24 horas (Imagem 5-D), a solução de milho com  $H_2O_2$  (Imagem 5-D-A2) continuou descolorindo. Também foram observados sinais de degradação nas soluções contendo maxixe (Imagem 5-D-A1), jiló (Imagem 5-D-A6), chuchu (Imagem 5-D-A5) e repolho (Imagem 5-D-A7), indicando que a exposição prolongada começa a afetar a atividade degradativa dos vegetais. Com 48 horas de contato (Imagem 5-E), a solução de milho com  $H_2O_2$  (Imagem 5-E-A2) estava quase incolor, sugerindo uma degradação significativa do corante. Além disso, uma descoloração notável foi observada nas soluções de repolho com ausência de  $H_2O_2$  (Imagem 5-E-A7) e na do jiló (Imagem 5-E-A6) em ambos os tubos, indicando que os outros vegetais também podem contribuir para a degradação do corante a depender do tempo de exposição.

**Imagem 5** – Biodegradação do corante drimaren vermelho, sendo: A) início da biodegradação, B) 3 horas de contato, C) 6 horas de contato, D) 24 horas de contato, E) 48 horas de contato. Tubo 1) vegetal e solução de corante, tubo 2) vegetal, solução de corante e peróxido de hidrogênio ( $H_2O_2$ ). A1) maxixe, A2) milho, A3) gengibre, A4) mandioquinha, A5) chuchu, A6) jiló, A7) repolho, A8) pepino, A9) abobrinha, A10) berinjela, A11) tubos de controle.



**Fonte:** Elaboração própria, 2026



### **Avaliação dos tubos de controle com os corantes**

As informações sobre o comportamento dos corantes verde janus B, drimaren vermelho e vermelho de metila em diferentes condições são reveladas pelos resultados dos tubos de controle, conforme mostrado nas Imagens 3-A11, 4-A11 e 5-A11. Durante o período de tempo – 3, 6, 24 e 48 horas – a cor dos corantes nos tubos de controle permaneceu estável, independentemente da presença ou ausência de peróxido de hidrogênio ( $H_2O_2$ ). Essa estabilidade sugere que, na ausência dos vegetais, o peróxido de hidrogênio sozinho não é suficiente para causar degradação significativa nos corantes. Portanto, conclui-se que a peroxidase é o principal agente de biodegradação.

Segundo Zanoni e Yamanaka (2016), o  $H_2O_2$  é um agente oxidante ambientalmente amigável, que reage com os corantes muito lentamente quando não há um catalisador adequado, como as peroxidases. Sem o catalisador, por não ser efetivo para todas as classes, o  $H_2O_2$  não pode iniciar uma reação eficaz com os corantes, pois seu potencial de oxidação não é autossuficiente. Além disso, a degradação dos corantes geralmente exige a formação de intermediários altamente reativos, como radicais livres, visto nas Equações 1, 2 e 3, que são produzidos quando as peroxidases catalisam a decomposição do  $H_2O_2$  (Almaguer, 2018). Esses intermediários são necessários para atacar e quebrar as ligações azo dos corantes ( $-N=N-$ ).

### **CONSIDERAÇÕES FINAIS**

Os resultados sugerem que o teste do guaiacol foi eficiente na triagem das peroxidases dos vegetais analisados. Após análise dos corantes verde janus B, vermelho de metila e drimaren vermelho, as peroxidases presentes nos vegetais mostraram ser uma fonte promissora para a degradação dos corantes em questão. Essas enzimas se provaram eficientes para catalisar a quebra da ligação ( $-N=N-$ ) (principalmente do verde janus B e do vermelho de metila), independentemente da presença ou ausência de peróxido de hidrogênio ( $H_2O_2$ ). No entanto, o verde janus B e o drimaren vermelho demonstraram que a presença de  $H_2O_2$  acelerou significativamente a degradação inicial dos corantes, indicando que, nesses casos, o peróxido de hidrogênio e as peroxidases são funcionalmente complementares.

No entanto, a capacidade dos vegetais de continuar a degradar os corantes na ausência de  $H_2O_2$  após um período prolongado de contato demonstra que as peroxidases conseguem promover a biodegradação por si só, como visto no corante vermelho de metila. Isso enfatiza o potencial dos vegetais como agentes biodegradadores naturais.



Assim, o estudo permitiu identificar que as peroxidases vegetais são promissoras como uma alternativa sustentável para o tratamento de efluentes contendo corantes, com ou sem a presença de oxidantes externos, como o peróxido de hidrogênio.

## REFERÊNCIAS

AKHTAR, Naheed *et al.* Investigation of pharmacologically important polyphenolic secondary metabolites in plant-based food samples using HPLC-DAD. *Plants*, v. 13, n. 10, p. 1311, 2024. DOI: <https://doi.org/10.3390/plants13101311>. Disponível em: <https://www.mdpi.com/2223-7747/13/10/1311>. Acesso em: 16 dez. 2025.

ALMAGUER, Mairely Alfonso. *Degradação de corantes azo por processo enzimático (peroxidase de Brassica rapa) e biofiltro anaeróbio-aeróbio*. 2018. 101 p. Dissertação (Mestrado) — Universidade Federal do Rio de Janeiro, Programa de Pós-Graduação em Engenharia Química, Rio de Janeiro, 2018. Disponível em: <https://pantheon.ufrj.br/bitstream/11422/12849/1/MairelyAlfonsoAlmaguer-min.pdf>. Acesso em: 16 dez. 2025.

BILAL, Muhammad *et al.* Peroxidase-assisted removal of environmentally related hazardous pollutants with reference to the reaction mechanisms of industrial dyes. *Science of the Total Environment*, v. 644, p. 1-13, 2018. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2018.06.274>. Disponível em: <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S0048969718323507?via%3Dihub>. Acesso em: 18 dez. 2025.

**BRASIL**. Conselho Nacional do Meio Ambiente. Resolução nº 430, de 13 de maio de 2011. Dispõe sobre as condições e padrões de lançamento de efluentes. Diário Oficial da União: seção 1, Brasília, DF, 16 maio 2011. Disponível em: <https://www.suape.pe.gov.br/pt/publicacoes/245-resolucao/185-conama-n-430-de-2011>. Acesso em: 13 jan. 2026.

CASELLA, Luigi *et al.* Purification and spectral characterization of a para-peroxidase from *Cucurbita pepo* ripe fruits. *Biochimica et Biophysica Acta*, v. 872, n. 3, p. 216-225, 1986. DOI: [https://doi.org/10.1016/0167-4838\(86\)90274-8](https://doi.org/10.1016/0167-4838(86)90274-8). Disponível em: <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/0167483886902748?via%3Dihub>. Acesso em: 18 dez. 2025.

DA SILVA, Michelle Reis *et al.* The use of HRP in decolorization of reactive dyes and toxicological evaluation of their products. *Enzyme Research*, v. 2010, p. 1-7, 2011. DOI: <https://doi.org/10.4061/2010/703824>. Disponível em: <https://onlinelibrary.wiley.com/doi/10.4061/2010/703824>. Acesso em: 13 jan. 2026.

DOMINGO, Estela *et al.* modulation in organometallic dyes: purple-colored acyclic carbenes derived from 2-isocianoazulene gold(I) complexes. *Dyes and Pigments*, v. 226, p. 112149, 2024. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.dyepig.2024.112149>. Disponível em: <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0143720824002146?via%3Dihub>. Acesso em: 20 dez. 2025.



FIGON, Florent *et al.* Electronic coupling in the reduced state lies at the origin of color changes of ommochromes. **Dyes and Pigments**, v. 185, p. 108661, 2021. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.dyepig.2020.108661>. Disponível em: <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S0143720820313589?via%3Dihub>. Acesso em: 18 dez. 2025.

GODOY, Schmidt Godoy. Pesquisa qualitativa: tipos fundamentais. **Revista de Administração de Empresas**, v. 35, n. 3, p. 20-29, 1995. DOI: <https://doi.org/10.1590/S0034-75901995000300004>. Disponível em: <https://www.scielo.br/j/rae/a/ZX4cTGrqYfVhr7LvVyDBgdb/?format=pdf&lang=pt>. Acesso em: 15 jan. 2026.

GUPTA, Puja; SEKAR, Nagaiyan. Investigation of heterocyclic azo dyes for dye-sensitized solar cells and non-linear optical properties: synthesis and in silico studies. **Journal of Molecular Structure**, v. 1321, p. 140035, 2025. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.molstruc.2024.140035>. Disponível em: <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S0022286024025444?via%3Dihub>. Acesso em: 20 jan. 2026.

LIMA, Maria L. S.; ALCEL, Paloma S.; GONÇALVES, Caroline S. Investigação qualitativa da biodegradação de corantes têxteis do tipo azo utilizando células de batata-doce (*Ipomoea batatas*) como fonte de biocatalisador. **Revista Sítio Ativo**, v. 4, n. 2, p. 30-39, 2020. DOI: <https://doi.org/10.47236/2594-7036.2020.v4.i2.30-39p>. Disponível em: <https://sitionovo.iftto.edu.br/index.php/sitionovo/article/view/416/140>. Acesso em: 20 jan. 2026.

LIU, Yiang *et al.* Degradation of azo dyes with different functional groups in simulated wastewater by electrocoagulation. **Water**, v. 14, n. 1, p. 123, 2022. DOI: <https://doi.org/10.3390/w14010123>. Disponível em: <https://www.mdpi.com/2073-4441/14/1/123>. Acesso em: 19 jan. 2026.

MISHRA, Virendra R. *et al.* Linear and NLO properties of functional group and position isomers of azo and azomethine compounds. **ChemistrySelect**, v. 5, n. 34, p. 10743-10753, 2020. DOI: <https://doi.org/10.1002/slct.202001072>. Disponível em: <https://chemistry-europe.onlinelibrary.wiley.com/doi/10.1002/slct.202001072>. Acesso em: 13 jan. 2026.

MOHAN, Keerthi *et al.* Experimental and theoretical studies of azo derivatives with different donors, acceptors and position isomerism. **Journal of Molecular Structure**, v. 1249, p. 131621, 2022. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.molstruc.2021.131621>. Disponível em: <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S002228602101749X?via%3Dihub>. Acesso em: 20 jan. 2026.

OLIVEIRA JÚNIOR, José Kleber Sousa. **Efeito do corante azo Reactive Black 5 no processo de granulação aeróbia em reator em batelada sequencial**. 2020. 71 f. Dissertação (Mestrado) — Universidade Federal do Ceará, Fortaleza, 2020. Disponível em: <https://repositorio.ufc.br/handle/riufc/50745>. Acesso em: 25 jan. 2026.

PINHEIRO, Lucas Rafael Santana *et al.* Degradation of azo dyes: bacterial potential for bioremediation. **Sustainability**, v. 14, n. 3, p. 1510, 2022. DOI: <https://doi.org/10.3390/su14031510>. Disponível em: <https://www.mdpi.com/2071-1050/14/3/1510>. Acesso em: 22 jan. 2026.



SILVA, Clemilson Elpidio da; CLERICI, Maria Teresa Pedrosa Silva. Contributions of Cucumis L. Genetic diversity to phytochemical bioavailability and its impact on human health: A review. v. 45, p. e495, 2025. DOI: <https://doi.org/10.5327/fst.491>. Disponível em: <https://fstjournal.com.br/revista/article/view/491/352>. Acesso em: 14 jan. 2026.

SILVA, Jessica Raiane Barbosa *et al.* Caracterização físico-química e biométrica do fruto jiló (*Solanum gilo* Raddi). **Research, Society and Development**, v. 11, n. 4, p. e34211427323, 2022. DOI: <http://dx.doi.org/10.33448/rsd-v11i4.27323>. Disponível em: <https://www.rsjournal.org/rsd/article/view/27323/23968>. Acesso em: 22 jan. 2026.

SILVA, Luís Paulo Alves da. **Síntese e caracterização de novos polímeros conjugados derivados de tiofeno-pirrol-tiofeno (SNS) ligados a corantes azo**. 2020. 124f. Dissertação (Mestrado) — Universidade Federal de Alagoas, Maceió, 2020. Disponível em: <https://www.repositorio.ufal.br/handle/riufal/7307>. Acesso em: 24 jan. 2026.

SWISS INSTITUTE OF BIOINFORMATICS. **Enzyme nomenclature: nomenclature committee of the International Union of Biochemistry and Molecular Biology (NC-IUBMB)**. 2011. Disponível em: <https://web.archive.org/web/20110621220953/http://ca.expasy.org/enzyme/>. Acesso em: 25 jan. 2026.

VAIANO, Vincenzo; DE MARCO, Iolanda. Removal of azo dyes from wastewater through heterogeneous photocatalysis and supercritical water oxidation. **Separations**, v. 10, n. 4, p. 230, 2023. DOI: <https://doi.org/10.3390/separations10040230>. Disponível em: <https://www.mdpi.com/2297-8739/10/4/230>. Acesso em: 18 dez. 2025.

XIANG, Zheng-rui *et al.* *Solanum* plants: functional ingredients, biological activities, toxicity and applications in food science. v. 15, 2026. DOI: <https://doi.org/10.26599/FSHW.2025.9250699>. Disponível em: [https://www.sciopen.com/article\\_pdf/10.26599/FSHW.2025.9250699.pdf](https://www.sciopen.com/article_pdf/10.26599/FSHW.2025.9250699.pdf). Acesso em: 14 jan. 2026.

ZANONI, Maria Valnice Boldrin (org.); YAMANAKA, Hideko (org.). **Corantes: caracterização química, toxicológica, métodos de detecção e tratamento**. 1. ed. São Paulo: Cultura Acadêmica, 2016. E-book. Disponível em: <https://www.culturaacademica.com.br/catalogo/corantes/>. Acesso em: 22 jan. 2026.