

---

**PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIAS BIOLÓGICAS  
(MICROBIOLOGIA APLICADA)**

---

**DEGRADAÇÃO DE EFLUENTES DA INDÚSTRIA TÊXTIL PELO PROCESSO  
ELETROLÍTICO E AVALIAÇÃO ECOTOXICOLÓGICA EM DIFERENTES NÍVEIS  
TRÓFICOS**

**JOSÉ RUBENS MORAES JÚNIOR**

Dissertação/tese apresentada ao Instituto de Biociências do Campus de Rio Claro, Universidade Estadual Paulista, como parte dos requisitos para obtenção do título de Mestre em Ciências Biológicas – Microbiologia Aplicada.

**Fevereiro - 2015**

**JOSÉ RUBENS MORAES JÚNIOR**

**DEGRADAÇÃO DE EFLUENTES DA INDÚSTRIA TÊXTIL PELO PROCESSO  
ELETROLÍTICO E AVALIAÇÃO ECOTOXICOLÓGICA EM DIFERENTES  
NÍVEIS TRÓFICOS**

Dissertação/tese apresentada ao Instituto de Biociências do Campus de Rio Claro, Universidade Estadual Paulista, como parte dos requisitos para obtenção do título de Mestre em Ciências Biológicas – Microbiologia Aplicada.

**Orientador: Prof. Dr. Ederio Dino Bidoia**

**Rio Claro  
Fevereiro - 2015**

604.6 Moraes Júnior, José Rubens  
M827d Degradação de efluentes da indústria têxtil pelo processo eletrolítico e avaliação ecotoxicológica em diferentes níveis tróficos / José Rubens Moraes Júnior. - Rio Claro, 2015  
102 f. : il., figs., gráfs., tabs., fots.

Dissertação (mestrado) - Universidade Estadual Paulista,  
Instituto de Biociências de Rio Claro  
Orientador: Ederio Dino Bidoia

1. Resíduos. 2. Remoção de cor. 3. Tratamento físico-químico. 4. Acid Blue 40. 5. Acid Red 151. I. Título.

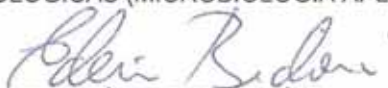
**CERTIFICADO DE APROVAÇÃO**

**TÍTULO:** Degradação de efluentes da indústria têxtil pelo processo eletrolítico e avaliação ecotoxicológica em diferentes níveis tróficos

**AUTOR:** JOSÉ RUBENS MORAES JÚNIOR

**ORIENTADOR:** Prof. Dr. EDÉRIO DINO BIDÓIA

Aprovado como parte das exigências para obtenção do Título de MESTRE EM CIÊNCIAS BIOLÓGICAS (MICROBIOLOGIA APLICADA), pela Comissão Examinadora:



Prof. Dr. EDÉRIO DINO BIDÓIA

Departamento de Bioquímica e Microbiologia / Instituto de Biociências de Rio Claro



Prof. Dr. EDSON APARECIDO ABDUL NOUR

Departamento de Saneamento e Ambiente, Faculdade de Engenharia Civil, Arquitetura e Urbanismo, Universidade Estadual de Campinas, Campinas/SP



Prof. Dr. CARLOS RENATO CORSO

Departamento de Bioquímica e Microbiologia / Instituto de Biociências de Rio Claro

Data da realização: 27 de fevereiro de 2015.

## DEDICATÓRIA

*Dedico esse trabalho aos meus pais, José Rubens Moraes e Doraci Amaro Moraes por seu incentivo, compreensão e dedicação sem os quais eu não teria chego até aqui.*

*E a minha namorada, Thais de Sousa Pinheiro por mesmo longe estar sempre presente me acompanhando durante todas as etapas desta jornada.*

## **AGRADECIMENTOS**

-Ao meu orientador Prof. Dr. Ederio Dino Bidoia que abriu as portas para que eu pudesse voltar a esse fascinante mundo da pesquisa, me apoiou e orientou durante todo o curso deste trabalho.

- Aos colegas do laboratório Multidisciplinar do departamento de Bioquímica e Microbiologia da Unesp campus de Rio Claro, pela orientação e apoio.

- À minha irmã, Joice Moraes Santos, pelo apoio e por me oferecer um lugar para ficar.

- À Coordenadoria de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior – CAPES, pela bolsa de estudos concedida para que eu pudesse realizar este trabalho.

*“Cada dia a natureza produz o suficiente para nossa carência. Se cada um tomasse o que lhe fosse necessário, não havia pobreza no mundo e ninguém morreria de fome.”*

*Mahatma Gandhi*

## RESUMO

A falta de controle e consciência na utilização dos recursos naturais por muito tempo tem agora mostrado a humanidade suas consequências. A escassez de água potável ou própria para tratamento já é uma verdade para grande parte do mundo civilizado. As indústrias têxteis geram grande quantidade de resíduos com baixos níveis de degradação, incluindo os corantes utilizados no processo e há dificuldade de tratamento e disposição final desses resíduos. O presente trabalho visou a degradação de efluentes têxteis simulados através de processo eletrolítico, a avaliação da eficácia na degradação e a avaliação ecotoxicológica do efluente tratado através de testes com *Lactuca sativa*, *Eruca sativa*, *Cucumis sativus*, *Artemia salina* e *Saccharomyces cerevisiae*. Os corantes Acid Blue 40 e Acid Red 151 apresentaram toxicidade para as sementes de *L. sativa*, *E. sativa* e *C. sativus*, não apresentando toxicidade para *A. salina* e *S. cerevisiae*. O cloro residual livre se mostrou tóxico para todos os organismos tendo a *A. salina* como organismo mais sensível. A *S. cerevisiae* apesar de não demonstrar sensibilidade aos corantes nas concentrações analisadas, se mostrou sensível ao processo de eletrólise apresentando maior sensibilidade para os tempos de 30 e 40 min. Foi possível inativar todo o cloro residual livre gerado durante o processo com adição de tiosulfato de sódio ao efluente tratado. Conclui-se que o tempo de tratamento de 15 min é suficiente para remoção da cor inicial do efluente e apresenta menor toxicidade entre as amostras com a cor removida sendo este o tempo ótimo de tratamento nas condições em que estes foram realizados.

Palavras-chave: Remoção de cor. Efluente Têxtil. Tratamento físico-químico.



## ABSTRACT

The lack of control and consciousness in exploring the natural resources for a long period has now showed humanity its consequences. The scarcity of potable water or water eligible for treatment is already a truth for most of the civilized world. The textile industries generate large quantities of waste with low level, including dyes used in the process and there are difficulties in treating and disposal of those wastes. The present study aimed into the degradation of simulated textile effluents through electrolytic process, the evaluation of the effectiveness in the degradation and the ecotoxicological evaluation of the treated effluent through tests with *Lactuca sativa*, *Eruca sativa*, *Cucumis sativus*, *Artemia salina*, and *Saccharomyces cerevisiae*. The Acid Blue 40 e Acid Red 151 dyes presented toxicity for the seeds of *L. sativa*, *E. sativa* e *C. sativus*, and not presenting toxicity for *A. salina* e *S. cerevisiae*. The free residual chlorine shown itself toxic to all of the organisms, having *A. salina* as the most sensitive of them. The *S. cerevisiae* although not demonstrating sensitivity to the dyes in the analyzed concentrations, presented sensible to the electrolytic process presenting more sensitivity to the samples of the 30 and 40 min. It was possible to inactivate all of the free residual chlorine generated during the process with the addition of sodium thiosulfate to the treated effluent. The study concludes that 15 min of treatment is enough to remove the initial color of the simulated effluent and presents less toxicity among the color-removed samples being this the optimal amount of time of treatment in the conditions in which the study was developed.

Key words: Color removal. Textile effluent. Physical-chemical treatment.

## LISTA DE FIGURAS

- Figura 1: Estrutura dos corantes Acid blue 40 (a) e Acid red 151 (b)
- Figura 2: Aquecimento do corante Acid Blue 40 para total dissolução.
- Figura 3: Esquema de equipamento de eletrólise em escala laboratorial.
- Figura 4: Figura 4: Espectrofotômetro Shimadzu modelo UV-2401PC.
- Figura 5: Aquário preparado para eclosão.
- Figura 6: Cistos de *A. salina*.
- Figura 7: Lupa para contagem dos organismos.
- Figura 8: Da esquerda para direita: embalagens de sementes de *L. sativa*, *C. sativus* e *E. sativa* sem defensivos.
- Figura 9: Disposição das sementes em placa de petri.
- Figura 10: Sementes de *L. sativa* (acima), *E. sativa* (inferior esquerda) e *C. sativus* (inferior direita) após 72 h de germinação em água desionizada.
- Figura 11: Amostra contendo células de *S. cerevisiae* com corante eritrosina em câmara de Neubauer para contagem celular.
- Figura 12: Índice de Germinação para a semente de Alface, *L. sativa*, para o corante Acid Blue 40.
- Figura 13: Índice de Germinação para a semente de Rúcula, *E. sativa*, para o corante Acid Blue 40.
- Figura 14: Índice de Germinação para a semente de Pepino, *C. sativus*, para o corante Acid Blue 40.
- Figura 15: Comparação entre os testes de sensibilidade para o corante Acid Blue 40.
- Figura 16: Índice de Germinação para a semente de Alface, *L. sativa*, para o corante Acid Red 151.
- Figura 17: Índice de Germinação para a semente de Rúcula, *E. sativa*, para o corante Acid Red 151.
- Figura 18: Índice de Germinação para a semente de Pepino, *Cucumis sativus*, para o corante Acid Red 151.
- Figura 19: Comparação entre os testes de sensibilidade para o corante Acid Red 151.

- Figura 20: Índice de Germinação para a semente de Alface, *Lactuca sativa*, Solução Salina - Eletrólitos.
- Figura 21: Índice de germinação para a semente de rúcula, *E. sativa*, para solução salina - eletrólitos.
- Figura 22: Índice de Germinação para a semente de Pepino, *C. sativus*, para Solução Salina – Eletrólitos.
- Figura 23: Mortalidade celular (%) de *S. cerevisiae* para solução salina - eletrólitos.
- Figura 24: Comparação entre os testes de sensibilidade para Solução de Eletrólitos.
- Figura 25: Índice de germinação para a semente de alface, *L. sativa*, para cloro residual livre.
- Figura 26: Índice de germinação para a semente de rúcula, *E. sativa*, para cloro residual livre.
- Figura 27: Índice de germinação para a semente de pepino, *C. sativus*, para cloro residual livre.
- Figura 28: Mortalidade (%) de *S. cerevisiae* para cloro residual livre.
- Figura 29: Porcentagem de Mortalidade de náupilos de *Artemia salina* para Cloro Residual Livre.
- Figura 30: Comparação entre os testes de sensibilidade para cloro residual livre.
- Figura 31: Índice de Germinação para a semente de alface, *L. sativa*, para tiosulfato de sódio.
- Figura 32: Índice de Germinação para a semente de rúcula, *E. sativa*, para tiosulfato de sódio.
- Figura 33: Índice de Germinação para a semente de pepino, *C. sativus*, para tiosulfato de sódio.
- Figura 34: Porcentagem de Mortalidade de náupilos de *A. salina* para tiosulfato de sódio.
- Figura 35: Comparação entre os testes de sensibilidade para tiosulfato de sódio.
- Figura 36: Espectro do corante Acid Blue 40.
- Figura 37: Reta para o corante Acid Blue 40,  $R^2 = 0,9998$ .

- Figura 38: Amostras de tratamento eletrolítico de mistura de corante Acid Blue 40 com concentração de 10 g/L de cloreto de sódio e 1,32 g/L de carbonato de sódio em diferentes tempos como os mostrados acima dos frascos, T0 é o controle, T3 foi o de 3 min de tratamento eletrolítico, T5 foi de 5 min de tratamento eletrolítico, e assim sucessivamente.
- Figura 39: Índice de germinação para a semente de pepino, *C. sativus*, para o processo de eletrólise com Acid Blue 40. Concentrações de sais: 10,00 g/L de cloreto de sódio e 1,32 g/L de carbonato de sódio.
- Figura 40: Índice de Mortalidade para *A. salina* ao processo de eletrólise com Acid Blue 40. Concentrações de sais: 10,00 g/L de cloreto de sódio e 1,32 g/L de carbonato de sódio.
- Figura 41: Mortalidade (%) para *S. cerevisiae* ao processo de eletrólise com Acid Blue 40. Concentrações de sais: 10,00 g/L de cloreto de sódio e 1,32 g/L de carbonato de sódio.
- Figura 42: Amostras de tratamento eletrolítico de mistura de corante Acid Blue 40 com concentração de 2,00 g/L de cloreto de sódio e 0,26 g/L de carbonato de sódio nos tempos como os mostrados acima dos frascos, T0 é o controle, T3 foi o de 3 min de tratamento eletrolítico, T5 foi de 5 min de tratamento eletrolítico, e assim sucessivamente.
- Figura 43: Índice de Germinação para a semente de alface, *L. sativa*, para o processo de eletrólise com Acid Blue 40. Concentrações de sais: 2,00 g/L de cloreto de sódio e 0,26 g/L de carbonato de sódio.
- Figura 44: Índice de germinação para a semente de rúcula, *E. sativa*, para o processo de eletrólise com Acid Blue 40. Concentrações de sais: 2,00 g/L de cloreto de sódio e 0,26 g/L de carbonato de sódio.
- Figura 45: Índice de germinação para a semente de pepino, *C. sativus*, para o processo de eletrólise com Acid Blue 40. Concentrações de sais: 2,00 g/L de cloreto de sódio e 0,26 g/L de carbonato de sódio.
- Figura 46: Mortalidade (%) para *A. salina* ao processo de eletrólise com Acid Blue 40. Concentrações de sais: 2,00 g/L de cloreto de sódio e 0,26 g/L de carbonato de sódio.

- Figura 47: Mortalidade celular (%) para *S. cerevisiae* ao processo de eletrólise com Acid Blue 40. Concentrações de sais: 2,00 g/L de cloreto de sódio e 0,26 g/L de carbonato de sódio.
- Figura 48: Espectro do corante Acid Red 151.
- Figura 49: Reta para o corante Acid Red 151,  $R^2 = 0,9999$ .
- Figura 50: Amostras de tratamento eletrolítico de mistura de corante Acid Red 151 em diferentes tempos com concentração de 10 g/L de cloreto de sódio e 1,32 g/L de carbonato de sódio. Como os mostrados acima dos frascos, T0 é o controle, T3 foi o de 3 min de tratamento eletrolítico, T5 foi de 5 min de tratamento eletrolítico, e assim sucessivamente.
- Figura 51: Mortalidade celular (%) para *S. cerevisiae* ao processo de eletrólise com Acid Red 151. Concentrações de sais: 10,00 g/L de cloreto de sódio e 1,32 g/L de carbonato de sódio.
- Figura 52: Amostras de tratamento eletrolítico de mistura de corante Acid Blue 40 com concentração de 2,00 g/L de cloreto de sódio e 0,26 g/L de carbonato de sódio. Como mostrados acima dos frascos, T0 é o controle, T3 foi o de 3 min de tratamento eletrolítico, T5 foi de 5 min de tratamento eletrolítico, e assim sucessivamente.
- Figura 53: Índice de Germinação para a semente de alface, *L. sativa*, para o processo de eletrólise com Acid Red 151. Concentrações de sais: 2,00 g/L de cloreto de sódio e 0,26 g/L de carbonato de sódio.
- Figura 54: Índice de germinação para a semente de *E. sativa*, para o processo de eletrólise com Acid Red 151. Concentrações de sais: 2,00 g/L de cloreto de sódio e 0,26 g/L de carbonato de sódio.
- Figura 55: Índice de germinação para a semente de *C. sativus*, para o processo de eletrólise com Acid Red 151. Concentrações de sais: 2,00 g/L de cloreto de sódio e 0,26 g/L de carbonato de sódio.
- Figura 56: Índice de mortalidade para *A. salina* ao processo de eletrólise com Acid Red 151. Concentrações de sais: 2,00 g/L de cloreto de sódio e 0,26 g/L de carbonato de sódio.
- Figura 57: Mortalidade celular (%) para *S. cerevisiae* ao processo de eletrólise com Acid Red 151. Concentrações de sais: 2,00 g/L de cloreto de sódio e 0,26 g/L de carbonato de sódio.

- Figura 58: Espectro para a mistura dos corantes Acid Blue 40 e Acid Red 151.
- Figura 59: Reta para a mistura dos corantes Acid Blue 40 e Acid Red 151,  $R^2 = 0,9992$ .
- Figura 60: Amostras de tratamento eletrolítico de mistura de corantes Acid Blue 40 e Acid Red 151 em diferentes tempos com concentração de 10,00 g/L de cloreto de sódio e 1,32 g/L de carbonato de sódio. Como os mostrados acima dos frascos, T0 é o controle, T3 foi o de 3 min de tratamento eletrolítico, T5 foi de 5 min de tratamento eletrolítico, e assim sucessivamente.
- Figura 61: Mortalidade (%) para *S. cerevisiae* ao processo de eletrólise para o efluente simulado com a mistura dos corantes Acid Blue 40 e Acid Red 151. Concentrações de sais: 10,00 g/L de cloreto de sódio e 1,32 g/L de carbonato de sódio.
- Figura 62: Índice de Mortalidade e desvio padrão para *A. salina* ao processo de eletrólise para mistura dos corantes Acid Blue 40 e Acid Red 151. Concentrações de sais: 10,00 g/L de cloreto de sódio e 1,32 g/L de carbonato de sódio.
- Figura 63: Amostras de tratamento eletrolítico de mistura de corantes Acid Blue 40 e Acid Red 151 em diferentes tempos com concentração de 2 g/L de cloreto de sódio e 0,26 g/L de carbonato de sódio. Como os mostrados acima dos frascos, T0 é o controle, T3 foi o de 3 min de tratamento eletrolítico, T5 foi de 5 min de tratamento eletrolítico, e assim sucessivamente.
- Figura 64: Índice de germinação e desvio padrão para a semente de alface, *L. sativa*, para o processo de eletrólise com mistura dos corantes Acid Blue 40 e Acid Red 151. Concentrações de sais: 2,00 g/L de cloreto de sódio e 0,26 g/L de carbonato de sódio.
- Figura 65: Índice de germinação e desvio padrão para a semente de rúcula, *E. sativa*, para o processo de eletrólise com mistura dos corantes Acid Blue 40 e Acid Red 151. Concentrações de sais: 2,00 g/L de cloreto de sódio e 0,26 g/L de carbonato de sódio.
- Figura 66: Índice de germinação e desvio padrão para a semente de pepino, *C. sativus*, para o processo de eletrólise com mistura dos corantes Acid Blue 40 e Acid Red 151. Concentrações de sais: 2,00 g/L de cloreto de sódio e 0,26 g/L de carbonato de sódio.

- Figura 67: Mortalidade (%) e desvio padrão para *S. cerevisiae* ao processo de eletrólise para mistura dos corantes Acid Blue 40 e Acid Red 151. Concentrações de sais: 2,00 g/L de cloreto de sódio e 0,26 g/L de carbonato de sódio.
- Figura 68: Índice de Mortalidade e desvio padrão para *A. salina* ao processo de eletrólise para mistura dos corantes Acid Blue 40 e Acid Red 151. Concentrações de sais: 2,00 g/L de cloreto de sódio e 0,26 g/L de carbonato de sódio.

## LISTA DE TABELAS

- Tabela 1: Classificação dos principais grupos de corantes.
- Tabela 2: Concentração de sais minerais utilizados durante fixação de corantes diretos e reativos ao algodão.
- Tabela 3: Concentração do corante Acid Blue 40 no efluente simulado eletrolisado durante processo de eletrólise.
- Tabela 4: Análises físico-químicas e adição de tiosulfato de sódio do processo eletrolítico para o corante Acid Blue 40. Solução de eletrólitos com concentração de 10,00 g/L de cloreto de sódio e 1,32 g/L de carbonato de sódio.
- Tabela 5: Concentração do corante Acid Blue 40 no efluente sintético eletrolisado com concentração de 2,00 g/L de cloreto de sódio e 0,26 g/L de carbonato de sódio durante processo de eletrólise
- Tabela 6: Análises físico-químicas e adição de tiosulfato de sódio para o processo eletrolítico para o efluente simulado do corante Acid Blue 40. Solução de eletrólitos com concentração de 2,00 g/L de cloreto de sódio e 0,26 g/L de carbonato de sódio.
- Tabela 7: Concentração do efluente simulado contendo o corante Acid Red 151 durante processo de eletrólise.
- Tabela 8: Análises físico-químicas e adição de tiosulfato de sódio do processo eletrolítico para o corante Acid Red 151. Solução de eletrólitos com concentração de 10,00 g/L de cloreto de sódio e 1,32 g/L de carbonato de sódio.
- Tabela 9: Concentração do efluente sintético contendo o corante Acid Red 151 (com menor concentração de sais) durante processo de eletrólise.
- Tabela 10: Análises físico-químicas e adição de tiosulfato de sódio para o processo eletrolítico para o corante Acid Red 151. Solução de eletrólitos com concentração de 2,00 g/L de cloreto de sódio e 0,26 g/L de carbonato de sódio.
- Tabela 11: Concentração da mistura de corantes durante processo de eletrólise.
- Tabela 12: Análises físico-químicas e adição de tiosulfato de sódio do processo eletrolítico para a mistura de corantes Acid Blue 40 e Acid Red 151. Solução de eletrólitos com concentração de 10,00 g/L de cloreto de sódio e 1,32 g/L de carbonato de sódio



- Tabela 13: Concentração da mistura de corantes durante processo de eletrólise.
- Tabela 14: Análises físico-químicas e adição de tiosulfato de sódio do processo eletrolítico para a mistura de corantes Acid Blue 40 e Acid Red 151. Solução de eletrólitos com concentração de 2,00 g/L de cloreto de sódio e 0,26 g/L de carbonato de sódio.

## SIGLAS E ABREVIATURAS

- °C: graus Célcus
- %M: porcentagem de organismo mortos
- Art.: artigo
- A: amperes
- G: força gravitacional
- g: gramas
- g/L: gramas por litro
- L: litro
- L/h: litros por hora
- M: concentração molar
- mg: miligrama
- mg/L: miligramas por litro
- mg.L<sup>-1</sup>: miligramas por litro
- min: minutos
- mL: mililitro
- p.a.: para análise
- pH: potencial de hidrogênio
- RN: Rio Grande do Norte
- RuO<sub>2</sub>: óxido de rutênio
- TiO<sub>2</sub>: óxido de titânio
- W: watts

## SUMARIO

**DEDICATÓRIA**

**AGRADECIMENTOS**

**RESUMO**

**ABSTRACT**

**LISTA DE FIGURAS**

**LISTA DE TABELAS**

**LISTA DE ABREVIATURAS**

**SUMÁRIO**

### **1. INTRODUÇÃO**

### **2. REVISÃO DA LITERATURA**

#### **2.1. Indústria têxtil e corantes**

##### **2.1.1 Indústria Têxtil**

##### **2.1.2 Corantes têxteis**

#### **2.2. Processo eletrolítico**

#### **2.3 Ecotoxicologia**

#### **2.4 Testes de Toxicidade e Ecotoxicológicos**

##### **2.4.1 *Saccharomyces cerevisiae***

##### **2.4.2 *Artemia salina***

##### **2.4.3 Sementes**

#### **2.5 Bioestatística**

##### **2.5.1 Testes não-paramétricos**

#### **2.6 Níveis Tróficos**

### **3. OBJETIVOS**

#### **3.1 Objetivos gerais**

#### **3.2 Objetivos específicos**

### **4. MATERIAL E MÉTODOS**

#### **4.1. Preparo das Amostras**

##### **4.1.1. Corantes**

##### **4.1.2. Solução de eletrólitos**

##### **4.1.2. Cloro residual livre**

##### **4.1.3. Tiosulfato de sódio**

##### **4.1.4. Preparo do efluente sintético**

#### **4.2. Procedimento do tratamento eletrolítico**

##### **4.2.1 Adição de tiosulfato de sódio**

##### **4.2.2 Espectrofotometria**

#### **4.3. Preparação de testes toxicológicos**

##### **4.3.1 *Artemia salina***

##### **4.3.2 Sementes de Alface (*Lactuca sativa*), Pepino (*Cucumis sativus*) e Rúcula (*Eruca sativa*)**

##### **4.3.3 *Saccharomyces cerevisiae***

#### **4.4 Método Estatístico**

## **5. RESULTADOS E DISCUSSÕES**

### **5.1. Testes de Sensibilidade**

#### **5.1.1. Acid Blue 40**

#### **5.1.2. Acid Red 151**

#### **5.1.3. Eletrólitos**

#### **5.1.4. Cloro Residual Livre**

#### **5.1.5. Tiosulfato de Sódio**

### **5.2. Eletrólise do corante Acid Blue 40**

#### **5.2.1. Curva padrão**

#### **5.2.2. Teste com concentração de 10 g/L de cloreto de sódio e 1,32 g/L de carbonato de sódio**

#### **5.2.3. Teste com concentração de 2 g/L de cloreto de sódio e 0,26 g/L de carbonato de sódio**

### **5.3. Eletrólise do corante Acid Red 151**

#### **5.3.1. Curva padrão**

#### **5.3.2. Teste com concentração de 10 g/L de cloreto de sódio e 1,32 g/L de carbonato de sódio.**

#### **5.3.3. Teste com concentração de 2,00 g/L de cloreto de sódio e 0,26 g/L de carbonato de sódio.**

### **5.4. Eletrólise da mistura dos corantes Acid Blue 40 e Acid Red 151**

#### **5.4.1. Curva padrão**

#### **5.4.2. Teste com concentração de 10,00 g/L de cloreto de sódio e 1,32 g/L de carbonato de sódio**

#### **5.4.3. Teste com concentração de 2 g/L de cloreto de sódio e 0,26 g/L de carbonato de sódio**

## **6. CONCLUSÕES**

## **7. BIBLIOGRAFIA**

## **8. APÊNDICES**

## 1. INTRODUÇÃO

Por muito tempo sem consciência, a água foi utilizada sem controle algum. Com o advento da industrialização e um enorme crescimento populacional, o ecossistema não está mais sendo autossuficiente para depurar tudo que nele é despejado. Desta forma, várias localidades do planeta estão sofrendo com a escassez de água potável.

As indústrias têxteis geram grande quantidade de resíduos com baixos níveis de degradação, incluindo os corantes utilizados no processo e há dificuldade de tratamento e disposição final desses resíduos. Cerca de 15% dos corantes utilizados no processo de tingimento são perdidos no efluente. A degradação por micro organismos tem tido sucesso em alguns casos, porém, a baixa degradabilidade desses compostos tem resultado em níveis de degradação não satisfatórios, inclusive em sistemas de lodo ativado. Nesses sistemas, grande quantidade de resíduo sólido é formada, contendo ainda grande parte dos corantes adsorvidos que são descartados em aterros industriais, sendo este outro problema ambiental (MONTEIRO e DELLAMATRICE, 2006).

Águas industriais poluídas por compostos orgânicos são tratadas, mais comumente, através de sistemas biológicos, amplamente utilizados para o tratamento de efluentes lançados nos sistemas fluviais e marinhos (ANGELIS *et al.*, 1998).

Os tratamentos baseados em processos biológicos são os mais frequentemente utilizados, uma vez que permitem o tratamento de grandes volumes de efluente transformando compostos orgânicos tóxicos em  $\text{CO}_2$  e  $\text{H}_2\text{O}$  (ou  $\text{CH}_4$  e  $\text{CO}_2$ ), com custos relativamente baixos. A capacidade de certos microrganismos para degradar substâncias orgânicas tóxicas é um fato bem documentado. Em essência, o tratamento biológico fundamenta-se na utilização dos compostos tóxicos de interesse como substrato para o crescimento e a manutenção de microrganismos. Dependendo da natureza do acceptor de elétrons, os processos biológicos podem ser divididos em aeróbios ou anaeróbios. Nos aeróbios, que levam à formação de  $\text{CO}_2$  e  $\text{H}_2\text{O}$ , o acceptor de elétrons é oxigênio molecular. Nos anaeróbios, que degradam a  $\text{CO}_2$  e  $\text{CH}_4$ , o oxigênio molecular está ausente, sendo que algumas formas de carbono, enxofre e nitrogênio participam como aceptores de elétrons (ex.:  $\text{NO}_3^-$ ,  $\text{SO}_4^{2-}$ ,  $\text{CO}_2$ ) (FREIRE *et al.*, 2000).

O tratamento biológico possui, entretanto, algumas desvantagens que levam à investigação de novos métodos ou, até mesmo, ao desenvolvimento de tratamentos alternativos. Entre as desvantagens destacam-se a grande área ocupada pelos sistemas convencionais de tratamento biológico (várias lagoas aeróbias, anaeróbias e facultativas), a exalação de odores desagradáveis e sua total inutilidade no caso da presença de alguns resíduos que contêm substâncias tóxicas ao processo (pouco biodegradáveis ou não biodegradáveis). Assim, a eletro-oxidação de compostos orgânicos pode ser utilizada como um tratamento prévio de compostos tóxicos e não biodegradáveis

para que estes sejam posteriormente tratados através de sistemas biológicos convencionais (ANGELIS *et al.*, 1998).

Através de processos eletroquímicos poluentes podem ser removidos pela oxidação/redução diretas ou indiretas sem a necessidade de alimentação contínua de produtos químicos óxido-redutivos. Além disso, a seleção minuciosa de diversos processos eletroquímicos possibilita a prevenção de geração de produtos pós-tratamento que em muitos casos acabam sendo tratados como efluentes. Outras vantagens atraentes para o estudo de processos eletroquímicos são:

- Versatilidade: redução e oxidação direta ou indireta, fase de separação, concentração ou diluição, funcionalidade desinfetante, aplicável a uma variedade de meios e poluentes (como gases, líquidos e sólidos) e tratamento de volumes variados de microlitros a milhões de litros;
- Eficiência energética: processos eletroquímicos geralmente tem temperaturas mais baixas do que suas contrapartes equivalentes que não utilizam este processo, por exemplo: incineração térmica. Eletrodos e células podem ser projetados para minimizar perda de energia causadas por distribuição de corrente não homogeneia, queda de voltagem e reações paralelas;
- Receptividade para a automação: o sistema inerente a vários processos eletroquímicos (como por exemplo, potencial do eletrodo e corrente da célula) são particularmente viáveis para facilitar o processo de automação;
- Relação custo-eficácia: construção de células e equipamentos periféricos são geralmente simples e se propriamente projetados, não são caros (JUTTNER *et al.*, 2000).

Este trabalho visou aperfeiçoar metodologias para degradação de dois tipos de corantes têxteis pela utilização de processo eletrolítico. Além de a verificação de pH, condutividade e cloro livre antes e depois do processo, também, foram realizados testes ecotoxicológicos com sementes de alface (*Lactuca sativa*), rúcula (*Eruca sativa*), pepino (*Cucumis sativus*), *Artemia salina* e *Saccharomyces cerevisiae* para estudo de possíveis impactos biológicos ao meio ambiente.

## **2. REVISÃO DA LITERATURA**

### **2.1. Indústria têxtil e corantes**

#### **2.1.1 Indústria Têxtil**

A origem dos corantes têxteis é incerta, mas há indicações de seu uso pelo homem desde os primórdios das civilizações. A sua presença foi detectada em amostras de tecidos de tumbas egípcias e antigos hieróglifos datados de 2500 a.C. Até a metade do século 19, só existiam pigmentos naturais, provenientes de vegetais, insetos, moluscos e minerais, cujas fórmulas de extração e aplicação eram guardadas secretamente. A grande revolução na história desses compostos ocorreu quando o químico inglês William H. Perkin (1860-1929) descobriu, em 1856, o primeiro corante sintético (malva), derivado do coque. Foi o primeiro passo para a produção de corantes orgânicos sintéticos em grande escala (ZANONI e CARNEIRO, 2001).

Durante o processo de tingimento três etapas são consideradas importantes: a montagem, a fixação e o tratamento final. A fixação do corante à fibra é feita através de reações químicas da simples insolubilização do corante ou de derivados gerados e ocorre usualmente em diferentes etapas durante a fase de montagem e fixação. Entretanto, todo processo de tintura envolve como operação final uma etapa de lavagem em banhos correntes para retirada do excesso de corante original ou corante hidrolisado não fixado à fibra nas etapas precedentes (GUARATINI e ZANONI, 2000).

A indústria têxtil é de grande peso na economia mundial, porém ainda existe uma lacuna no que diz respeito à responsabilidade ambiental. Em geral no Brasil, onde a indústria têxtil tem uma grande participação e há regiões que sofrem com problemas de escassez de água, num estudo realizado por Abreu *et al.* (2008), as empresas investem no tratamento de resíduos não pela preocupação ambiental e social, mas sim para evitar multas e obter subsídios.

Devido à sua própria natureza, os corantes são altamente detectáveis a olho nu, sendo visíveis em alguns casos mesmo em concentrações tão baixas quanto 1 mg/L. Este comportamento apresenta vantagens e desvantagens, pois uma pequena quantidade lançada em efluentes aquáticos pode causar uma acentuada mudança de coloração dos rios, mas pode também ser facilmente detectada pelo público e pelas autoridades que controlam os assuntos ambientais (GUARATINI e ZANONI, 2000).

#### **2.1.2 Corantes têxteis**

Os corantes são das substâncias residuais, vindas das indústrias têxteis e indústrias de produção de corantes, que mais contribuem para a cor nas águas. Mesmo quando lançadas em pequenas quantidades no meio receptor são facilmente detectadas provocando problemas de natureza estética nas águas receptoras. Pelo fato de se diluírem facilmente, abrangem grandes áreas, tornando o tratamento muito mais complexo, difícil e dispendioso em comparação com o que seria necessário se fosse realizado na fonte produtora da poluição antes da diluição (RAMAKRISHNA e VIRARAGHAVAN, 1997).

Atualmente, existem diversos tipos de corantes têxteis com diferentes estruturas químicas. No início da manufatura têxtil a maioria dos corantes era natural, retirado de extratos de plantas, porém hoje os corantes usados são na sua maioria sintéticos (FERRAZ, 2008). Estima-se que existam cerca de 8000 corantes têxteis, a produção total de corantes no mundo é estimada em 800.000 ton./ano e pelo menos 10-15% destes entram no meio ambiente através dos efluentes (ZANONI e CARNEIRO, 2001; PEIXOTO *et al.*, 2013). A molécula do corante é dividida em duas partes: o grupo cromóforo responsável pela cor e a estrutura responsável pela fixação do corante (KUNZ *et al.*, 2002). Quanto ao grupo cromóforo o mais conhecido é o grupo AZO que consiste em ligações N=N, e está presente em cerca de 60% dos corantes têxteis utilizados. Estima-se que a porcentagem de corante que não se fixa à fibra e é liberada no efluente varia entre 10% e 50% (FERRAZ, 2008; AL-DEGS, 2000).

Os corantes podem ser classificados de acordo com sua estrutura química (antraquinona, azo, e etc.) ou de acordo com o método pelo qual ele é fixado à fibra, conforme a Tabela 01.



Tabela 1: Classificação dos principais grupos de corantes.

Fonte: GUARATINI e ZANONI, 2000

<b>Classificação</b>	<b>Características</b>
Corantes Reativos	Contêm a função azo e antraquinona como grupos cromóforos e os grupos clorotiazinila e sulfatoetilsulfonila como grupos reativos. Formam ligação covalente com fibras celulósicas, com grupos amino, hidroxila e tióis das fibras proteicas e com grupos amino das poliamidas.
Corantes Diretos	Constituída principalmente por corantes contendo mais de um grupo azo (diazo, triazo e etc.) ou pré-transformados em complexos metálicos. Compostos solúveis em água capazes de tingir fibras de celulose através de interações de van der Waals e possuem alto grau de exaustão durante a aplicação com consequente diminuição do conteúdo do corante nas águas de rejeito.
Corantes Azoicos	São compostos coloridos, insolúveis em água e são realmente sintetizados sobre a fibra durante o processo de tingimento. Processo de fixação é auxiliado por um composto solúvel em água (agente de acoplagem) com alta afinidade por celulose. Adição de sal diazônico ( $RN_2^+$ ) provoca uma reação com o agente de acoplamento já fixado na fibra e produz um corante insolúvel em água
Corantes Ácidos	Grupo de corantes aniônicos portadores de um a três grupos sulfônicos. Caracterizam-se por substâncias com estrutura química baseada em compostos azo, antraquinona, triarilmetado, azina, xanteno, ketonimina, nitro e nitroso, que fornecem uma ampla faixa de coloração e grau de fixação. No processo de tintura, o corante previamente neutralizado (solução contendo cloreto, acetato, hidrogenossulfato, etc.) se liga à fibra através de uma troca iônica envolvendo o par de elétrons livres dos grupos amino e carboxilato das fibras proteicas, na forma não-protonada.
Corantes a Cuba	Classe de corantes índigos, tioindigóides e antraquinóides. O grupo carbonila pode estar situado no grupo etilênico ou em subunidades alicíclicas, onde $n=1$ : índigo, $n=2$ : antraquinona, $n=4$ : pirantrona, etc. Aplicados insolúveis em água e durante o processo de tintura são reduzidos com ditionito, transformando-se em um composto solúvel. Após oxidação pelo ar, peróxido de hidrogênio, etc., regenera à forma original do corante sobre a fibra.
Corantes de enxofre	Classe que após aplicação se caracterizam por compostos macromoleculares com pontes de polissulfetos ( $-S_n-$ ), os quais são altamente insolúveis em água. São aplicados após pré-redução em banho de ditionito de sódio que lhes confere a forma solúvel, são reoxidados subsequentemente sobre a fibra pelo contato com o ar.
Corantes Dispersivos	Classe de corantes insolúveis em água aplicados em fibras de celulose e outras fibras hidrofóbicas através de suspensão (partículas entre 1 a 4 micra). São aplicados em fibras de celulose e outras fibras hidrofóbicas através de suspensão (partículas entre 1 a 4 micra). Durante o processo de tintura, o corante sofre hidrólise e a forma originalmente insolúvel é lentamente precipitada na forma dispersa (finalmente dividido) sobre o acetado de celulose.
Corantes Pré-metalizados	São caracterizados pela presença de um grupo hidroxila ou carboxila na posição ortho em relação ao cromóforo azo, permitindo a formação de complexos com íons metálicos. São fixados através da interação entre o metal e os agrupamentos funcionais portadores de pares de elétrons livres, como aqueles presentes nas fibras proteicas.
Corantes Branqueadores	Apresentam grupos carboxílicos, azometino ( $-N=CH-$ ) ou etilênicos ( $-CH=CH-$ ) aliados a sistemas benzênicos, naftalênicos, pirênicos e anéis aromáticos que proporcionam reflexão por fluorescência na região de 430 a 440 nm quando excitados por luz ultravioleta

Junto ao corante, também, são adicionados outros compostos à mistura para auxiliar a fixação do corante ao tecido desejado. Diversos sais minerais são utilizados e suas concentrações podem variar de acordo com o tecido a ser tingido e o tipo de corante utilizado. Corantes diretos, por exemplo, utilizam concentrações inferiores de sais se comparados aos corantes reativos que possuem uma menor taxa de fixação. A Tabela 2 apresenta uma comparação da concentração de sais minerais utilizados para fixação de corantes diretos e corantes reativos em algodão (HESSEL *et al.*, 2007).

Tabela 2: Concentração de sais minerais utilizados durante fixação de corantes diretos e reativos ao algodão. Fonte: HESSEL *et al.* (2007)

Tonalidade da cor	Fixação do corante (%)	Concentração de sais minerais aplicados para corantes diretos (g/L)	Concentração de sais minerais aplicados para corantes reativos (g/L)
Clara/Pastel	< 1,5	2,5 - 7,5	30 - 60
Média	1,0 - 2,5	7,5 - 12,5	70 - 80
Escura	> 2,5	12,5 - 20	80 - 100

É importante ressaltar que os riscos crônicos dos corantes estão relacionados às etapas de transformação biológica (rotas do metabolismo desses corantes nos organismos). Catalisados por enzimas específicas, os corantes podem gerar substâncias com propriedades carcinogênicas e mutagênicas, como aminas aromáticas, toluidinas, benzidinas, radicais ativos, entre outras (ZANONI e CARNEIRO, 2001). E também pelos eletrólitos utilizados durante o processo de fixação, pois estes sais não são removidos por métodos convencionais de tratamento de efluentes, desta forma, sendo descartado no efluente final podendo ocasionar em um aumento da pressão osmótica para espécies aquáticas acima do nível tolerado (HESSEL *et al.*, 2007).

Neste estudo serão utilizados os corantes Acid Blue 40 ( $C_{22}H_{16}N_3O_6NaS$ ) e Acid Red 151 ( $C_{22}H_{15}N_4O_4SNa$ ), ambos corantes ácidos (Figura 1). Estes corantes foram escolhidos, pois os grupos cromóforos em corantes aniônicos e não aniônicos são geralmente grupos azo ou antraquinona, tais grupos ao se decomporem geram aminas tóxicas nos efluentes (AKSU, 2005).

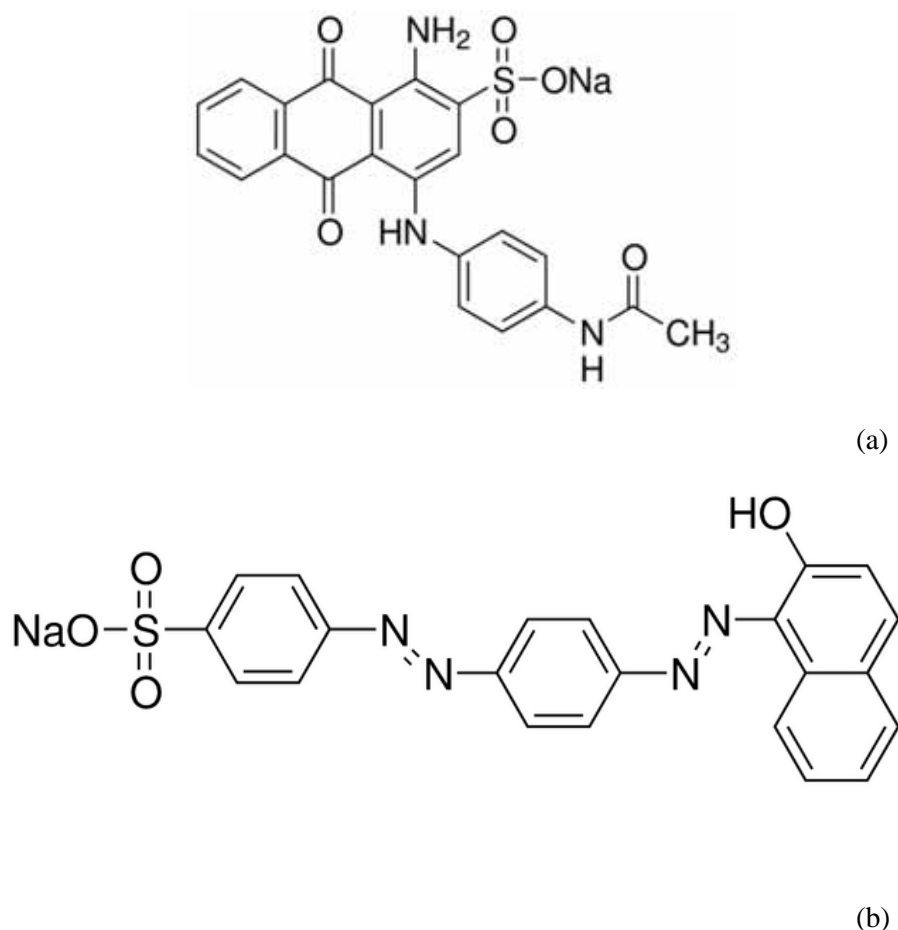


Figura 1: Estrutura dos corantes Acid blue 40 (a) e Acid red 151 (b). Fonte: <http://www.sigmaaldrich.com>

## 2.2. Processo eletrolítico

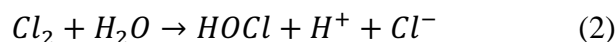
A procura por alternativas ao processo de tratamento de efluentes, domésticos e industriais, fez com que estudos avançassem no campo da eletroquímica voltada para a remoção e/ou degradação de substâncias tóxicas despejadas diariamente em corpos d'água.

A utilização de eletricidade para tratar a água foi proposta primeiramente na Inglaterra em 1889. A aplicação da eletrólise no beneficiamento mineral foi patenteada por Elmore em 1904 (WIMMER, 2007).

A reação eletroquímica que acontece durante o tratamento eletrolítico é deveras complicada e a mecânica eletroquímica de remoção de poluentes orgânicos não é completamente conhecida. No geral, acredita-se que os poluentes orgânicos são removidos do efluente por mecanismos oxidativos diretos e indiretos (BAHADIR e ABDURRAHMAN, 2009).

No processo anódico oxidativo direto, os poluentes são primeiramente adsorvidos à superfície do anodo e em seguida destruídos pela reação anódica de transferência de elétrons. No processo oxidativo indireto, oxidantes fortes como hipoclorito de sódio/ion cloro, ozônio e peróxido

de hidrogênio são eletroquimicamente gerados. Os poluentes são destruídos na solução pela reação de oxidação do oxidante gerado. Todos os oxidantes são gerados *in situ* e são utilizados imediatamente. As equações de 1 a 3 expressam a oxidação hipoclorito/cloro livre em uma solução contendo íons cloreto (RAJKUMAR e PALANIVELU, 2004).



O processo eletrolítico já vem a algum tempo sendo pesquisado para usos em diversos setores voltado para a remediação e minimização de impactos ambientais. Durante o tratamento, as reações eletroquímicas podem transformar quimicamente substâncias recalcitrantes que compoñham os poluentes, permitindo desta forma, uma redução na concentração iônica, ocasionar a morte de micro organismos e produzir substâncias desinfetantes como, por exemplo, o gás cloro. Também foi observado a inviabilização de micro-organismos devido ao efeito sobre a coenzima A, presente nas células das bactérias. Nas reações que ocorrem com a passagem da corrente elétrica nos eletrodos são gerados vários componentes tóxicos à viabilidade celular (OTENIO *et al.*, 2008).

### 2.3 Ecotoxicologia

A poluição das águas superficiais e crescentemente de lençóis freáticos é causada, principalmente pelo lançamento, direto e indireto, de despejos industriais, domésticos e agropecuários, não tratados ou insuficientemente tratados. Isso acontece, na maioria dos casos, em consequência do crescimento econômico de um país em detrimento da proteção dos seus recursos naturais. Grandes quantidades de substâncias químicas chegam aos corpos hídricos e provocam modificações negativas do seu estado biológico, químico e físico. Assim, o círculo vicioso se fecha, porque além da fauna e da flora dos ecossistemas, os causadores da contaminação também são prejudicados, pois necessitam da água com qualidade para diversos fins (KNIE e LOPEZ, 2004).

As fontes de água tratável para abastecimento público também acabam por se tornar mais escassas e caso não exista um monitoramento eficaz, pode chegar o dia em que não seja possível tratar nenhum corpo d'água de forma efetiva para abastecimento público. Nesses casos, análises físico-químicas, microbiológicas e também testes ecotoxicológicos se fazem importantes para avaliar a situação dos corpos d'água que servem de fonte de abastecimento público (CHASIN e PEDROZO, 2004).

A toxicologia aquática estuda os efeitos de substâncias químicas manufaturadas e de outros materiais, antropogênicos ou naturais, em organismos aquáticos. Os efeitos adversos dessas

substâncias em nível de organismos incluem efeitos letais a curto e longo prazo, e efeitos sub letais, tais como mudança de comportamento, alterações do crescimento, da reprodução, da tomada de alimento e outros (NASCIMENTO *et al.*, 2001).

De acordo com Nascimento *et al.* (2001) há muita controvérsia sobre a origem e desenvolvimento da toxicologia aquática. Muitos de seus profissionais vieram de diferentes áreas da pesquisa e do conhecimento. Apenas nos últimos 25 anos apareceram programas de treinamento de toxicologistas aquáticos e suas raízes estão interligadas à toxicologia clássica e à química ambiental.

Segundo Manahan (2001) as origens da toxicologia moderna podem ser atribuídas a M. J. B Orfila (1787-1853), um espanhol que, em 1815 publicou um livro clássico, o primeiro a descrever os efeitos maléficos de substâncias químicas em organismos. Este trabalho discutia muitos aspectos da toxicologia reconhecidos como válidos até hoje. Rodricks (2001) atribuiu à toxicologia dos mamíferos como advinda de atividades em toxicologia clínica, farmacologia e medicina ocupacional, junto com a ciência da nutrição e de pesticidas. Ele diz que “... o estudo sistemático dos efeitos tóxicos em animais de laboratório começou na década de 1920, em resposta a efeitos colaterais indesejáveis de substâncias adicionais aos alimentos, drogas e pesticidas”. Ele relembra o grande impacto do clássico livro *Silent Spring* de 1962, que alertou o público sobre os perigos das substâncias químicas sintéticas para a natureza e reforçou o interesse científico pela toxicologia. A sensibilização do público e interesse governamental crescentes, tanto quanto as pesquisas nos centros universitários, como nos órgãos privados e laboratórios industriais, enaltecera a toxicologia nas décadas de 60 e 70, e estimularam o desenvolvimento das novas áreas da toxicologia e ecotoxicologia (NASCIMENTO *et al.*, 2001).

Os testes ecotoxicológicos servem como complementação das análises de monitoramento que os laboratórios dispõem para averiguar a qualidade da água de um manancial que possui qualidade suficiente para ser captada de acordo com a Resolução CONAMA 357 de 17 de março de 2005. Esta resolução em seus incisos 3 e 4 do Art. 8º, Seção III, implica a utilização de testes biológicos e ecotoxicológicos para avaliação da qualidade da água de mananciais.

Os testes ecotoxicológicos consistem em expor um determinado organismo ou grupos de organismos de uma mesma espécie a uma amostra a ser avaliada, podem ser realizados com diluições caso a amostra já tenha um histórico de contaminação, mas isso pode variar entre um procedimento e outro, dependendo dos objetivos propostos. São observadas as alterações (que podem ser fisiológicas, metabólicas ou físicas) e desta forma avaliada a qualidade da amostra de água analisada e se possuem compostos nocivos para a vida em geral (BLAISE e KUSUI, 1997).

A avaliação dos efeitos sobre os componentes biológicos, por meio do monitoramento biológico e testes de toxicidade, representa uma forma mais efetiva para predizer ou detectar impactos diversos, pois enquanto as análises químicas identificam e quantificam alguns dos poluentes

presentes, os ensaios biológicos avaliam o efeito global destes sobre os sistemas bióticos, medindo a capacidade que os compostos químicos têm de interferir nas vias bioquímicas celulares, causando-lhes efeitos adversos (COSTA, 2001).

## 2.4 Testes de Toxicidade e Ecotoxicológicos

### 2.4.1 *Saccharomyces cerevisiae*

A *S. cerevisiae* é um fungo pertencendo aos ascomicetos, um grupo grande e diverso. Suas células são normalmente esféricas, ovais ou cilíndricas, e a divisão celular ocorre por brotamento. Estas células são geralmente muito maiores do que células bacterianas, podendo ser distinguidas microscopicamente dos procaríotos por suas dimensões maiores e pela evidente presença de estruturas celulares, como o núcleo ou os vacúolos citoplasmáticos. O Gênero *Saccharomyces* representa as principais leveduras de importância econômica, utilizado hoje em diversos processos industriais alimentícios. Os habitats originais dessas leveduras eram indubitavelmente frutas e suco de frutas. No entanto, as leveduras comerciais atualmente utilizadas provavelmente são bastante diferentes das linhagens selvagens, uma vez que foram aperfeiçoadas ao longo dos anos, por cuidadosa seleção e manipulação genética (MADIGAN *et al.*, 2010).

A *S. cerevisiae* cresce rapidamente tendo sua população dobrada em 2 horas em boas condições de incubação. Ainda possuem muitas das características de uma célula eucariótica: membrana, organelas citoplasmáticas como mitocôndrias, sistemas receptor e segundo mensageiro, entre outras. Possuem compartimentos subcelulares típicos de células eucarióticas. O envelope celular consiste de uma parede celular rígida separada da membrana plasmática pelo espaço Peri plasmático. Nem todas as organelas subcelulares são completamente independentes umas das outras, mas são estruturas especializadas derivadas de um extenso sistema intramembranoso (TUIE e OLIVER, 1991).

A levedura *S. cerevisiae* é um dos melhores e mais simples representantes conhecidos de células eucarióticas e por esse motivo é um modelo apropriado para avaliação de efeitos tóxicos em células e tecidos humanos (RUMLOVA e DOLEZALOVA, 2012).

Existem vários procedimentos utilizados para analisar a viabilidade celular de células ou tecidos de mamíferos, numerosos corantes foram estudados, um exemplo é o método clássico com azul de tripano, onde as células danificadas aparecem como púrpura claro enquanto as células viáveis ficam translúcidas. Para leveduras, o método com eritrosina B tem indicado ótimos resultados, onde as células não viáveis não expulsam o corante, desta maneira as mesmas se tornam vermelho claro, enquanto as células viáveis continuam com sua cor natural (BONNEU *et al.*, 1991).

Outro método para corar leveduras é o método utilizando azul de metileno. Esta metodologia se diferencia da metodologia com eritrosina B pelo fato de o corante ser absorvido pela célula viável,

mas a célula o degrada, desta forma não fica colorida, enquanto as células não viáveis tornam-se azuladas durante a análise microscópica (PAINTING e KIRSOP, 1990).

#### **2.4.2 *Artemia salina***

A *A. salina*, comumente conhecida como “brine shrimp”, é um pequeno invertebrado halófilo pertencente à classe dos Crustáceos, que desempenha um importante papel em ecossistemas de água salina e marinha. Além de seu uso como alimento na aquicultura, tem grande importância através do uso de seus náupilos na aplicação de testes toxicológicos (KANWAR, 2007).

Este gênero pode tolerar altas concentrações salinas, enquanto a pressão osmótica interna varia apenas ligeiramente com as condições ambientais. A regulação iônica é mantida pela absorção e excreção de sais através das brânquias, sendo a excreção dos produtos metabólicos feita pelas glândulas maxilares. Em geral, os branquiópodes sobrevivem às deficiências de oxigênio, podendo viver em águas com teores de 1 a 2 mg/L. A temperatura ambiental ótima é de 25 a 28°C, suportando, facilmente, temperaturas acima de 35°C, porém não sobrevivendo em temperaturas abaixo de 5°C. Na fase jovem, apresentam fototropismo positivo, porém, com o crescimento, a reação à luz torna-se negativa. A alimentação é feita por filtração de água, podendo ingerir alimento com dimensões de 5 a 50 µm. O náupilo filtra água entre as antenas e os adultos criam uma corrente de água, através do batimento das extremidades, retendo o alimento nas cerdas, nas margens dos endopóritos. Devido à sua ampla distribuição e facilidade de obtenção de seus cistos, o gênero *Artemia* tem sido utilizado em testes de toxicidade para uma ampla variedade de produtos como pesticidas, petroquímicos e dispersantes, metais pesados, metabólitos de micro organismos, e produtos carcinogênicos, desde a década de 1950 (VEIGA e VITAL, 2002).

Na maioria dos testes biológicos existe a necessidade de ser mantida uma cultura do organismo o tempo todo. São encontradas muitas dificuldades no manuseio da reprodução e manutenção destes organismos em laboratório. Estudos realizados para resolver este problema apontaram a *A. salina* como o melhor organismo para este propósito. O teste não apenas demonstrou alta sensibilidade em relação a uma variedade de compostos, mas também possui uma ótima característica – os cistos se mantêm viáveis por anos quando armazenados na sua forma desidratada. A necessidade de manutenção de culturas do organismo é eliminada, pois a eclosão pode ser realizada dentro de 24 horas. Com a sua popularidade como comida para peixes tropicais, os cistos desidratados podem ser encontrados na maioria das lojas de aquários (MICHAEL *et al.*, 1956).

Para que o teste tenha validade, a pré-condição chave é que os náupilos mantenham viabilidade natural, pois aqueles que nascem fracos ou danificados podem levantar falsos resultados positivos. A mortalidade natural deve ser menor que 10%. Entretanto, estudos prévios reportam muita perturbação durante a eclosão, como bombas de aeração, triagem manual, transferência e concentração através de vácuo, filtração e outros meios. Desta forma, se torna inconveniente obter

náupilos ativos e uma alta densidade para uma boa reprodutibilidade. E ainda é possível ferir os náupilos e reduzir a viabilidade do teste durante o processo (ZHANG *et al.*, 2012).

### 2.4.3 Sementes

De acordo com Sobrero e Ronco (2008), o teste com sementes pode avaliar os efeitos fitotóxicos de compostos puros ou de misturas complexas pelo processo de germinação das sementes e desenvolvimento das plântulas durante os primeiros dias de crescimento. A inibição da germinação e da elongação da radícula é determinada como uma avaliação fito tóxica. É importante destacar que durante o período de germinação e os primeiros dias de desenvolvimento da plântula ocorrem numerosos processos fisiológicos que podem ser prejudicados pela presença de substâncias tóxicas, sendo desta forma uma etapa de grande sensibilidade frente a fatores externos adversos.

Estudos utilizando sementes para avaliação de efluentes têxteis tratados tem apresentado resultados satisfatórios na verificação da toxicidade. Palácio, *et al.* (2012) cita as sementes de alface (*L. sativa*) na avaliação toxicológica de efluente têxtil tratado por foto-fenton. Monteiro e Dellamatrice (2006) utilizou sementes de *L. sativa* para avaliação toxicológica de efluente têxtil após remoção de cor através de consórcio microbiano. Wang, *et al.* (2001) validou teste com sementes de pepino (*C. sativus*) em que enuncia que o teste apresentou estabilidade e reprodutibilidade tanto para o índice de germinação quanto para o crescimento da raiz.

A Organization For Economic Cooperation And Development (OECD 1994) recomenda o uso de várias espécies de plantas para avaliação fitotóxica.

## 2.5 Bioestatística

Experimentos acadêmicos em física e química muitas vezes tem respostas conhecidas. Se resultados de grandezas como aceleração, massa e força não correspondem com o esperado, a possibilidade de haver algo errado com o equipamento utilizado para medição ou o método utilizado deve ser levada em conta. Mas a ideia de que existe uma resposta bem definida para uma questão em biologia não é relevante. ‘Qual o peso de um ouriço?’ ou ‘Qual é o comprimento de uma minhoca?’ não possui apenas uma resposta. Entretanto é necessário saber pois, o peso do ouriço no outono pode determinar se ele irá ou não sobreviver a hibernação durante o inverno (WATT, 1998).

De acordo com Vieira (1980), o método científico exige, porém, organizar dados, analisar e tomar decisões em condições de incerteza. Dá suporte técnico a esse trabalho a estatística, que pode ser vista, pelo pesquisador, como ferramenta do método científico. Desta forma, bioestatística é a estatística aplicada às ciências médicas e biológica.



### **2.5.1. Testes não-paramétricos**

Os testes paramétricos como test T de Student ou Tukey são exemplos de testes paramétricos, ou seja, para sua aplicação, exige-se que a variável em análise seja numérica e a hipótese seja feita sobre os parâmetros. Estes testes têm ainda outras exigências, estes podem exigir que a variável em análise tenha distribuição normal, ou ao menos simétrica, o teste F por exemplo pressupõe a homogeneidade de variâncias (VIEIRA, 2003).

Os testes não-paramétricos não exigem que a variável em análise seja numérica e nem pressuposições a respeito da distribuição dessa variável (VIEIRA, 2003). São úteis quando a distribuição subjacente não é normal. Apesar de os dados poderem ser modificados para a utilização de testes paramétricos (por exemplo, se a área de folhas foi medida, pode-se analisar a raiz quadrada de cada valor, já que isso pode prover uma medida alternativa do tamanho da folha), mas se a intenção é analisar os dados brutos, os testes não-paramétricos devem ser considerados (WATT, 1998).

## **2.6 Níveis Tróficos**

A transferência de energia alimentar, desde a fonte nos autótrofos (plantas), através de uma série de organismos que consomem e são consumidos, chama-se cadeia alimentar ou cadeia trófica. As cadeias alimentares são de 2 tipos básicos: a cadeia de pastagem (herbívoros que pastam, até carnívoros) e a cadeia de detritos (que passa de matéria orgânica não viva para micro-organismos e depois para organismos comedores de detritos). Em comunidades naturais complexas, diz-se que os organismos que obtêm seu alimento do sol através do mesmo número de estádios pertencem ao mesmo nível trófico. Assim as plantas verdes (o nível de produtores) ocupam o primeiro nível trófico, os herbívoros o segundo nível (o nível dos consumidores primários), carnívoros primários, o terceiro nível e carnívoros secundários, o quarto nível (ODUM, 1983).

### 3. OBJETIVOS

#### 3.1 Objetivos gerais

Os objetivos gerais são:

- Degradação de efluentes simulados contendo um corante têxtil isolado ou uma mistura de dois corantes têxteis através do processo eletrolítico, e avaliar suas características ecotoxicológicas através de testes com *Lactuca sativa*, *Eruca sativa*, *Cucumis sativus*, *Artemia salina* e *Saccharomyces cerevisiae*.

#### 3.2 Objetivos específicos

Os objetivos específicos são:

- Aperfeiçoar o processo eletrolítico de maneira a proporcionar a degradação completa dos efluentes têxteis, em soluções contendo um corante isolado ou em misturas de corantes;
- Avaliar as variáveis físico-químicas: pH, condutividade elétrica e cloro residual livre;
- Avaliar a toxicidade do efluente tratado através de ensaios ecotoxicológicos em três diferentes níveis tróficos.
- Avaliar o potencial do processo eletrolítico.

## 4. MATERIAL E MÉTODOS

### 4.1. Preparo das Amostras

#### 4.1.1. Corantes

O processo para preparação dos efluentes simulados foram seguindo trabalho de Sousa *et al.* (2011) utilizando os corantes Acid Blue 40 e Acid Red 151, ambos da marca Sigma-Aldrich, seguindo as seguintes etapas:

- A. Foram pesados 3,00 g em balança analítica da marca Shimadzu modelo BL3200H e transferidos para béquer de 1 um litro com água desionizada proveniente de purificador de água de osmose reversa da Biothec;
- B. Para o corante Acid Blue 40, o corante foi aquecido à temperatura de 70°C e para o corante Acid Red 151 até 65°C a fim de atingir total dissolução como apresentado na Figura 2;
- C. Após dissolução e resfriamento à temperatura ambiente, os corantes diluídos foram transferidas para balão volumétrico de 1,00 L e ajustado o volume;
- D. Foram adquiridas concentrações iniciais de 3,00 g/L de corante em solução. Posteriormente houve a necessidade de preparo de solução com concentração maior (5,00 g/L) devido à pouca sensibilidade das sementes de pepino observada.



Figura 2: Aquecimento do corante Acid Blue 40 para total dissolução. Fonte: o autor.

As diluições de corante para análises com *A. salina*, realizados com a água do mar sintética, foram diluídas até a concentração de 1,00 g/L devido a não solubilização do mesmo em concentrações maiores.

#### 4.1.2. Solução de eletrólitos

Foi preparada solução com os eletrólitos (solução salina) de acordo com Sousa *et al.* (2011), seguindo as seguintes etapas:

- A. Foram adicionados 10,00 g de cloreto de sódio (p.a. Vetec) e 1,32 g de carbonato de sódio (p.a. Vetec) e transferidos para béquer de 1,00 litro;
- B. A mistura foi agitada em agitador magnético da Solab SL-91 com agitação ajustada para rotação 9, até total dissolução;
- C. Em seguida transferida para balão volumétrico de 1,00 litro e ajustado o volume.

#### 4.1.3. Cloro residual livre

Para geração de cloro livre foram seguidas as seguintes etapas:

- A. Foram preparados 4,00 litros de solução salina conforme item 4.1.2;
- B. A solução foi eletrolisada por 10 min a 5,00 A;
- C. Após eletrólise, o cloro livre foi analisado por método titulométrico com tiosulfato de sódio (MORSS e BOIKESS, 1978) e em seguida foram realizados cálculos para diluição das amostras.

#### 4.1.4. Tiosulfato de sódio

Para o preparo da solução de tiosulfato de sódio foram seguidas as seguintes etapas:

- A. Foi pesado 10,00 g de tiosulfato de sódio (p.a. Mallinckrodt) e adicionado à água desionizada em béquer de 1,00 L;
- B. Após dissolução, este foi transferido para balão volumétrico de 1,00 litro e ajustado o volume adquirindo assim solução com concentração inicial de 10,00 g/L.

#### 4.1.5. Preparo do efluente sintético

Foram preparados 4,00 L. de efluente sintético de cada corante conforme as etapas a seguir:

- A. Pesado 0,40 g de corante com auxílio de balança analítica Shimadzu modelo BL3200H e adicionado a 2,00 L. de água desionizada;
- B. Em seguida esta mistura foi levada para aquecer (até 65°C para o corante Acid Blue 40 e 60°C para o Acid Red 151);
- C. Foram pesados 40,00 g de cloreto de sódio e 5,28 g de carbonato de sódio (p.a. Vetec), adicionados em pouco menos de 2,00 L de água desionizada e levada à agitação até total dissolução dos sais;
- D. Após resfriamento da solução de corante diluída, esta foi adicionado à solução de eletrólitos;
- E. Foi ajustado o pH da mistura para 3,5 com ácido sulfúrico 0,20 M e seu volume para 4 litros em balão volumétrico.

Afim de avaliar a eficácia do processo eletrolítico, e de minimizar o impacto da solução de eletrólitos com o objetivo de avaliar a toxicidade do corante degradado, foram preparadas misturas com quantidades 5 vezes menores de sais, com 2,00 g/L de cloreto de sódio e 0,26 g/L de carbonato de sódio, seguindo os mesmos passos anteriores relatados.

#### 4.2. Procedimento do tratamento eletrolítico

Após preparo do efluente sintético foi realizado procedimento de tratamento eletrolítico, utilizando o esquema experimental da Figura 3, seguindo as seguintes etapas:

- A. Os 4 litros de efluente sintético foi despejado no reservatório de amostra;
- B. A bomba de circulação foi ligada e utilizando medição do rotâmetro, foi ajustada a vazão para 600 L/h;
- C. Em seguida foi ligada a corrente do reator eletrolítico, contendo um anodo de 70% TiO<sub>2</sub>/30% RuO<sub>2</sub> e ajustado a corrente para 5,00 A;
- D. Foram retiradas amostras nos tempos 0, 3, 5, 15, 30 e 40 min;
- E. Foram realizadas curvas padrões com as amostras do tempo 0 min, ou seja, o controle.

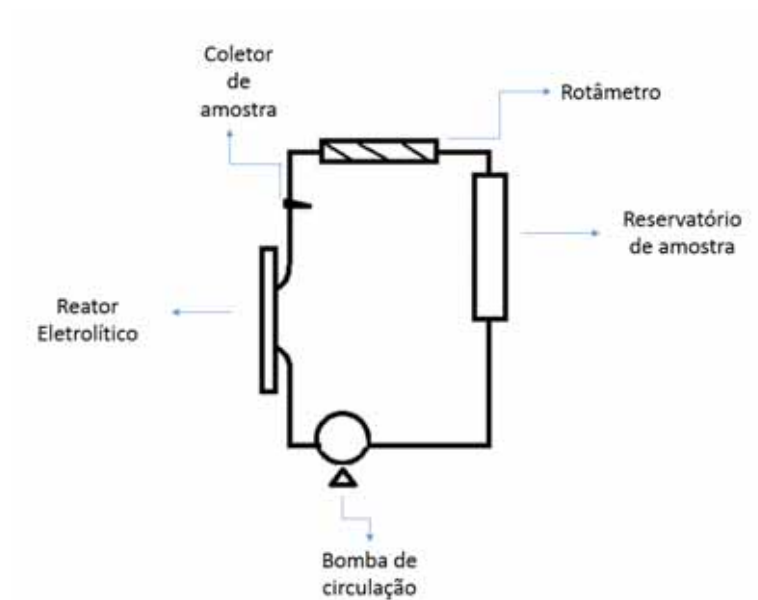


Figura 3: Esquema de equipamento de eletrólise em escala laboratorial. Fonte: o autor.

#### 4.2.1 Adição de tiosulfato de sódio

Após a eletrólise, foi realizada análise de cloro livre com todas as amostras através de método titulométrico e calculada a quantidade de tiosulfato de sódio a ser adicionada para inativação do cloro residual proveniente da eletrólise. Foram separados 200 mL de cada amostra e adicionado o tiosulfato de sódio sob agitação em agitador magnético da Solab SL91.

#### 4.2.2 Espectrofotometria

Foram retiradas alíquotas das amostras iniciais de cada tratamento e realizada análise de espectro para cada uma delas utilizando espectrofotômetro Shimadzu, modelo UV-2401PC (Figura 4), afim de obter o comprimento de onda ideal para posterior verificação da degradação dos corantes.

Foi então escolhido o comprimento de onda respectivo ao pico de absorbância para cada tratamento.

Foram realizadas diluições da concentração inicial de 0,1 g/L e verificado a absorbância dentro da faixa do visível (400 – 750 nm) afim de confeccionar equação de reta padrão para cada um dos efluentes simulados.

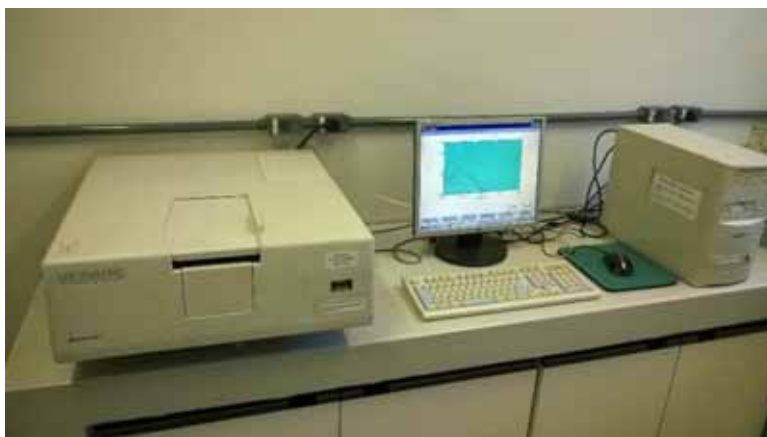


Figura 4: Espectrofotômetro Shimadzu modelo UV-2401PC. Fonte: o autor.

#### 4.3. Preparação de testes toxicológicos

Testes preliminares confirmaram que o processo eletrolítico gera uma grande quantidade de cloro residual livre. A fim de avaliar a sensibilidade dos organismos testados ao cloro, aos outros subprodutos da eletrólise, bem como ao corante em água, foram realizados testes de sensibilidade com os organismos testados além das análises já previamente citadas com os produtos dos processos eletrolíticos estudados.

### 4.3.1 *Artemia salina*

O procedimento foi baseado no trabalho de Veiga e Vital (2002) com algumas alterações.

Foi diluído sal marinho adquirido em loja de aquários, a 3,2% em água desionizada, ajustado o pH ao redor de 8 com soluções tampão de NaOH e H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> 0,20 M através de pHmetro Denver Instruments UB-10.

O aquário foi vedado com papel alumínio por 3 lados, deixando apenas um para entrada de luz e foi colocado uma peneira com furos de aproximadamente 0,20 cm de largura, espaçados por 0,40 cm e distribuídos de forma uniforme (Figura 5). Também foram instaladas uma bomba de aquário da marca Boyu SC-3500 para aeração e uma lâmpada fluorescente da Kian de 15 W para incentivar o fototropismo positivo (MCLAUGLIN *et al.*, 1995).



Figura 5: Aquário preparado para eclosão. Fonte: o autor.

Os cistos foram adquiridos do produtor Artemia Salina RN. Foram pesados em balança analítica Shimadzu BL3200H 20 mg de cistos para eclosão (Figura 6).

Estes foram adicionados à água marinha sintética, o aquário foi coberto e a luz foi acesa. Tomou-se o cuidado de ajustar a aeração da bomba de ar o suficiente para que essa não “empurrasse” os cistos para o outro lado da peneira.



Figura 6: Cistos de *A. salina*. Fonte: o autor.

O procedimento de eclosão dura 24 horas. Após este tempo, os organismos que ultrapassaram a barreira e estavam mais próximos da luz foram separados e contados com auxílio de lupa (Figura 7) para serem alocados em tubos de ensaio contendo as concentrações a serem analisadas dos compostos.



Figura 7: Lupa para contagem dos organismos. Fonte: o autor.

Foram colocados 10 indivíduos em cada tubo de ensaio (em triplicata), para cada amostra, e estes ficaram em incubadora Solab SL224 sem fotoperíodo por 48 horas com temperatura entre  $28 \pm 1^\circ\text{C}$ . Foram contados os organismos que ainda possuíam capacidade natatória após 48 h e realizado cálculo de porcentagem de organismos mortos (%M) segundo Rodriguez *et al.* (2009) de acordo com a equação 4:

$$\%M = \frac{\text{número de organismos mortos} \times 100}{\text{número de organismos totais nos tubos}} \quad (4)$$

Como controle positivo foi utilizado dodecil sulfato de sódio (p.a. Dinâmica) a 22 mg/L, conforme sugerido por Veiga e Vital (2002) e como controle negativo foi utilizada água do mar sintética. Se no controle negativo ocorresse mais que 10% de mortalidade, o teste deveria ser refeito.



#### 4.3.2 Sementes de Alface (*Lactuca sativa*), Pepino (*Cucumis sativus*) e Rúcula (*Eruca sativa*)

O procedimento segue de acordo com o teste descrito por Sobrero e Ronco (2008) e Monteiro e Dellamatrice (2006) com modificações e este utiliza os cálculos de Germinação Relativa (%), Equação 5, e Elongação Radicular Relativa (%). Equação 6, analisar o IG (Índice de Germinação em %),- Equação 7, fator entre a alongação da radícula e germinação de sementes (ARAUJO, 2005).

$$\text{Germinação Relativa (\%)} = \frac{\text{Número de Sementes Germinadas na Amostra}}{\text{Número de Sementes Germinadas no Controle}} * 100 \quad (5)$$

$$\text{Elongação Radicular Relativa (\%)} = \frac{\text{Elongamento Médio na Amostra}}{\text{Elongamento Médio no Controle}} * 100 \quad (6)$$

$$\text{Índice de Germinação (\%)} = \frac{\text{Germinação Relativa(\%)*Elongação Radicular Relativa(\%)}}{100} \quad (7)$$

Foram adquiridas sementes da marca ISLA com nota nas embalagens de que estas sementes não continham pesticidas, conforme Figura 8.



Figura 8: Da esquerda para direita: embalagens de sementes de *L. sativa*, *C. sativus* e *E. sativa* sem defensivos. Fonte: o autor.

As placas de petri foram preparadas com papel de filtro recortado e alocado em seu fundo e estas foram autoclavadas antes do uso.

O papel de filtro de cada placa foi embebido através da adição de 3,00 mL de cada amostra a ser testada nas placas de petri e em seguida alocadas as 20 sementes em triplicata de acordo com o esquema da Figura 9 e as placas foram colocadas em incubadora Marconi MA403 à temperatura de  $20 \pm 1^\circ\text{C}$ .

Após período de 72 h foram realizadas medidas das radículas com régua, o valor anotado em centímetros e verificado quantas sementes germinaram para realização do cálculo (MONTEIRO

e DELLAMATRICE, 2006). Como controle positivo foi utilizado sulfato de zinco 0,05 molar (p.a. Vetec) e como controle negativo, água desionizada. Através da Figura 10 pode-se verificar a germinação das sementes para água desionizada.

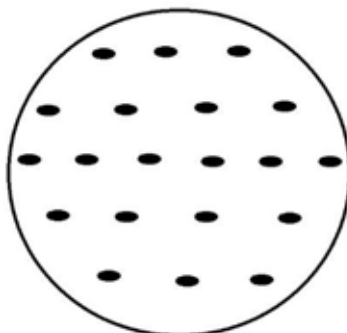


Figura 9: Disposição das sementes em placa de petri. Fonte: o autor.

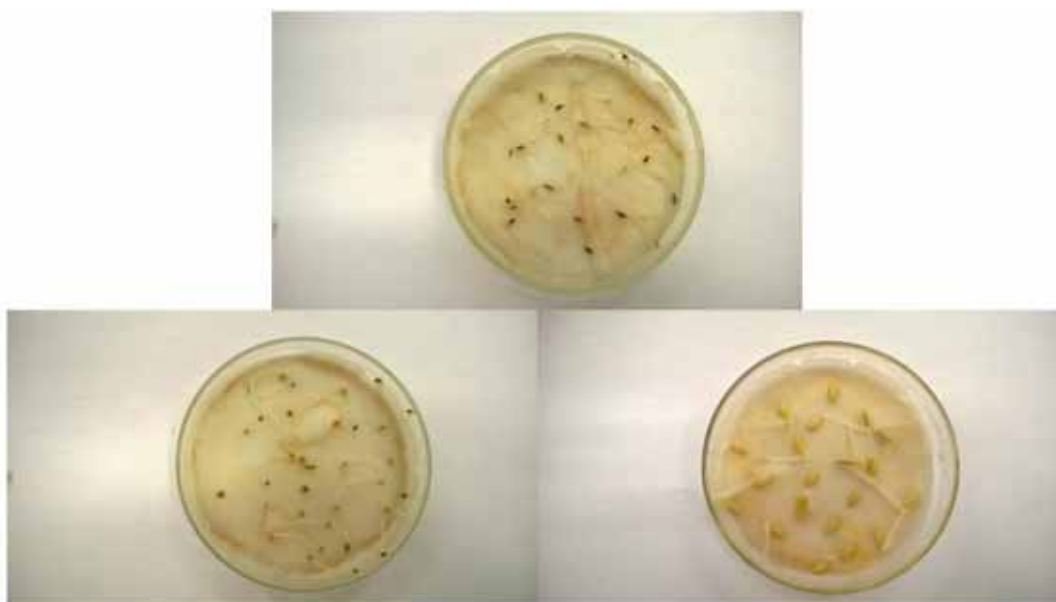


Figura 10: Sementes de *L. sativa* (acima), *E. sativa* (inferior esquerda) e *C. sativus* (inferior direita) após 72 h de germinação em água desionizada. Fonte: o autor.

#### 4.3.3 *Saccharomyces cerevisiae*

Os testes de toxicidade com *S. cerevisiae* foram realizados de acordo com Régis e Bidoia (2001) com algumas alterações.

Para o preparo da suspensão foram utilizados tabletes de fermento biológico fresco da marca Fleischmann Royal<sup>®</sup>. Primeiramente, o tablete foi dissolvido em béquer com água desionizada e separado em tubos para ir à centrífuga Fanem Excelsa 2. O preparado foi centrifugado por 5 min a 6000 rpm (16667 G) e depois o precipitado formado no fundo redissolvido em água destilada e passado de novo pela centrífuga. Esta operação foi realizada até que a água ficasse limpa. Em seguida

o precipitado foi dissolvido em 150 mL de água desionizada e armazenado em refrigeração. Esta suspensão pode ser utilizada durante 1 mês.

Foi preparada solução de eritrosina pesando-se 1,00 g de eritrosina (p.a. Merck) e diluindo em 100 mL de água desionizada e armazenada como solução estoque. Também foi preparada solução tampão 0,20 M de Na<sub>2</sub>HPO<sub>4</sub> (p.a. Dinâmica) e NaH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub> (p.a. Dinâmica). As soluções foram armazenadas sob refrigeração com auxílio de refrigerador Continental 416.

Para solução de coloração das células, foi diluído 1,0 mL da solução estoque de eritrosina em 50 mL de solução tampão 0,20 M de Na<sub>2</sub>HPO<sub>4</sub> e NaH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>.

Devido à dificuldade na leitura das amostras do corante vermelho Acid Red 151 utilizando a eritrosina, também foi preparado o corante azul de metileno seguindo o protocolo de Painting e Kirsop (1990). Onde foi diluído 0,01 g de azul de metileno (p.a. Synth) em 10,0 mL de água, adicionados 2,00 g de citrato de sódio dihidratado (p.a. Mallinckrodt) e agitado até dissolução. Em seguida a mistura foi filtrada em papel de filtro e o filtrado diluído para 100 mL em balão volumétrico.

Foram transferidos 9,0 mL, em triplicata, de cada amostra a ser analisada para tubos de ensaio. Em seguida foram transferidos 1,0 mL da suspensão de *S. cerevisiae* e foi feita a solubilização das amostras em agitador de tubos marca Phoenix, modelo AP56. Também foi realizado este procedimento com apenas água desionizada no lugar das diluições para cálculo do branco.

As amostras a serem analisadas são encubadas à temperatura de 28 ± 1°C durante 72 horas em incubadora Solab SL224. Após o tempo de incubação, os tubos foram novamente agitados e foram retirados 1,0 mL de amostra de cada um e misturados com 1,0 mL de solução de eritrosina ou azul de metileno dependendo da amostra a ser analisada. Em seguida foi adicionado à câmara de Neubauer e levado ao microscópio Zeiss Axioskop 40, ajustado para objetiva de 40 de vezes, para contagem das células, conforme Figura 11.

A equação 8 foi utilizada para cálculo de viabilidade celular:

$$\% \text{ viabilidade} = \frac{\text{vivas} * 100}{\text{vivas} + \text{mortas}} \quad (8)$$

Para cálculo de mortalidade celular foi utilizado o resultado do valor da amostra em branco como 100% e o cálculo foi realizado de acordo com a equação 9 (RUMLOVA e DOLEZALOVA, 2012):

$$\% \text{ mortalidade} = 100 - \left( \frac{\text{células vivas da amostra} * 100}{\text{células vivas do branco}} \right) \quad (9)$$

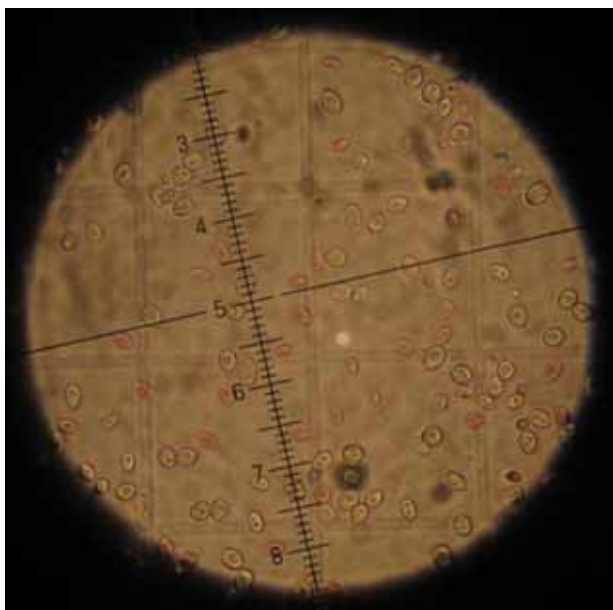


Figura 11: Amostra contendo células de *S. cerevisiae* com corante eritrosina em câmara de Neubauer para contagem celular. Fonte: o autor.

#### 4.4 Método Estatístico

O teste não-paramétrico de Kruskal-Wallis foi escolhido para análise entre os diferentes tempos de tratamento para os dados obtidos pelos testes com sementes, com *S. cerevisiae* e *A. salina*, pois o teste estima se existe diferença significativa entre os diferentes tempos, desta forma sendo possível avaliar se o tratamento surtiu efeito sobre os organismos testados e em quais tempos os efeitos foram constatados. O teste foi escolhido devida a natureza dos resultados obtidos não apresentarem distribuição normal e a intenção do trabalho em avaliar os dados brutos obtidos.

## 5. RESULTADOS E DISCUSSÃO

### 5.1. Testes de Sensibilidade

Os testes de sensibilidade foram importantes ferramentas para indicar o caminho a ser seguido durante todo o trabalho realizado. Através destes testes foram descobertos quais organismos apresentariam melhores resultados e quais seriam melhores na avaliação de determinados compostos ou reagentes presentes durante o processo de degradação dos efluentes simulados pelo método eletrolítico.

#### 5.1.1. Acid Blue 40

Os testes toxicológicos com sementes de *L. sativa* apresentaram toxicidade moderada ao corante Acid Blue 40, conforme Figura 12, ficando abaixo dos 50% de Índice de Germinação nas concentrações analisadas. Foram realizadas medidas das radículas em centímetros e contadas quantas sementes germinaram após exposição. Foi calculada a DL<sub>50</sub> através de curva logarítmica pelo programa Origin 9.0 e o valor calculado foi de  $970,49 \pm 41,80$  mg/L de corante Acid Blue 40.

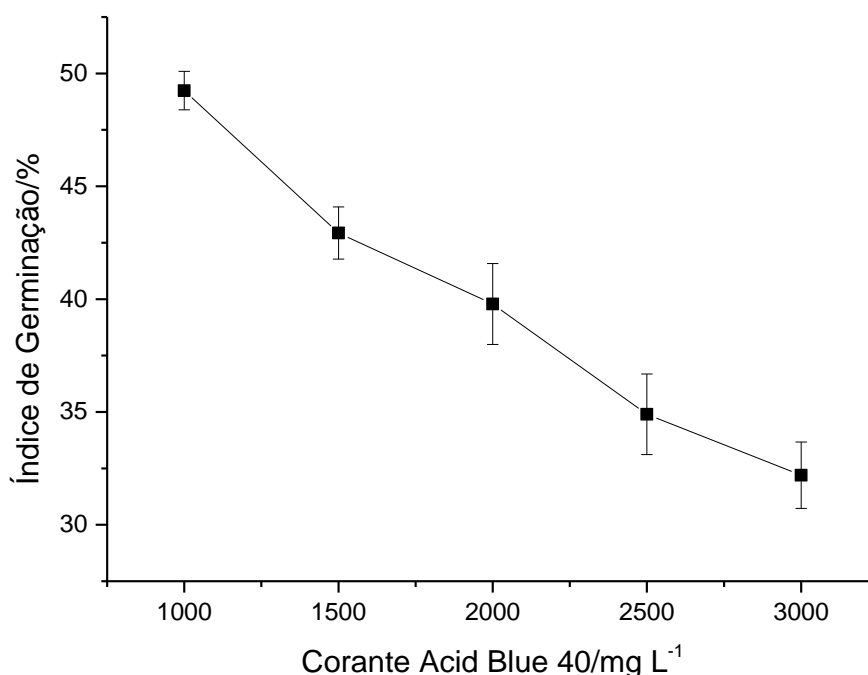


Figura 12: Índice de Germinação para a semente de Alfaca, *L. sativa*, para o corante Acid Blue 40. Fonte: Apêndice, Tabela 01.

Foi verificada toxicidade moderada para as sementes de *E. sativa* em relação ao corante Acid Blue 40, de acordo com a Figura 13. Verificou-se índice de germinação acima de 50% para todas as concentrações analisadas. Foi realizada medição da radícula e verificada a quantidade de sementes germinadas. Foi calculada a  $DL_{50}$  através de curva logarítmica pelo programa Origin 9.0 e o valor calculado foi de  $3285,13 \pm 280,30$  mg/L de corante Acid Blue 40.

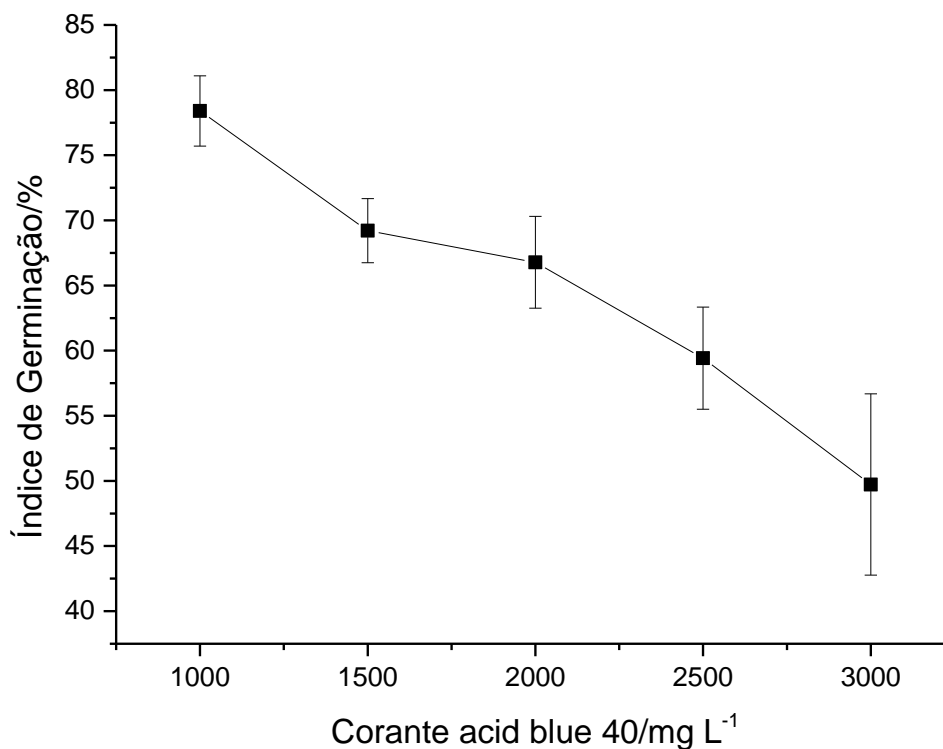


Figura 13: Índice de Germinação para a semente de Rúcula, *E. sativa*, para o corante Acid Blue 40.  
Fonte: Apêndice, Tabela 02.

O teste de sensibilidade com o corante Acid Blue 40 para *C. sativus* indicou baixa toxicidade de acordo com a Figura 14. Foi calculada a  $DL_{50}$  através de curva logarítmica pelo programa Origin 9.0 e o valor calculado foi de  $7102,64 \pm 394,94$  mg/L de concentração de corante.

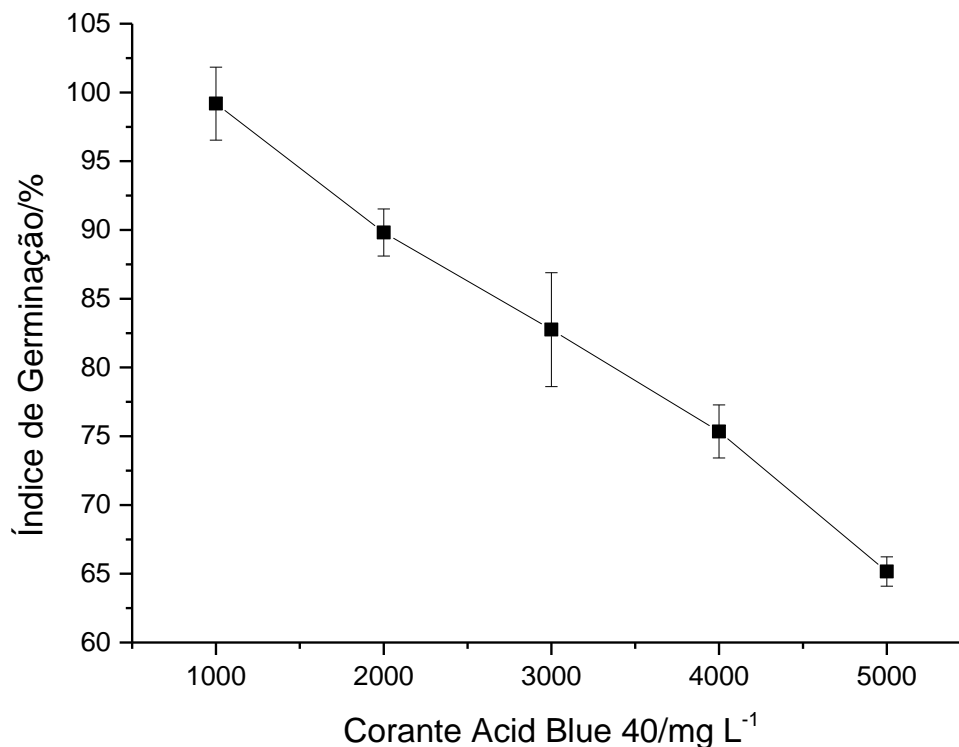


Figura 14: Índice de Germinação para a semente de Pepino, *C. sativus*, para o corante Acid Blue 40. Fonte: Apêndice, Tabela 03.

Para *A. salina*, foram observados quantos organismos ainda possuíam capacidade natatória e realizado o cálculo de porcentagem de Mortalidade (%). O corante não apresentou toxicidade nas concentrações analisadas, entre 500 a 1000 mg/L. Estudos realizados preliminarmente constataram que diluições acima de 1000 mg/L não obtém boa solubilidade quando em contato com a solução salina (eletrólitos) ou com a solução de água do mar sintética utilizada para diluição das amostras e de acordo com Veiga e Vital (2002), partículas em suspensão na amostra podem ter ação física sobre os organismos-teste, mascarando a ação tóxica.

Para o organismo *S. cerevisiae* não houve toxicidade em nenhuma das concentrações realizadas entre 5000 e 1000 mg/L, não podendo, desta forma, verificarmos a dose letal para 50% dos organismos ( $DL_{50}$ ).

Realizando comparação gráfica apresentada na Figura 15 pode-se observar maior sensibilidade para as sementes de alface (*L. sativa*), enquanto, a semente de pepino (*C. sativus*) foi a que apresentou menor sensibilidade. Isto deve-se à semente de pepino possuir maiores dimensões e desta forma maior

quantidade de água e nutrientes em seu interior, possibilitando sobreviver mais tempo sem a necessidade de absorção da solução em que estava em contato.

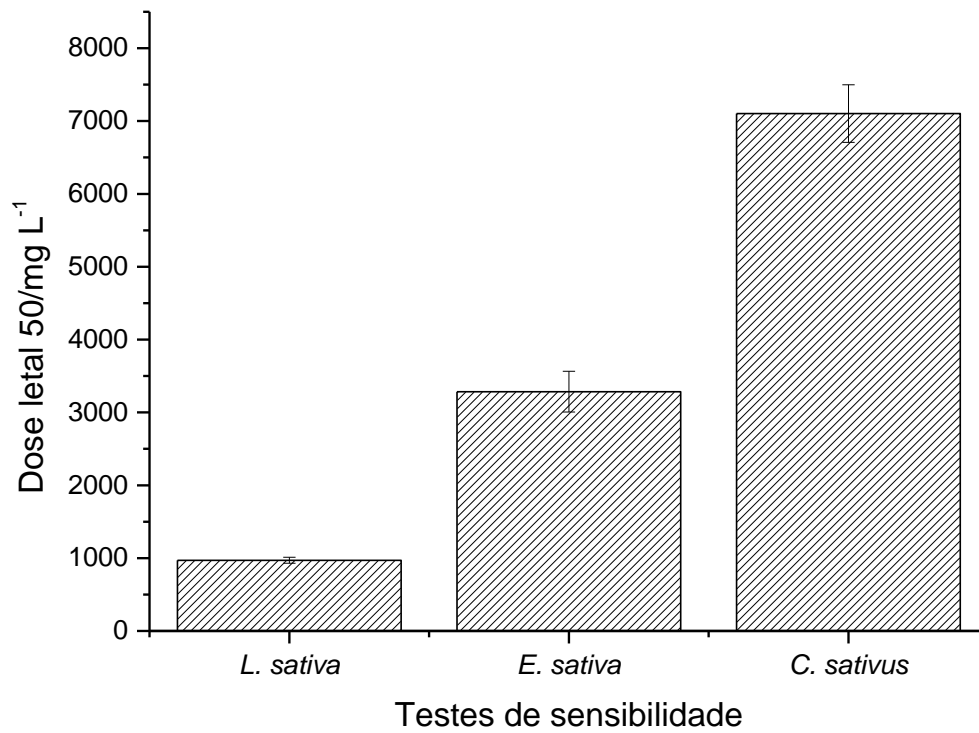


Figura 15: Comparação entre os testes de sensibilidade para o corante Acid Blue 40. Fonte: o autor.



### 5.1.2. Acid Red 151

Foram realizados os mesmos procedimentos para o corante Acid Red 151, os resultados para as sementes de *L. sativa* encontram-se expressos na Figura 16. Foi observada moderada toxicidade com valor de  $DL_{50}$  de  $2074,14 \pm 99,80$  mg/L, valores obtidos através de curva logarítmica pelo programa Origin 9.0.

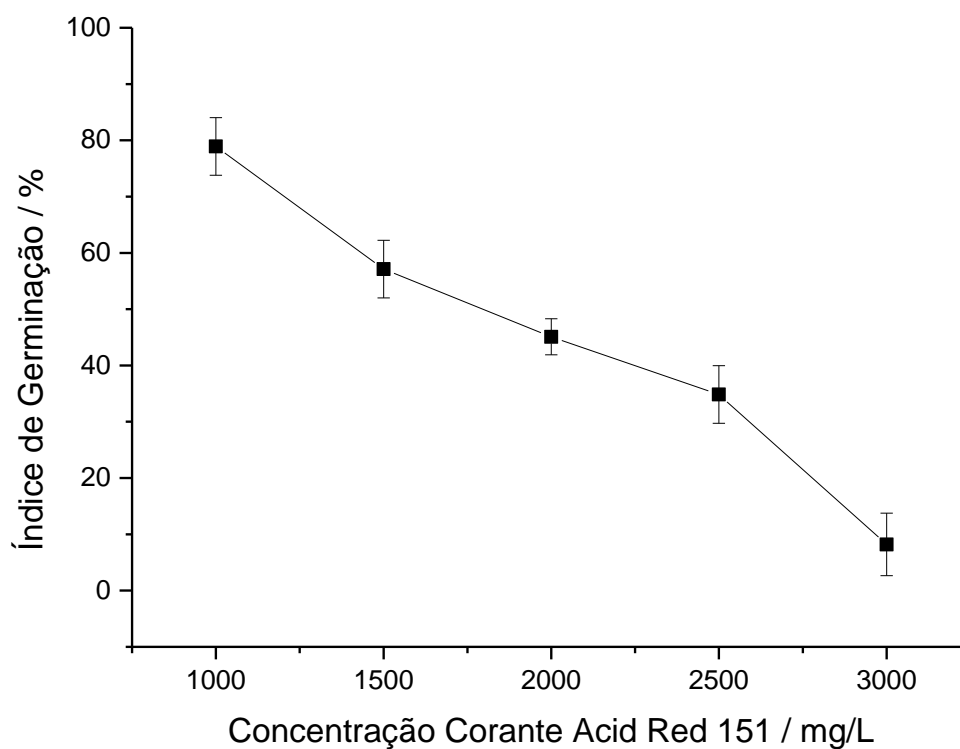


Figura 16: Índice de Germinação para a semente de Alface, *L. sativa*, para o corante Acid Red 151. Fonte: Apêndice, Tabela 4.

A avaliação toxicológica para a semente de rúcula indicou maior grau de toxicidade do que para a semente de alface, conforme a Figura 17, isto deve-se ao fato de as sementes de rúcula serem menores e possuírem menor quantidade de nutrientes para se auto suprir em suas primeiras horas após germinação. Foram realizados testes com concentrações inferiores a 1000 mg/L para que fossem alcançados os resultados desejados. Foi calculada a  $DL_{50}$  através de curva logarítmica pelo programa Origin 9.0 e o valor calculado foi de  $1337,94 \pm 176,45$  mg/L.

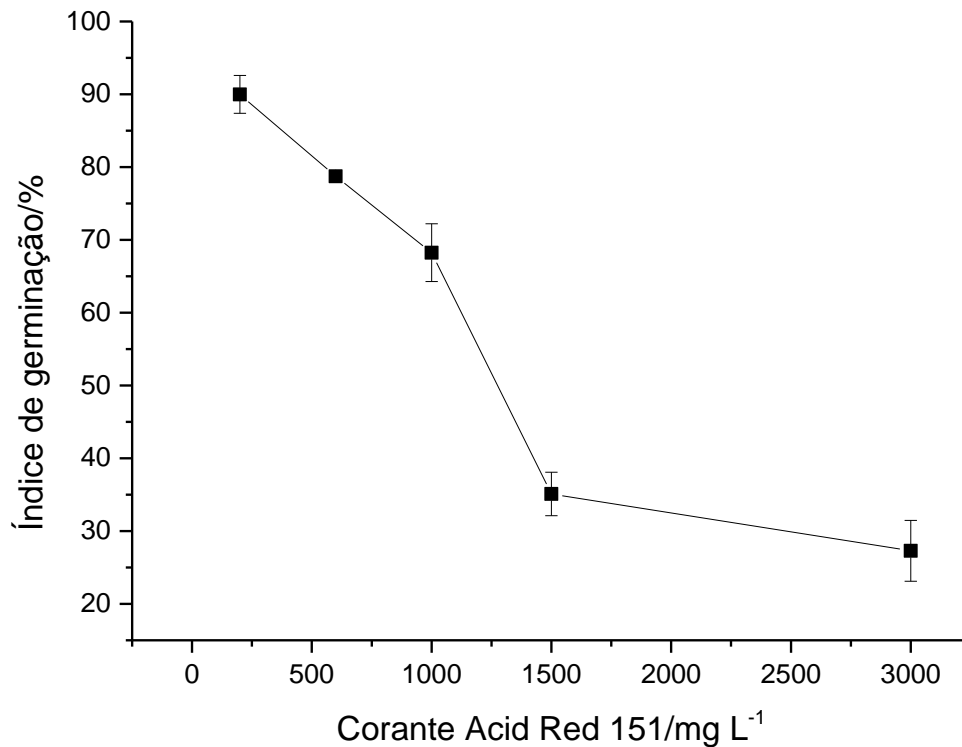


Figura 17: Índice de Germinação para a semente de Rúcula, *E. sativa*, para o corante Acid Red 151.  
Fonte: Apêndice, Tabela 6.

Os resultados do teste de sensibilidade para sementes de pepino indicam toxicidade mediana em relação às outras sementes testadas ficando com valor de  $DL_{50}$  de  $3506,75 \pm 313,17$  mg/L conforme expressos na Figura 18. Todas as concentrações analisadas ficaram com valores acima de 50% de Índice de Germinação.

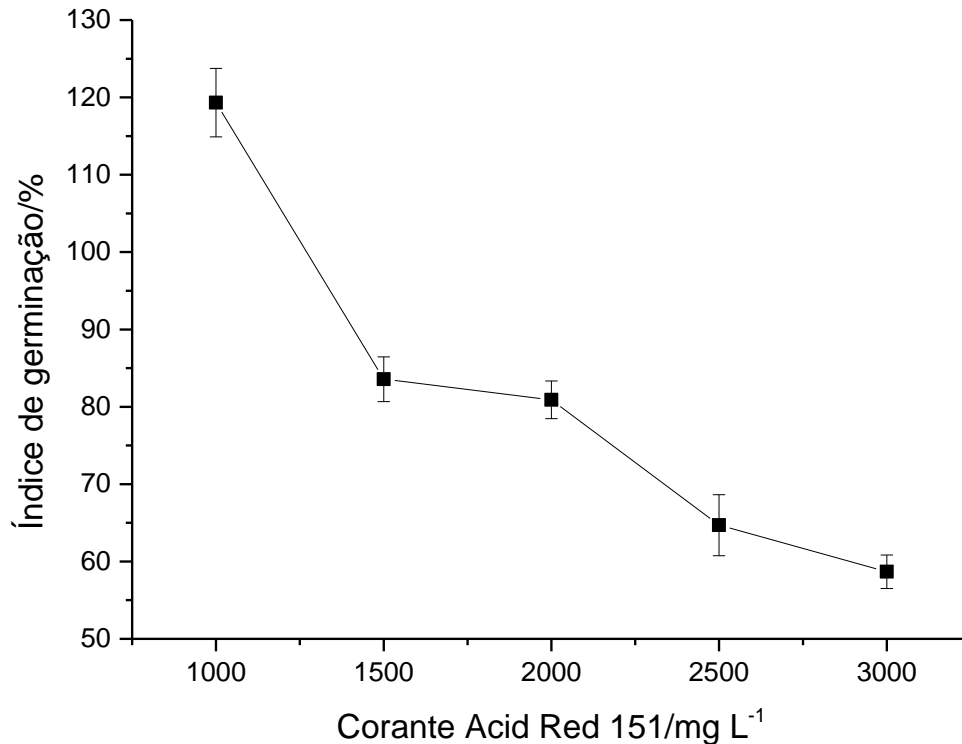


Figura 18: Índice de Germinação para a semente de Pepino, *Cucumis sativus*, para o corante Acid Red 151. Fonte: Apêndice, Tabela 6.

Também foram realizados testes para *A. salina* onde foram verificados organismos mortos ou que não possuíam mais capacidade natatória. Ocorreu a mesma situação do teste com o corante Acid Blue 40, o corante não apresentou toxicidade nas concentrações analisadas, entre 500 a 1000 mg/L e também não foi possível realizar maiores diluições em solução de água do mar sintética. Desta forma não foi possível determinar o  $DL_{50}$  para *A. salina*.

Da mesma forma ocorrido com o corante Acid Blue 40, para o organismo *S. cerevisiae*, não houve toxicidade em nenhuma das concentrações realizadas entre 3000 e 1000 mg/L, não podendo, desta forma, verificarmos a dose letal para 50% dos organismos ( $DL_{50}$ ). Mas vale ressaltar que foram utilizadas concentrações inferiores aos testes de sensibilidade para o preparo dos efluentes a serem eletrolisados.

Através da Figura 19 pode-se realizar comparação gráfica dos diferentes testes realizados com o corante Acid Red 151. Constata-se maior toxicidade para as sementes de rúcula sendo estas as mais sensíveis para o corante analisado. As sementes de pepino apresentaram menor sensibilidade, devendo-se levar em consideração seu maior tamanho em relação às outras sementes analisadas e desta forma, maior quantidade de nutrientes para auto nutrição em suas primeiras horas após germinação.

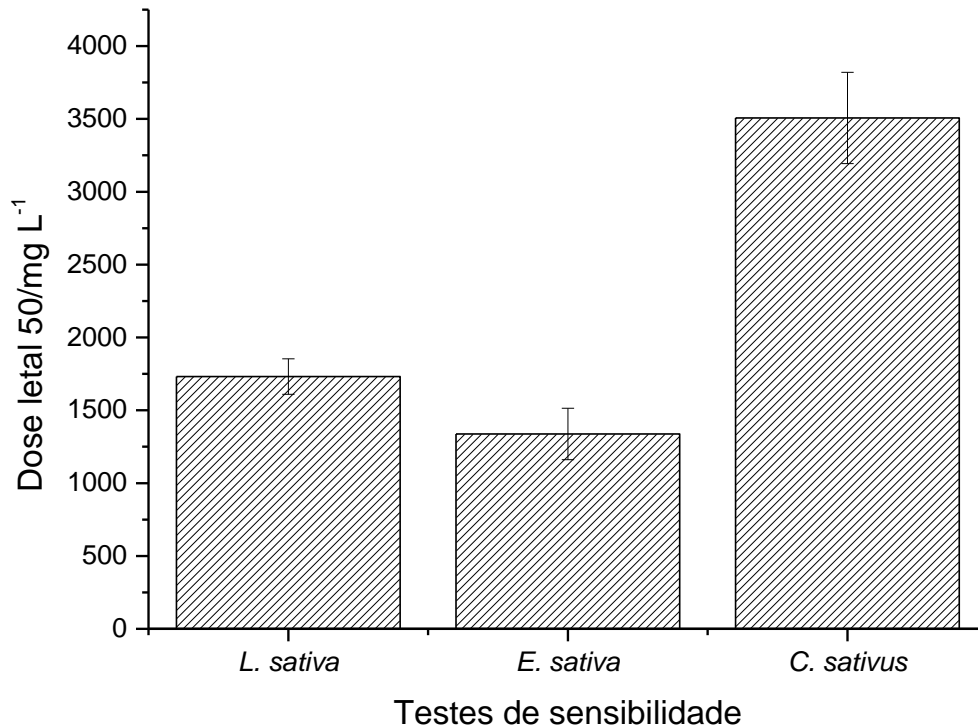


Figura 19: Comparação entre os testes de sensibilidade para o corante Acid Red 151. Fonte: o autor.

### 5.1.3. Eletrólitos

Os resultados do teste de sensibilidade com eletrólitos para as sementes de alface estão indicados na Figura 20. Verificou-se uma grande inibição da germinação, bem como do desenvolvimento radicular ao ser elevada a concentração. Estudos relatam diminuição da capacidade osmótica das sementes ao serem expostas a ambientes salinos (VIANA *et al.*, 2004). Foi calculada a DL<sub>50</sub> através de curva logarítmica pelo programa Origin 9.0 e o valor calculado foi de  $1256,60 \pm 139,05$  mg/L de concentração de eletrólitos.

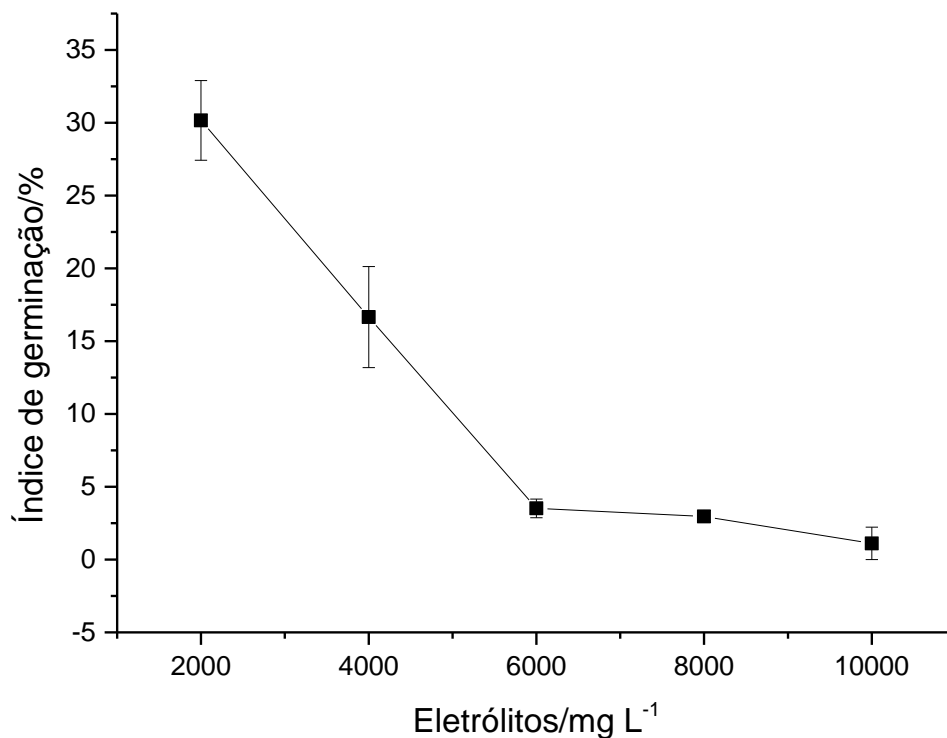


Figura 20: Índice de Germinação para a semente de Alface, *Lactuca sativa*, Solução Salina - Eletrólitos. Fonte: Apêndice, Tabela 7.

Os testes realizados com a solução de eletrólitos indicaram alta toxicidade para germinação das sementes de rúcula, como apresentado na Figura 21, não atingindo 50% de germinação nas concentrações analisadas. Foi calculada a  $DL_{50}$  através de curva logarítmica pelo programa Origin 9.0 e o valor calculado foi de  $1781,61 \pm 71,96$  mg/L de concentração de eletrólitos.

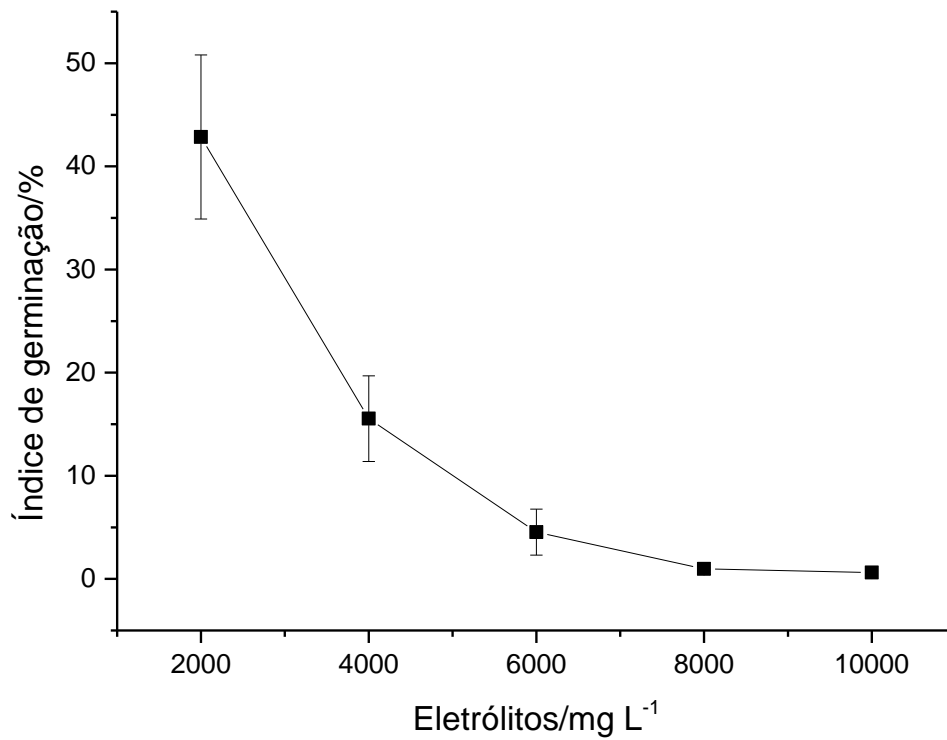


Figura 21: Índice de germinação para a semente de rúcula, *E. sativa*, para solução salina - eletrólitos. Fonte: Apêndice, Tabela 8.

O teste com a solução contendo eletrólitos inibiu a germinação das sementes de pepino proporcionalmente à sua concentração de acordo com a Figura 22. Conforme já mencionando anteriormente, ambientes salinos podem afetar negativamente a germinação de sementes devido a alterações osmóticas, proporcionando evapotranspiração das sementes (VIANA *et al.*, 2004). Foi calculada a  $DL_{50}$  através de curva logarítmica pelo programa Origin 9.0 e o valor calculado foi de  $5366,15 \pm 410,55$  mg/L de concentração de eletrólitos.

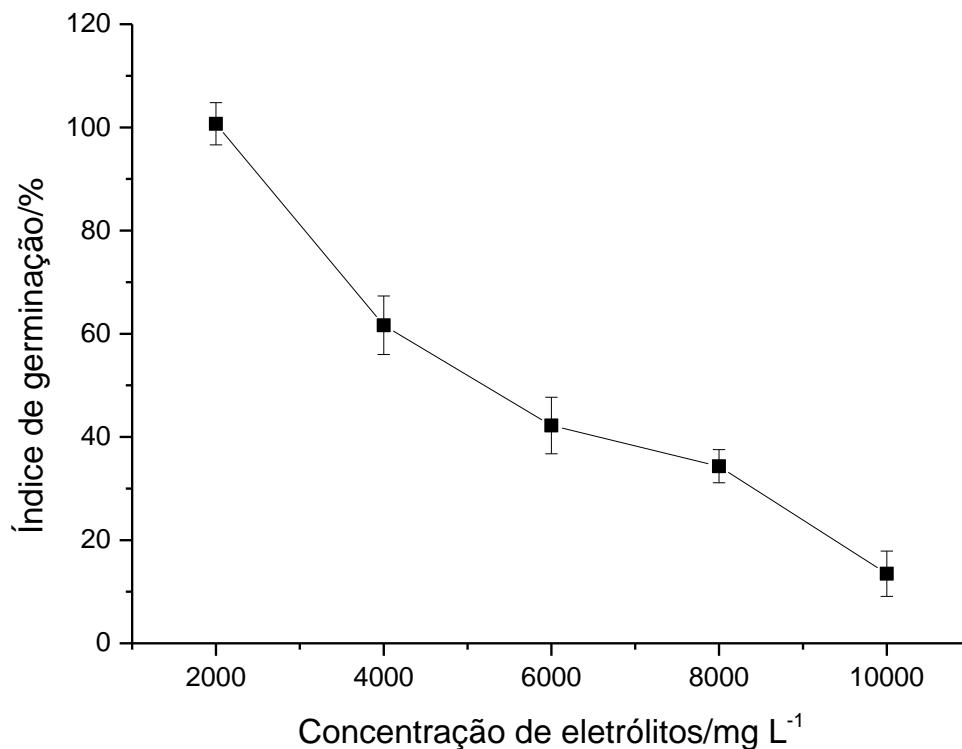


Figura 22: Índice de Germinação para a semente de Pepino, *C. sativus*, para Solução Salina – Eletrólitos. Fonte: Apêndice, Tabela 9.

De acordo com a Figura 23, o teste com a solução de eletrólitos para *S. cerevisiae* indicou baixa mortalidade celular nas concentrações analisadas, não atingindo 50% de mortalidade das células. Obteve-se o valor de  $14407,45 \pm 642,39$  mg/L de concentração de eletrólitos como DL<sub>50</sub> para *S. cerevisiae*, através do programa Origin 9.0.

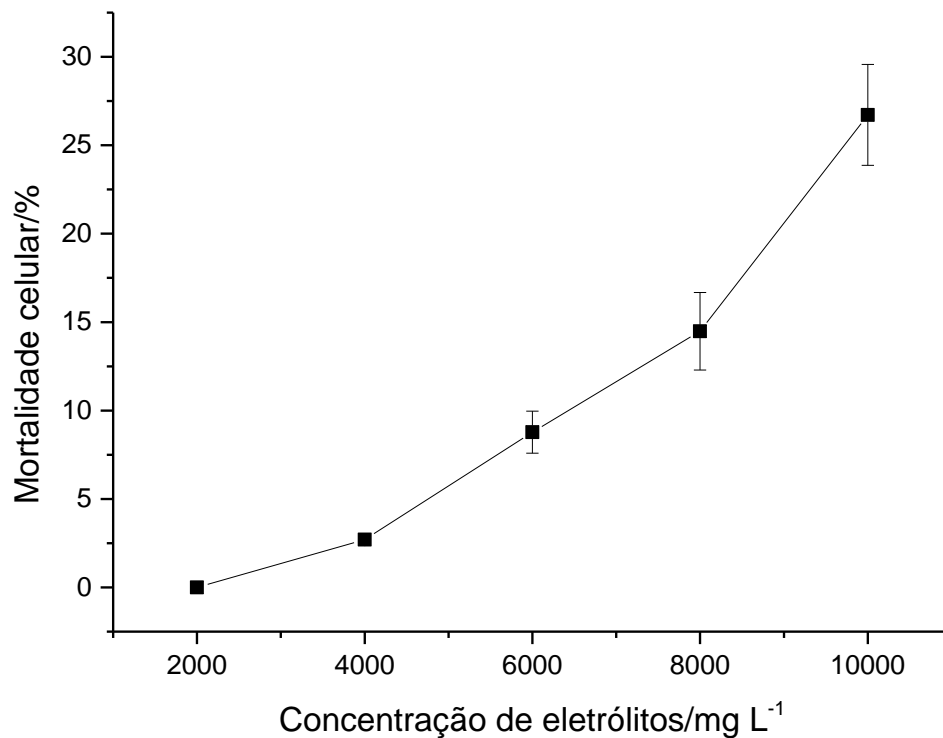


Figura 23: Mortalidade celular (%) de *S. cerevisiae* para solução salina - eletrólitos. Fonte: Apêndice, Tabela 10.

Foram realizados testes com *A. salina* não indicando toxicidade para as concentrações analisadas. Isto deve-se ao fato de o organismo ser oriundo de ambientes salinos e tolerar altas concentrações de salinidade (Veiga e Vital, 2002).



Pode-se verificar o grau de toxicidade dos organismos analisados através da Figura 24. As sementes de alface e rúcula apresentaram maior sensibilidade para a solução de eletrólitos do que as sementes de pepino.

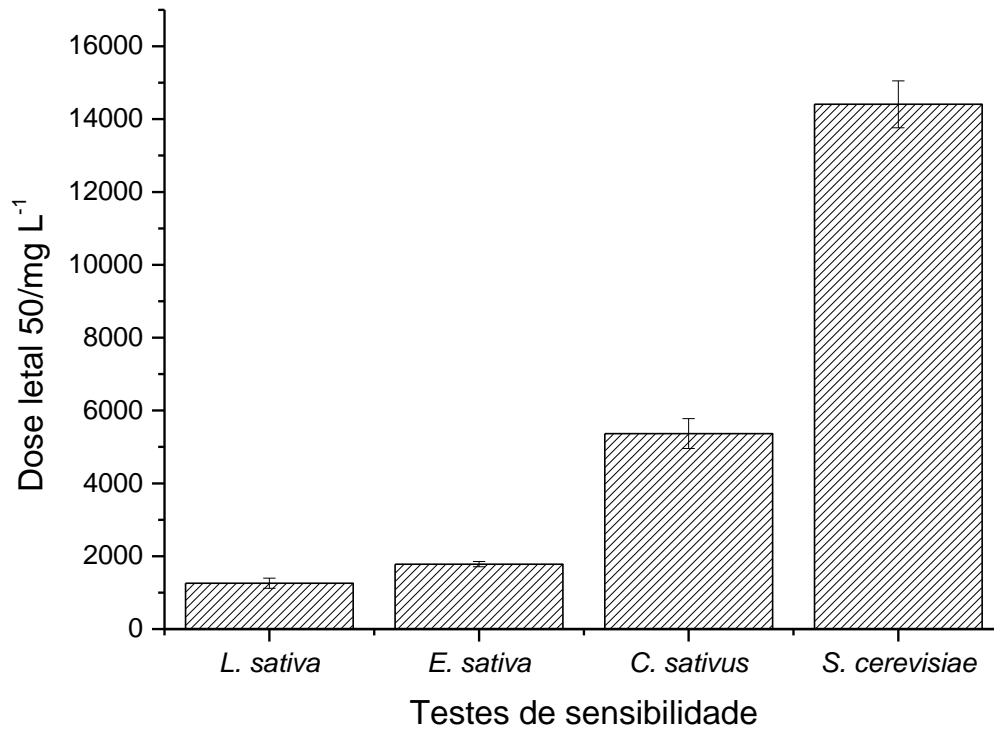


Figura 24: Comparação entre os testes de sensibilidade para Solução de Eletrólitos. Fonte: o autor.

#### 5.1.4. Cloro Residual Livre

Foram realizadas análises da solução eletrolisada, contendo apenas eletrólitos, para verificação da sensibilidade das sementes de alface em relação ao cloro livre, conforme a Figura 25. A ação do cloro sobre as sementes podem trazer variados resultados, dependendo da concentração utilizada, podendo inibir a germinação de sementes através da escarificação, ou seja, danificar a semente, e causar, também, dano ao embrião, ou podendo propiciar melhor germinação eliminando fungos e bactérias presentes na superfície das sementes (CARNELOSSI *et al.*, 1995). Estudos indicam ainda que a exposição a determinadas concentrações de cloro ativo (hipoclorito de sódio) aumenta o vigor e a germinação de sementes de alface, inclusive em temperaturas mais altas (RODRIGUES *et al.*, 2012). Através de curva logarítmica pelo programa Origin 9.0 foi obtido o valor de  $22,63 \pm 1,07$  mg/L de cloro residual livre.

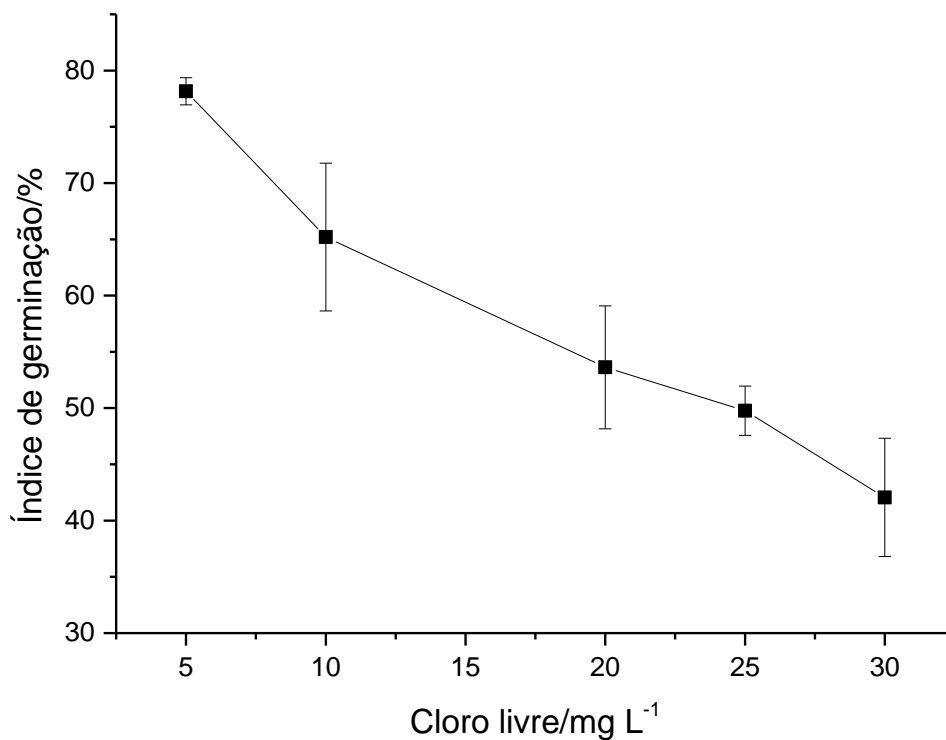


Figura 25: Índice de germinação para a semente de alface, *L. sativa*, para cloro residual livre. Fonte: Apêndice, Tabela 10.

O teste de sensibilidade para as sementes de rúcula indicou melhores resultados de germinação conforme a concentração do mesmo foi diminuindo, de acordo com a Figura 26. Verificou-se desta forma toxicidade moderada com índice acima de 50% a partir de 20 mg/L de cloro residual livre. Foi calculada a  $DL_{50}$  através de curva logarítmica pelo programa Origin 9.0 e o valor calculado foi de  $23,55 \pm 1,29$  mg/L de cloro residual livre.

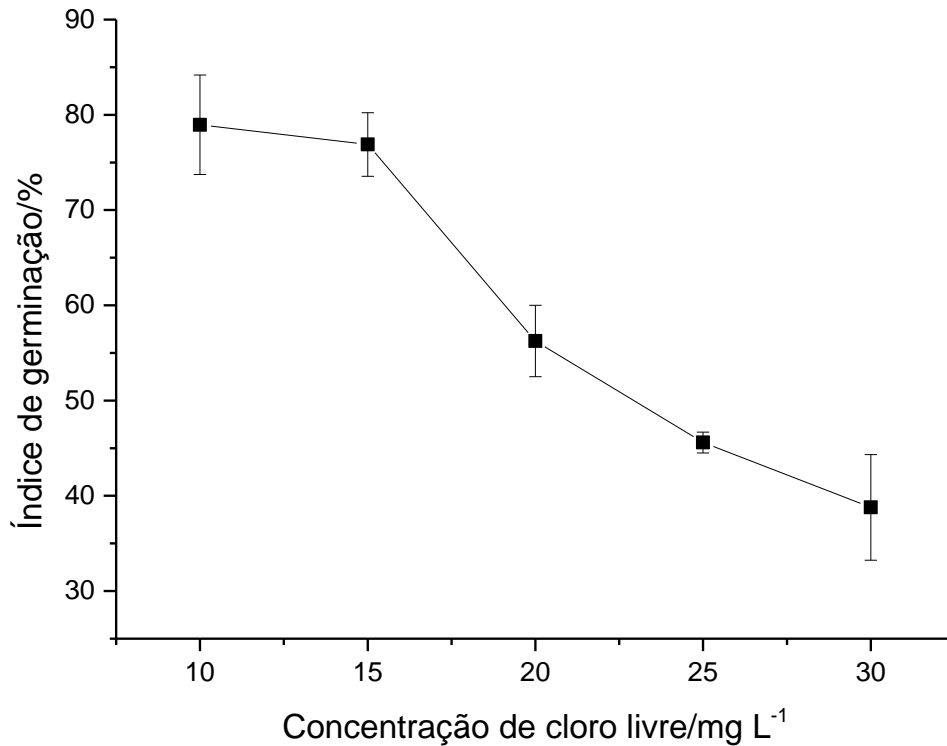


Figura 26: Índice de germinação para a semente de rúcula, *E. sativa*, para cloro residual livre.  
Fonte: Apêndice, Tabela 12.

As concentrações utilizadas para teste de sensibilidade com sementes de pepino não apresentaram inibição indicando que esta espécie possui menor sensibilidade ao cloro livre. Desta forma foram realizadas análises com concentrações maiores, conforme a Figura 27 e foi possível assim obter a DL<sub>50</sub>. Através de cálculo por curva logarítmica obtida pelo programa Origin 9.0 o valor calculado da DL<sub>50</sub> foi de  $69,50 \pm 0,70$  mg/L de cloro residual livre.

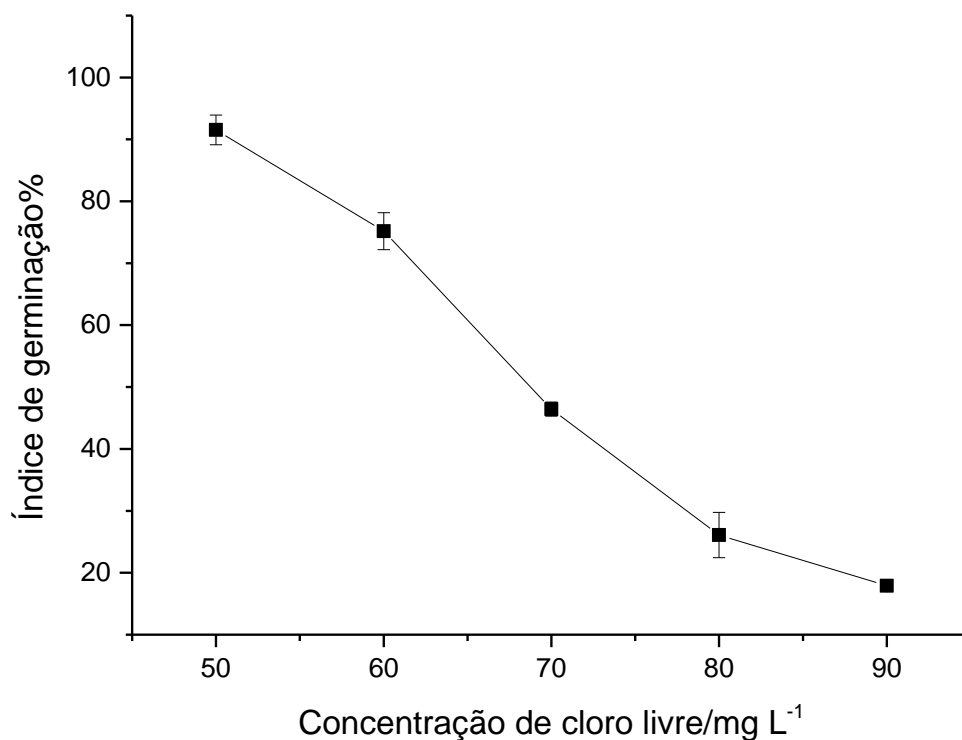


Figura 27: Índice de germinação para a semente de pepino, *C. sativus*, para cloro residual livre.  
Fonte: Apêndice, Tabela 13.

O teste de mortalidade celular para *S. cerevisiae* para cloro livre indica toxicidade moderada, com maior tolerância ao composto oxidativo que outros micro-organismos. Os resultados, de acordo com a Figura 28, indicam maior mortalidade celular acima de 6,00 mg/L de cloro. Através destes dados, utilizando o programa Origin 9.0, foi realizada curva logarítmica para obtenção da DL<sub>50</sub>, cujo resultado é de  $7,81 \pm 0,37$  mg/L de cloro residual livre.

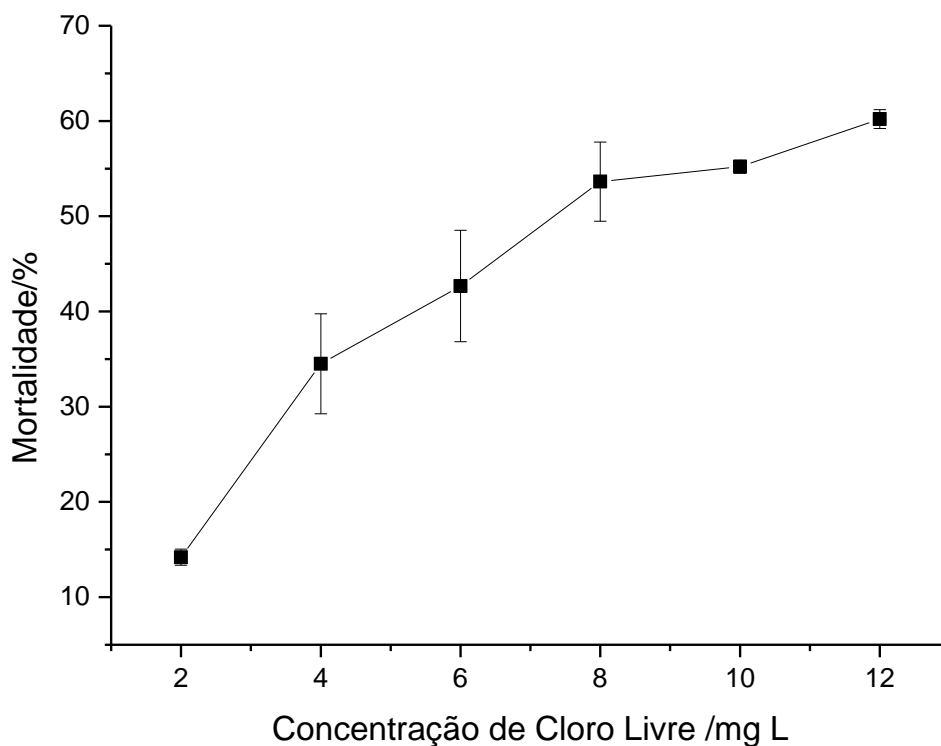


Figura 28: Mortalidade (%) de *S. cerevisiae* para cloro residual livre. Fonte: Apêndice, Tabela 14.

Os náupilos de *A. salina* apresentaram maior sensibilidade para o cloro residual livre que os outros organismos analisados, como observado na Figura 29. Isto deve-se ao fato de este micro crustáceo realizar filtração da água para alimentação e desta forma ingerir junto o cloro residual dissolvido no meio (Veiga e Vital, 2002). Devido a sua alta sensibilidade ao cloro, foram realizadas várias diluições e vários testes até que fossem atingidos valores satisfatórios. Através destes dados, utilizando o programa Origin 9.0, foi confeccionada curva logarítmica e o valor de DL<sub>50</sub> obtido foi de  $0,80 \pm 0,02$  mg/L.

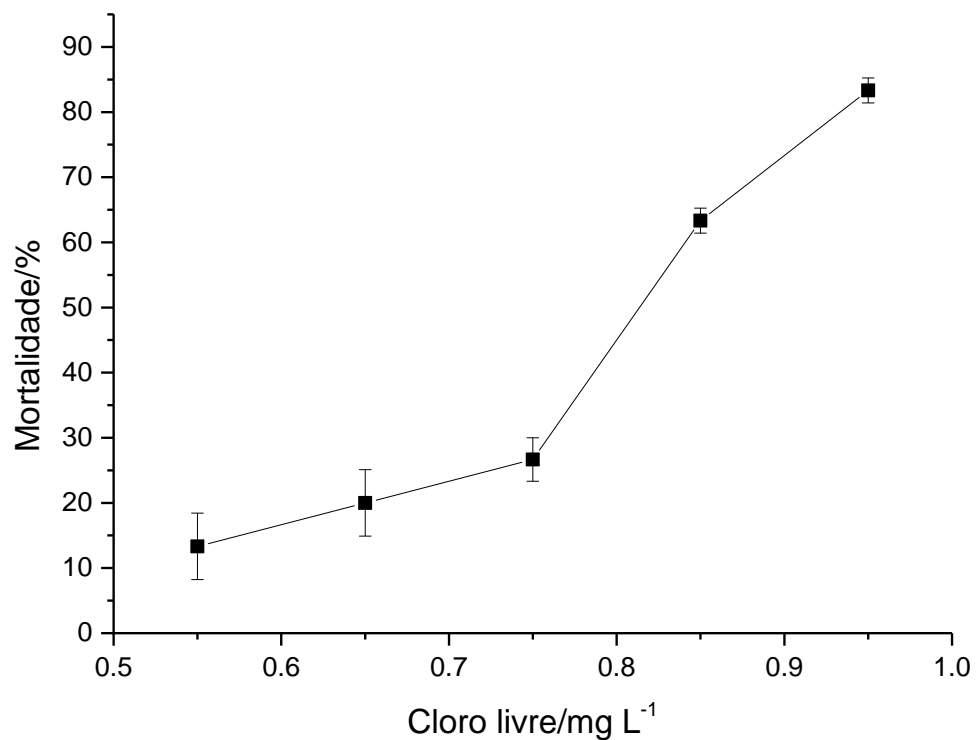


Figura 29: Porcentagem de Mortalidade de náupilos de *Artemia salina* para Cloro Residual Livre. Fonte: Apêndice, Tabela 15.

Analisando a Figura 30, pode-se verificar maior sensibilidade ao cloro livre para *A. salina* tendo *S. cerevisiae* como segundo organismo mais sensível. Dentre as sementes, as de pepino apresentaram menor toxicidade tendo as sementes de alface e rúcula com valores máximos de DL<sub>50</sub>.

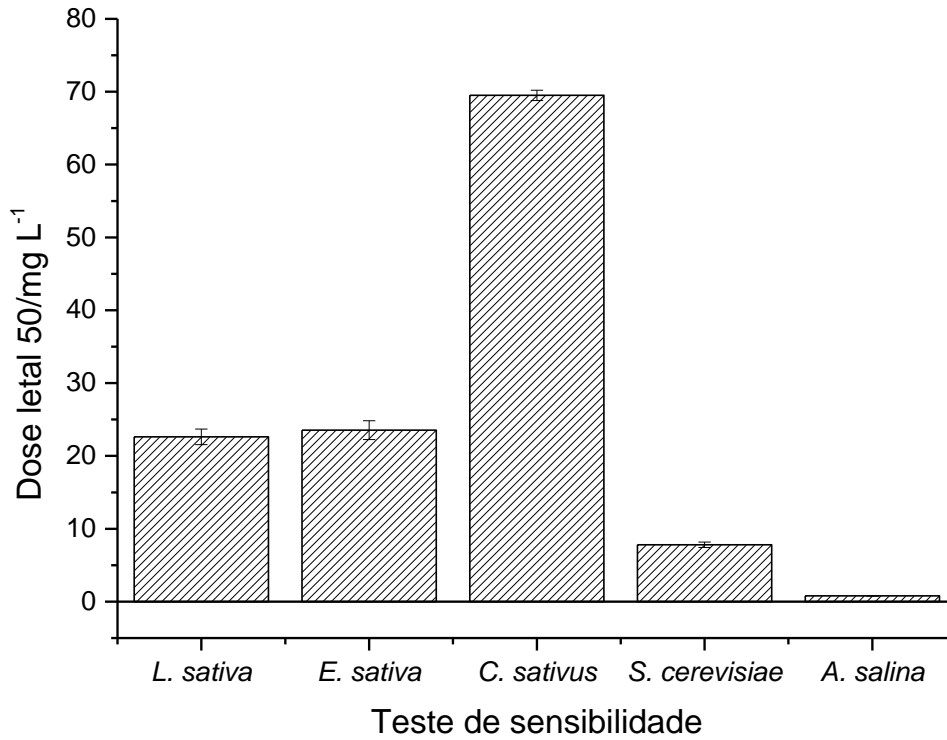


Figura 30: Comparação entre os testes de sensibilidade para cloro residual livre. Fonte: o autor.

### 5.1.5. Tiosulfato de Sódio

O teste com tiosulfato de sódio indicou menor sensibilidade conforme a Figura 31 para as sementes de alface do que o teste com a solução de eletrólitos que é uma mistura de cloreto de sódio e carbonato de sódio, indicando assim a característica menos tóxica do tiosulfato de sódio para essa espécie. Foi calculada a  $DL_{50}$  através de curva logarítmica pelo programa Origin 9.0 e o valor calculado foi de  $8569,82 \pm 196,35$  mg/L de tiosulfato de sódio.

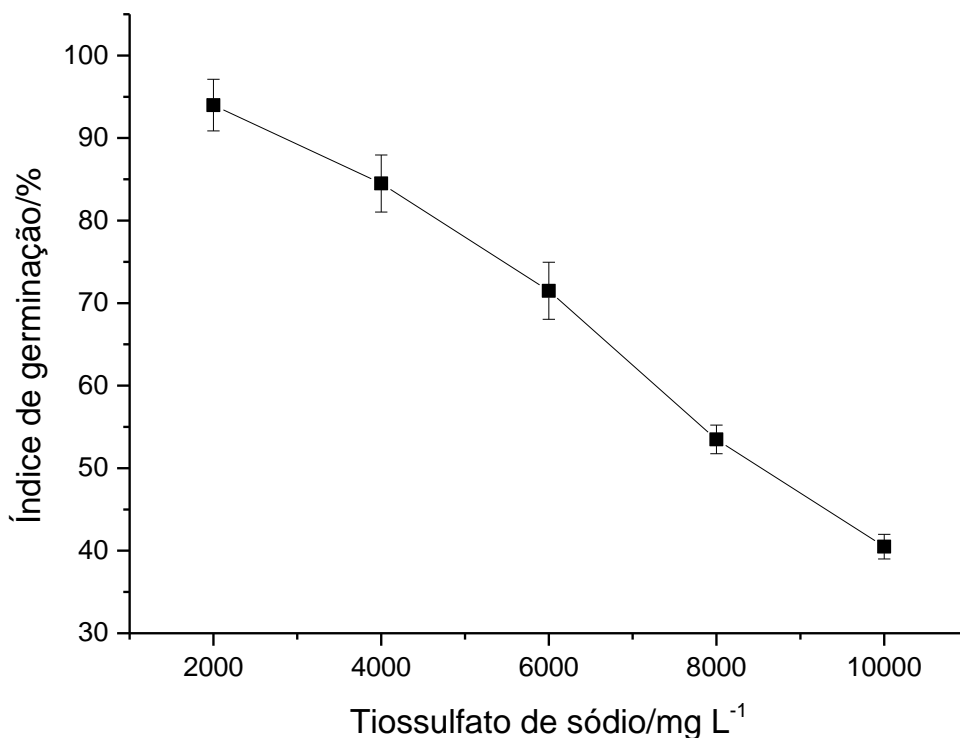


Figura 31: Índice de Germinação para a semente de alface, *L. sativa*, para tiosulfato de sódio.  
Fonte: Apêndice, Tabela 16.



A Figura 32 indica toxicidade moderada para as sementes de rúcula ao tiosulfato de sódio. Os resultados apresentados indicam menor toxicidade ao tiosulfato de sódio do que a solução de eletrólitos. Foi calculada a  $DL_{50}$  através de curva logarítmica pelo programa Origin 9.0 e o valor calculado foi de  $3951,73 \pm 410,00$  mg/L de concentração de tiosulfato de sódio.

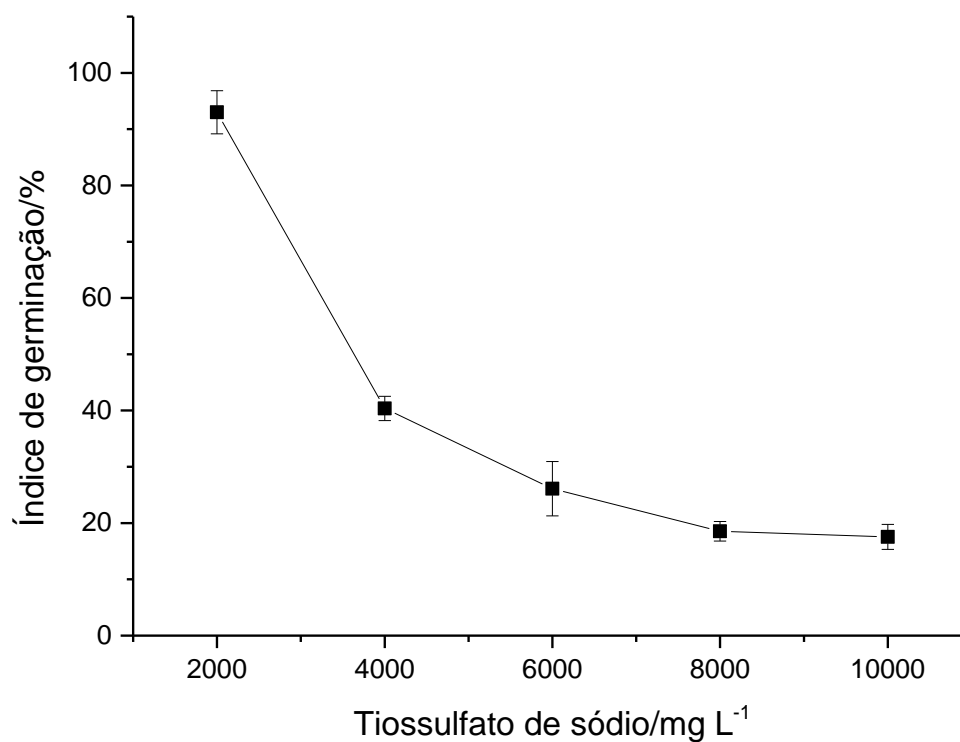


Figura 32: Índice de Germinação para a semente de rúcula, *E. sativa*, para tiosulfato de sódio.  
Fonte: Apêndice, Tabela 17.

O teste com a solução de tiosulfato de sódio indicou toxicidade para as sementes de pepino, resultados próximos aos da semente de rúcula. A Figura 33 indica toxicidade moderada ao tiosulfato de sódio e a inibição também se apresentou conforme o aumento da concentração do reagente. Foi calculada a  $DL_{50}$  através de curva logarítmica pelo programa Origin 9.0 e o valor calculado foi de  $3928,92 \pm 214,34$  mg/L de concentração de tiosulfato de sódio.

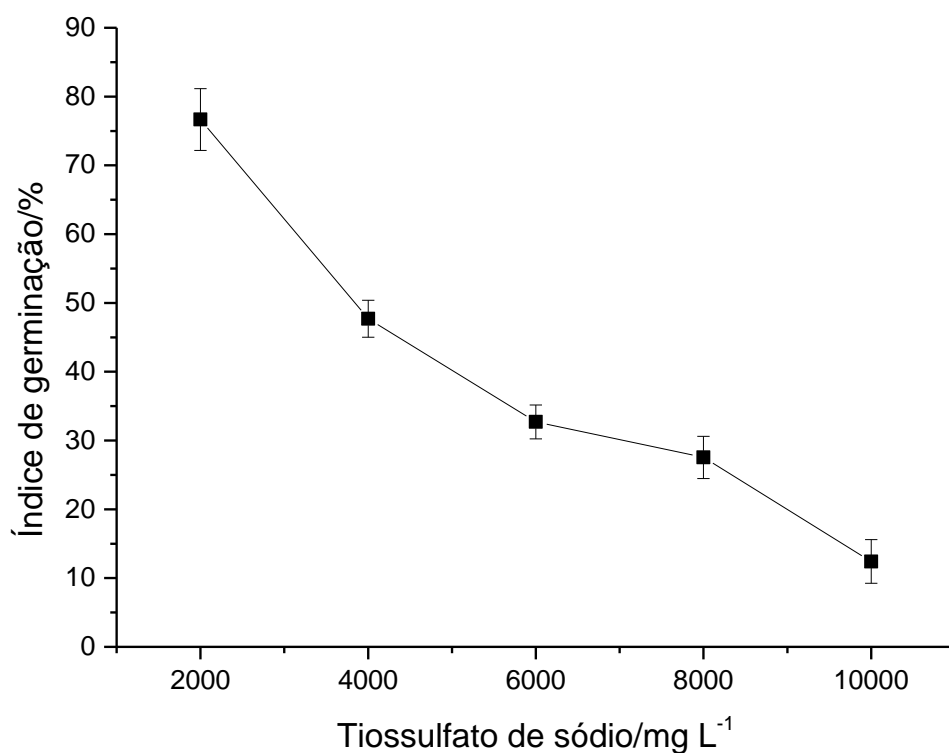


Figura 33: Índice de Germinação para a semente de pepino, *C. sativus*, para tiosulfato de sódio.  
Fonte: Apêndice, Tabela 18.

O teste de sensibilidade para *A. salina* indicou sensibilidade para tiosulfato de sódio de acordo com a Figura 34. Este reagente é utilizado para remoção de cloro livre em água para aquários (MONTEIRO *et al.*, 2012) sendo pouco tóxico para organismos aquáticos. Através de curva logarítmica utilizando o programa Origin 9.0, foi obtido o valor de  $3735,69 \pm 52,32$  mg/L.

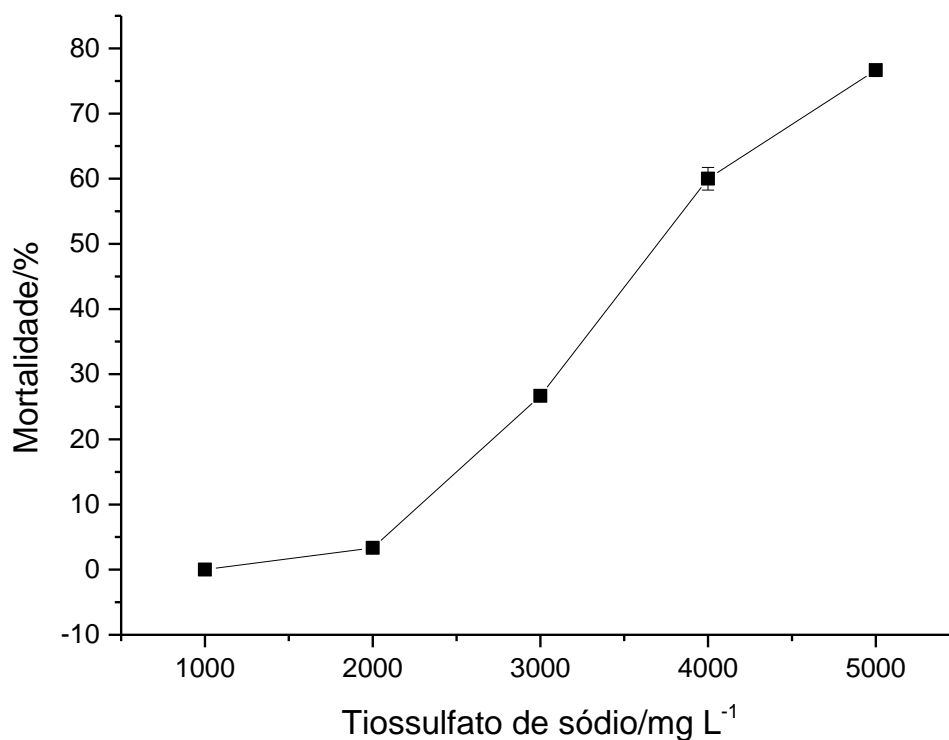


Figura 34: Porcentagem de Mortalidade de náupios de *A. salina* para tiosulfato de sódio. Fonte: Apêndice, Tabela 19.

Os testes com *S. cerevisiae* não apresentaram toxicidade suficiente para que fosse possível realização de cálculo de DL50. Foram realizadas diluições até 700 g/L (máximo possível de diluição deste reagente), indicando desta forma a não toxicidade do reagente para este microrganismo.

A Figura 35 apresenta comparação do resultado de DL<sub>50</sub> para o tiosulfato de sódio. Pode-se verificar toxicidade semelhante entre *E. sativa*, *C. sativus* e *A. salina*.

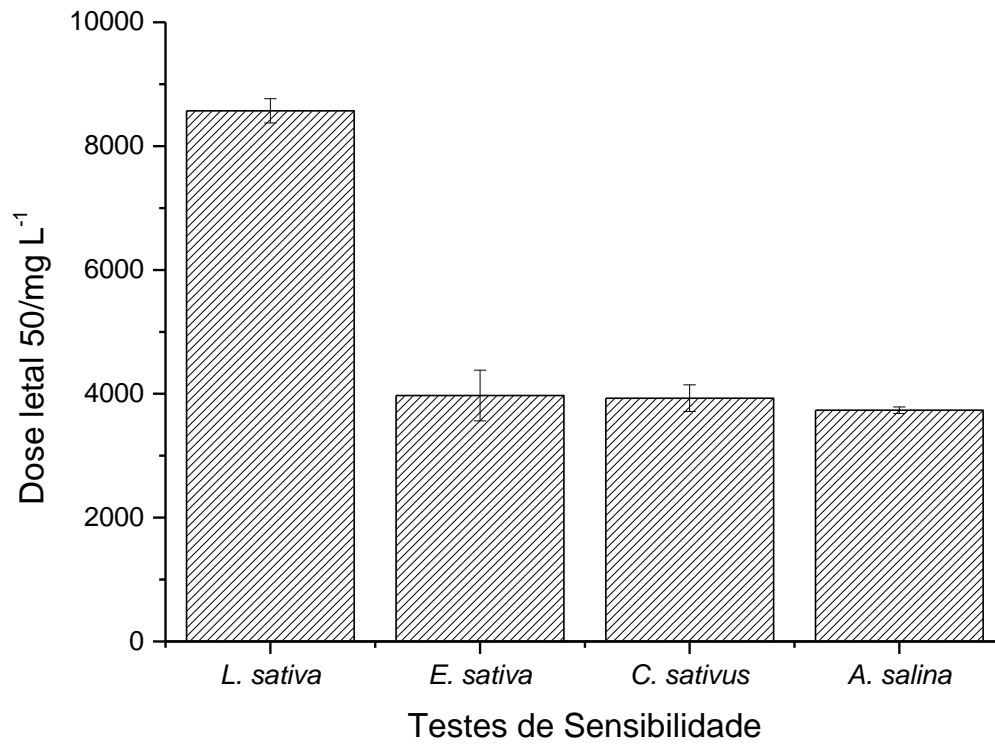


Figura 35: Comparação entre os testes de sensibilidade para tiosulfato de sódio. Fonte: o autor

## 5.2. Eletrólise do corante Acid Blue 40

### 5.2.1. Curva padrão

Conforme espectro apresentado pela Figura 36, foi selecionado o comprimento de onda de 611,5nm:

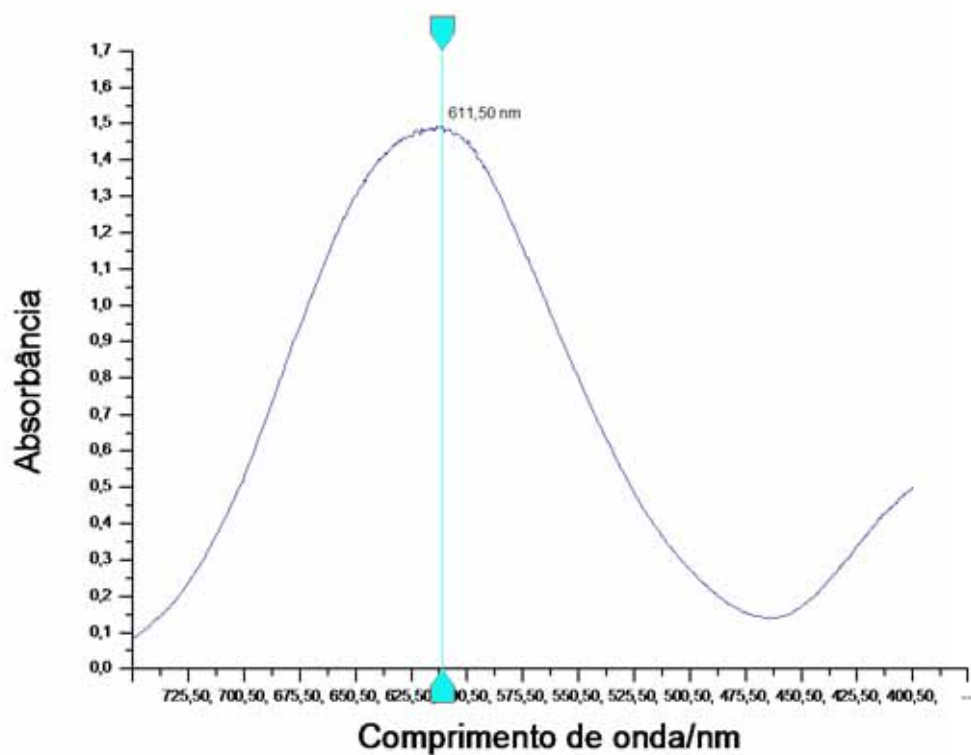


Figura 36: Espectro do corante Acid Blue 40. Fonte: o autor.

Foi utilizada a Equação 10 para cálculo da concentração de corante. A Figura 37 representa a reta utilizada.

$$y = 0,0364 + 14,575 \cdot x \quad (10)$$

Onde:

y = absorvância em unidades de absorvância (u. a.);

x = concentração de corante Acid Blue 40 em  $\text{g.L}^{-1}$ .

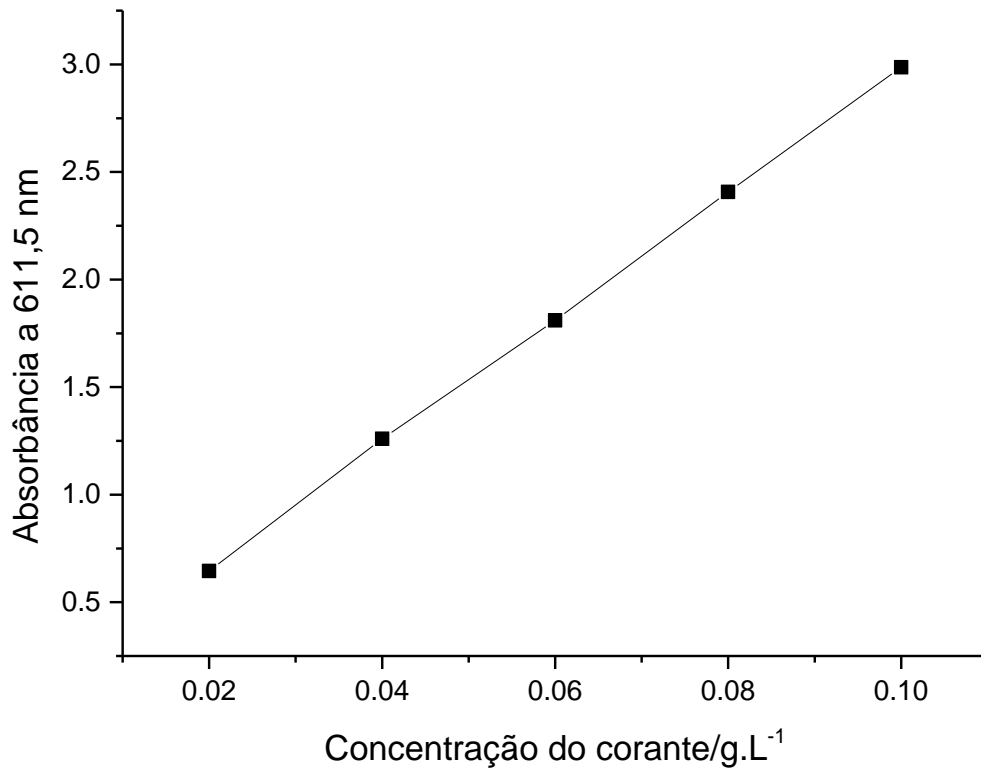


Figura 37: Reta para o corante Acid Blue 40,  $R^2 = 0,9998$ . Fonte: o autor.

### 5.2.2. Teste com concentração de 10 g/L de cloreto de sódio e 1,32 g/L de carbonato de sódio

Observou-se uma grande remoção de cor da mistura preparada conforme a Figura 38. Após aquisição da equação da reta, pode-se verificar a concentração de corante nas amostras e foi avaliada a remoção do mesmo na mistura.

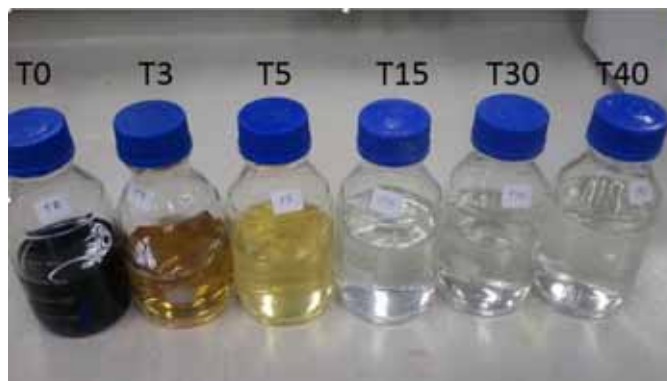


Figura 38: Amostras de tratamento eletrolítico de mistura de corante Acid Blue 40 com concentração de 10 g/L de cloreto de sódio e 1,32 g/L de carbonato de sódio em diferentes tempos como os mostrados acima dos frascos, T0 é o controle, T3 foi o de 3 min de tratamento eletrolítico, T5 foi de 5 min de tratamento eletrolítico, e assim sucessivamente. Fonte: o autor.

Através da Tabela 3, pode-se observar a redução na concentração do corante durante o processo de eletrólise pela medição da absorvância das amostras. Verificou-se que após o tempo de 15 min, T15, o efluente sintético não apresenta mais corante não modificado.

Tabela 3: Concentração do corante Acid Blue 40 no efluente simulado eletrolisado durante processo de eletrólise:

Tempo	Absorvância u. a. em 645 nm	Concentração g/L
T0	1,4931	0,10
T3	0,5017	0,03
T5	0,1217	0,01
T15	0,0113	0,00
T30	0,0007	0,00
T40	0,0003	0,00

Foram realizadas análises de condutividade, pH e também análise de cloro residual livre para adição de tiosulfato de sódio, conforme a Tabela 4. Podemos verificar que o pH do tratamento ficou acima de 5,00 o que é recomendado pelo CONAMA 430 em seu inciso 1°.

Tabela 4: Análises físico-químicas e adição de tiosulfato de sódio do processo eletrolítico para o corante Acid Blue 40. Solução de eletrólitos com concentração de 10,00 g/L de cloreto de sódio e 1,32 g/L de carbonato de sódio

Tempo	Condutividade mS/cm	pH	Cloro Livre mg/L	Adição de Tiosulfato de Sódio em gramas (para 200 mL)
T0	14,90	3,50	0,00	0,0000
T3	14,13	3,70	8,86	0,0124
T5	14,13	3,80	8,86	0,0124
T15	14,27	5,60	70,90	0,0993
T30	14,20	6,30	203,84	0,2854
T40	14,37	6,80	363,36	0,5088

As sementes de *L. sativa* e *E. sativa* não germinaram durante este teste. A concentração de eletrólitos utilizada na formulação desta mistura ficou muito acima da  $DL_{50}$  destes organismos e os sais às inibiram por completo. Conforme a Figura 39 pode-se observar que as sementes de *C. sativus* apresentaram alguma germinação. As sementes de pepino por serem maiores que as de alface e rúcula, possuem maior quantidade de nutrientes internamente e desta forma foram menos afetadas.

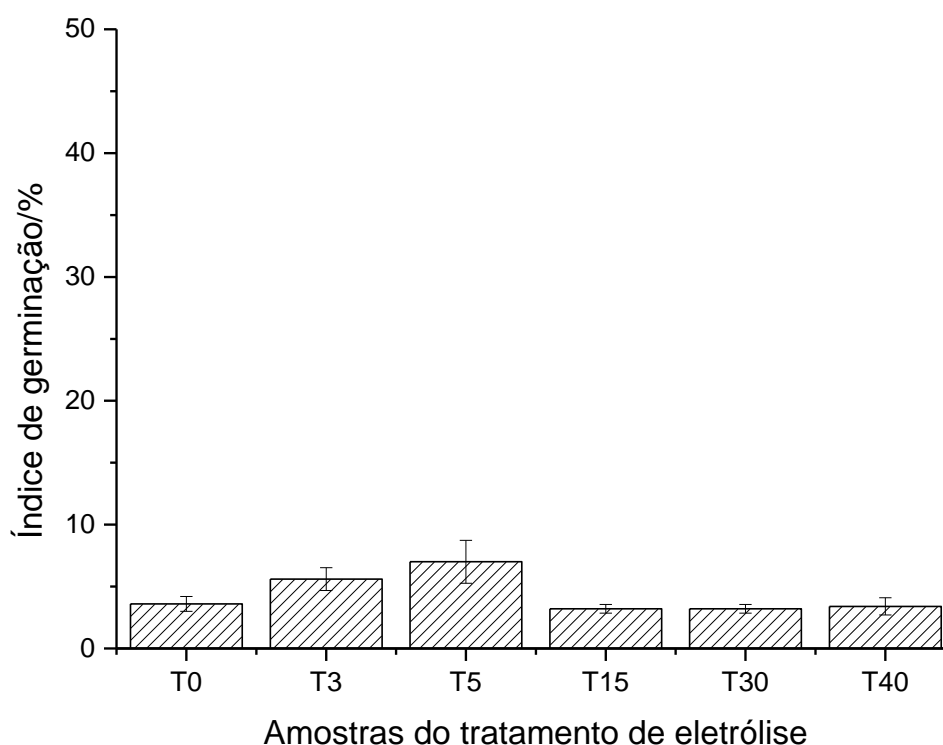


Figura 39: Índice de germinação para a semente de pepino, *C. sativus*, para o processo de eletrólise com Acid Blue 40. Concentrações de sais: 10,00 g/L de cloreto de sódio e 1,32 g/L de carbonato de sódio. Fonte: Apêndice, Tabela 20.



Os dados para *A. salina* apresentaram baixa toxicidade, conforme a Figura 40. Foi verificada toxicidade na amostra T40 (tempo 40 min). Isto deve-se ao fato de apesar de ser um organismo proveniente de ambiente salino e tolerar graus mais altos de sais, foi adicionada quantidade maior de tiosulfato de sódio para inativação de cloro residual na amostra T40 se comparado com as demais amostras, desta forma caracterizando toxicidade para o micro-crustáceo.

Estudos de Almeida e Corso (2014) apresentaram nenhuma toxicidade do corante utilizado em seus trabalhos antes do tratamento para *A. salina*, entretanto, devido ao processo de biodegradação não ter ocorrido de forma completa, o estudo aponta morte para todos os organismos testados com o efluente tratado. Podemos concluir que *A. salina* pode ser utilizada na avaliação de tratamentos de efluentes têxteis e que no trabalho realizado, esta apresentou pouca toxicidade.

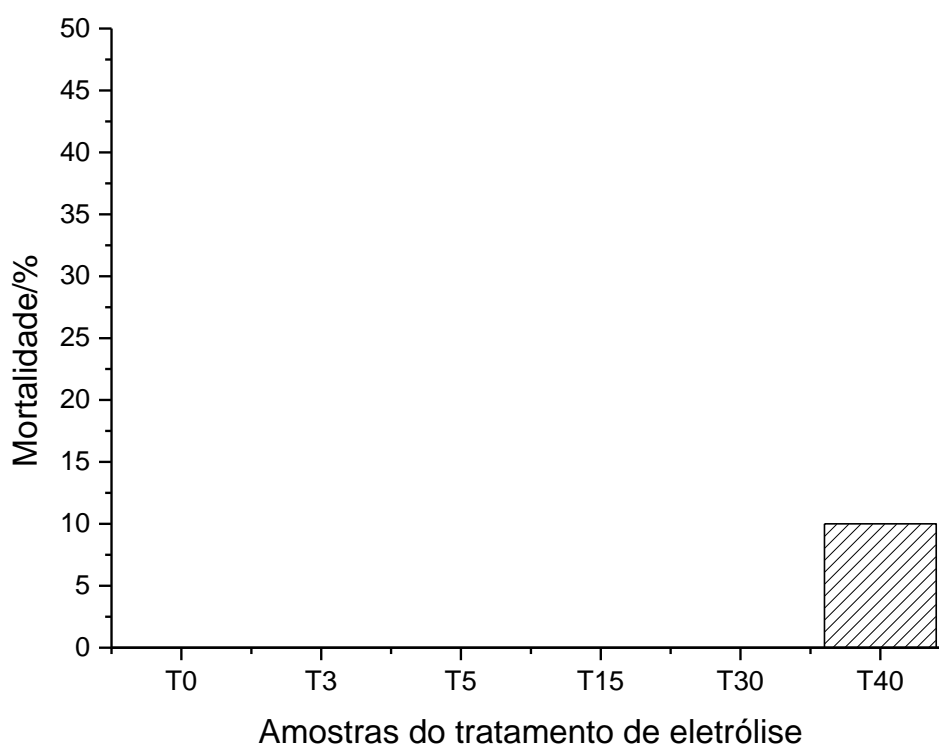


Figura 40: Índice de Mortalidade para *A. salina* ao processo de eletrólise com Acid Blue 40. Concentrações de sais: 10,00 g/L de cloreto de sódio e 1,32 g/L de carbonato de sódio. Fonte, Apêndice, Tabela 21.

Foi observada toxicidade para o teste com *S. cerevisiae* a partir do T30 (tempo 30 min), conforme a Figura 41. Apesar de o micro-organismo não apresentar toxicidade para tiosulfato de sódio, a partir da amostra T30, houve um grande aumento da concentração de cloro residual, devido ao processo de eletrólise, e desta forma houve maior adição de tiosulfato de sódio, aumentando a quantidade de sais presentes na amostra. Esta maior concentração aumentou a pressão osmótica do meio fazendo com que as células fossem inativadas e desta forma apresentando toxicidade. Trabalho de Sousa e Bidoia (2014) havia verificado que *S. cerevisiae* apresentou toxicidade para tratamento semelhante a partir de 30 min de processo, inferindo que a toxicidade seria devido ao cloro liberado pelo processo. Mas como esse também foi inativado pela adição de tiosulfato, podemos concluir que a partir de 30 min de tratamento eletrolítico, este pode apresentar toxicidade.

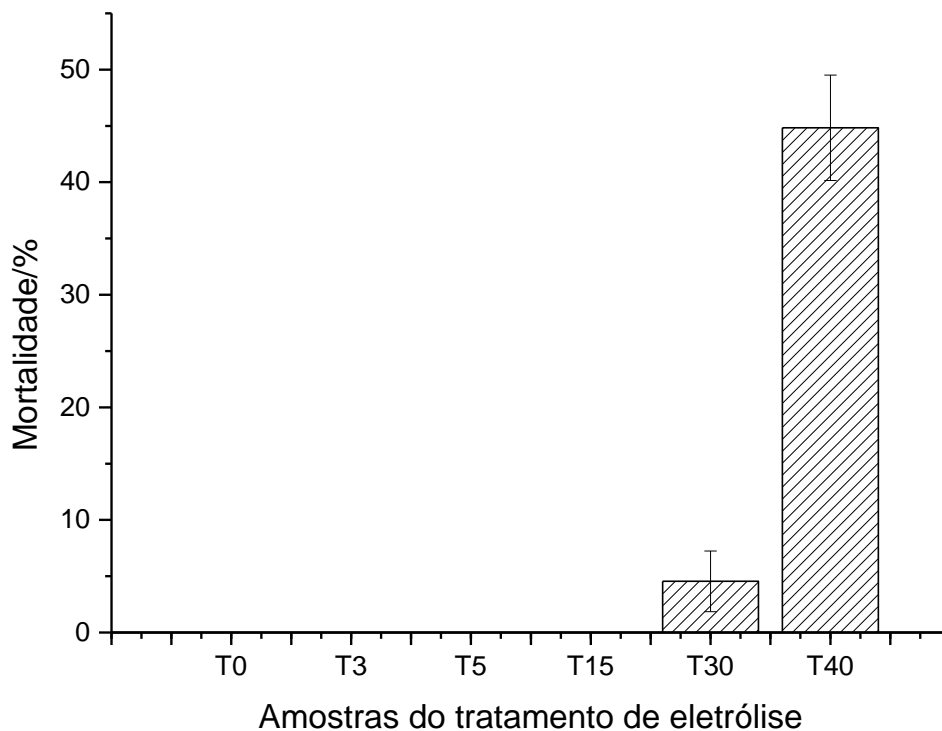


Figura 41: Mortalidade (%) para *S. cerevisiae* ao processo de eletrólise com Acid Blue 40. Concentrações de sais: 10,00 g/L de cloreto de sódio e 1,32 g/L de carbonato de sódio. Fonte: Apêndice, Tabela 22.

### 5.2.3. Teste com concentração de 2 g/L de cloreto de sódio e 0,26 g/L de carbonato de sódio

Através da Figura 42, observou-se a degradação do corante Acid Blue 40 com concentração de eletrólitos inferiores ao teste anterior. Verificou-se visualmente que o efluente foi descolorido a partir do tempo de 30 min (T30).

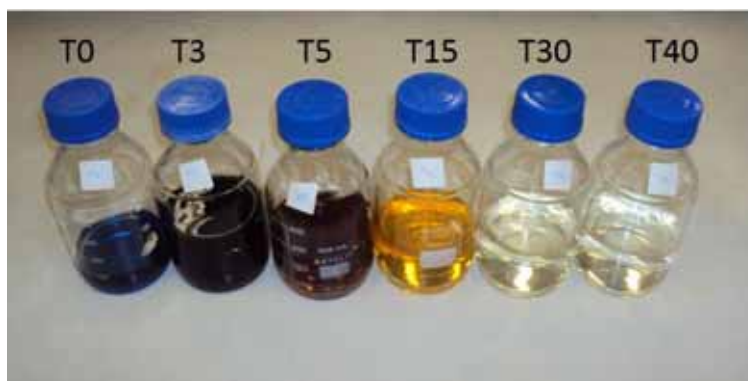


Figura 42: Amostras de tratamento eletrolítico de mistura de corante Acid Blue 40 com concentração de 2,00 g/L de cloreto de sódio e 0,26 g/L de carbonato de sódio nos tempos como os mostrados acima dos frascos, T0 é o controle, T3 foi o de 3 min de tratamento eletrolítico, T5 foi de 5 min de tratamento eletrolítico, e assim sucessivamente. Fonte: o autor.

Analisando a Tabela 5 foi observada degradação da cor do corante através de análise espectrofotométrica. De acordo com o cálculo da equação 10, mencionada anteriormente, observou-se total modificação do corante a partir do tempo de 15 min, T15.

Tabela 5: Concentração do corante Acid Blue 40 no efluente sintético eletrolisado com concentração de 2,00 g/L de cloreto de sódio e 0,26 g/L de carbonato de sódio durante processo de eletrólise

Tempo	Absorbância u.a. a 611,5 nm	Concentração g/L
T0	1,4931	0,10
T3	0,3161	0,02
T5	0,1456	0,01
T15	0,0102	0,00
T30	0,0045	0,00
T40	0,0039	0,00

Foram realizadas análises de pH, condutividade, além de cloro residual livre para cálculo da adição de tiosulfato de sódio. Conforme verificado na Tabela 6, observou-se menores valores de condutividade, menor variação de pH e geração inferior de cloro se comparados com o teste de maior concentração de eletrólitos. Desta forma, foi necessária menor adição de tiosulfato de sódio para inativação do cloro gerado durante o processo de tratamento eletrolítico.

Tabela 6: Análises físico-químicas e adição de tiosulfato de sódio para o processo eletrolítico para o efluente simulado do corante Acid Blue 40. Solução de eletrólitos com concentração de 2,00 g/L de cloreto de sódio e 0,26 g/L de carbonato de sódio.

<b>Tempo</b>	<b>Condutividade mS/cm</b>	<b>pH</b>	<b>Cloro Livre mg/L</b>	<b>Adição de Tiosulfato de Sódio em gramas (para 200 mL)</b>
T0	3,38	3,50	0,00	0,0000
T3	3,39	3,60	1,77	0,0025
T5	3,39	3,70	1,77	0,0025
T15	3,39	4,30	14,18	0,0199
T30	3,39	4,60	24,82	0,0347
T40	3,39	5,10	60,27	0,0844

Foram obtidos resultados para o teste com as sementes de *L. sativa* e observou-se menor índice de germinação para o tempo T40, conforme Figura 43. Realizando análise estatística através do método não-paramétrico de Kruskal-Wallis constatou-se não haver diferença estatística significativa entre as amostras analisadas ( $p.\text{valor} \leq 0,05$ ), concluindo desta forma que o tratamento não aumentou a toxicidade do efluente simulado. Devido à maior concentração de cloro gerado, foi adicionado maior quantidade de tiosulfato de sódio, aumentando assim a quantidade de sais na amostra inibindo a germinação em comparação com as outras amostras.

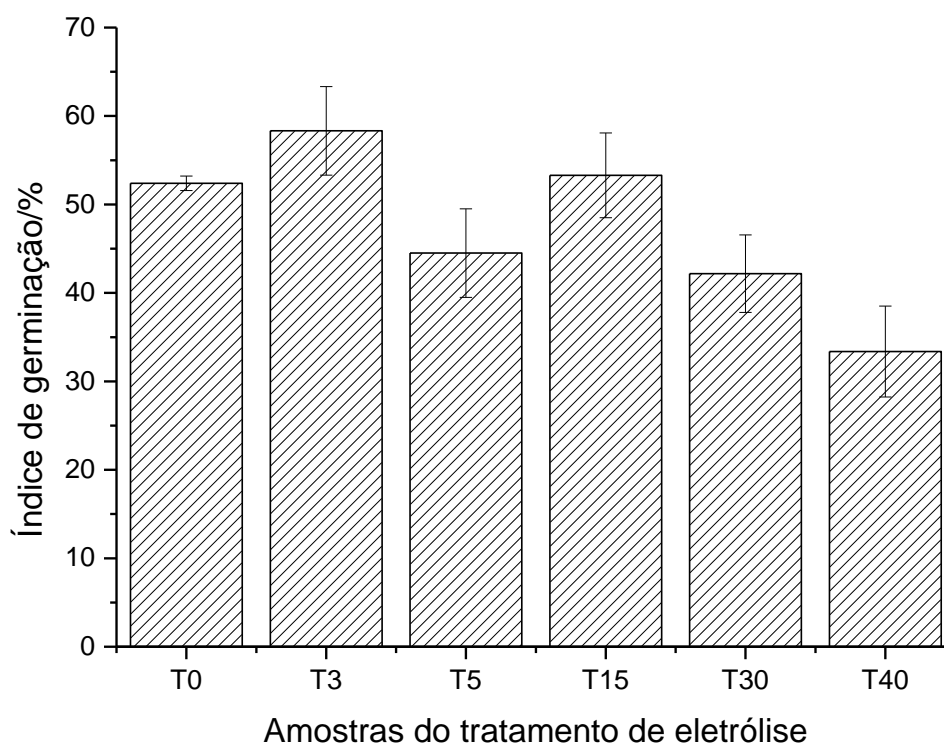


Figura 43: Índice de Germinação para a semente de alface, *L. sativa*, para o processo de eletrólise com Acid Blue 40. Concentrações de sais: 2,00 g/L de cloreto de sódio e 0,26 g/L de carbonato de sódio. Fonte: Apêndice, Tabela 23.

O teste com sementes de *E. sativa* apresentou resultados com diferenças mais significativas para os tempos T30 e T40. Conforme a Figura 44, também apresentou menor índice de germinação para T0 (amostra sem tratamento). Pode-se observar melhora da germinação nas amostras T3, T5 e T15, onde o tratamento minimizou a toxicidade inicial do efluente sintético e os produtos do processo de tratamento não as afetaram de forma mais acentuada. Através de análise estatística utilizando o método de Kruskal-Wallis constatou-se diferença significativa ( $p\text{-valor} \leq 0,05$ ) entre as amostras T0 e T5, T5 e T30 e T5 e T40, indicando haver diferença de toxicidade entre os tempos de tratamento. Podemos concluir que as sementes de rúcula são sensíveis às variações deste tratamento eletrolítico e que os tempos de 30 e 40 min foram mais tóxicos.

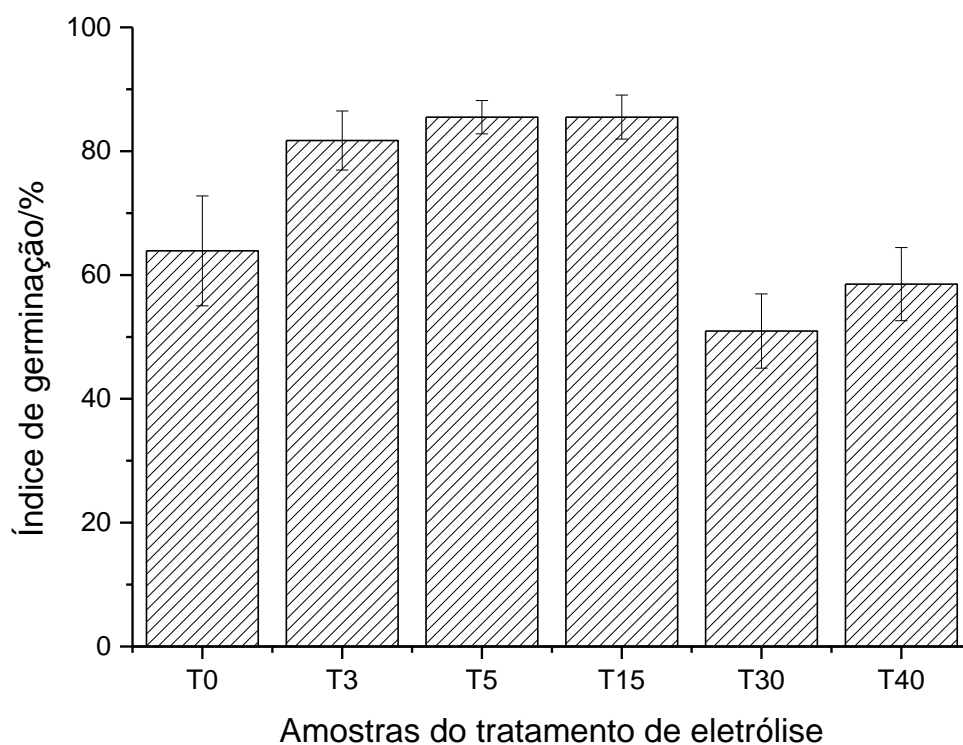


Figura 44: Índice de germinação para a semente de rúcula, *E. sativa*, para o processo de eletrólise com Acid Blue 40. Concentrações de sais: 2,00 g/L de cloreto de sódio e 0,26 g/L de carbonato de sódio. Fonte: Apêndice, Tabela 24.

O teste com sementes de *C. sativus* também apresentou melhores resultados quando se utilizou menor concentração de eletrólitos, NaCl e Na<sub>2</sub>CO<sub>3</sub>, conforme a Figura 45. Pode-se observar que pela Tabela 6, a partir do tempo de tratamento de 15 min (T15), houve aumento de geração de cloro residual e desta forma foi necessário o aumento de adição de tiosulfato de sódio que impactou o índice de germinação.

Foi realizada análise estatísticas através do método de Kruskal-Wallis, pelo programa BioEstat 5.3, onde não foi constatada diferença estatística significativa ( $p\text{-valor} \leq 0,05$ ) entre as amostras analisadas, concluindo desta forma que o tratamento não apresentou toxicidade entre os tempos analisados para esta espécie de semente.

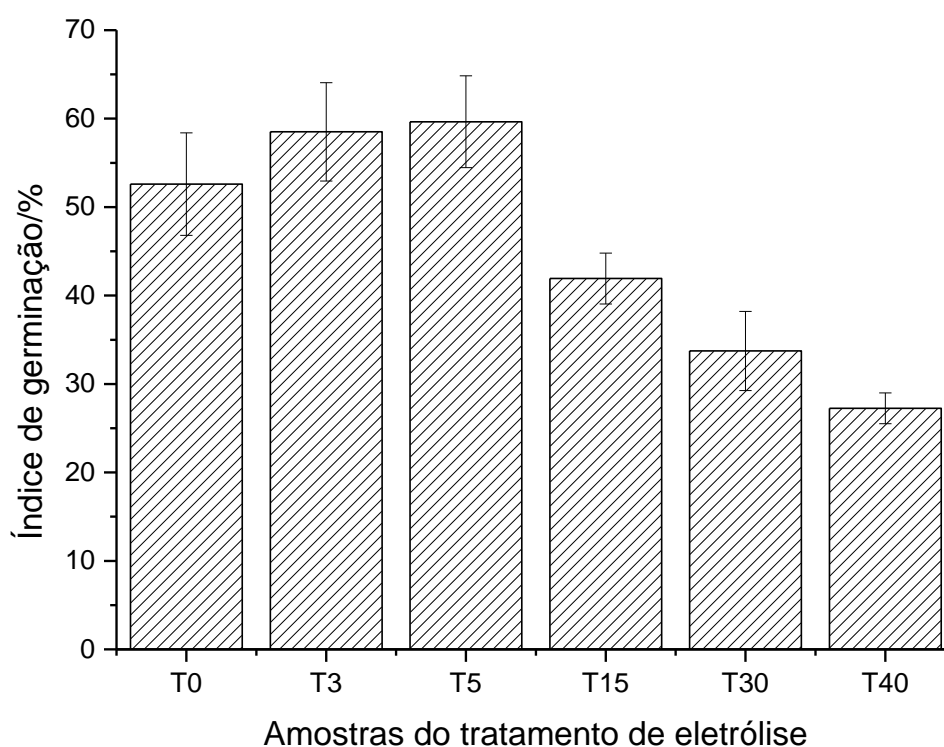


Figura 45: Índice de germinação para a semente de pepino, *C. sativus*, para o processo de eletrólise com Acid Blue 40. Concentrações de sais: 2,00 g/L de cloreto de sódio e 0,26 g/L de carbonato de sódio. Fonte: Apêndice, Tabela 25.

A análise de mortalidade para *A. salina* indicou baixa toxicidade para este tratamento, conforme a Figura 46. A baixa mortalidade do microcrustáceo indica que a inativação de cloro residual, gerado durante o processo, pelo tiosulfato de sódio foi eficiente. Ao comparar com o processo com maior concentração de sais, pode-se verificar que a *A. salina* apresentou mais sensibilidade ao processo com menor concentrações de sais. Esta menor concentração de sais para eletrólise pode ter minimizado o processo de degradação e desta forma se apresentando mais tóxica para os náuplios. Devido à baixa toxicidade, não foi possível realizar análise estatística dos resultados obtidos.

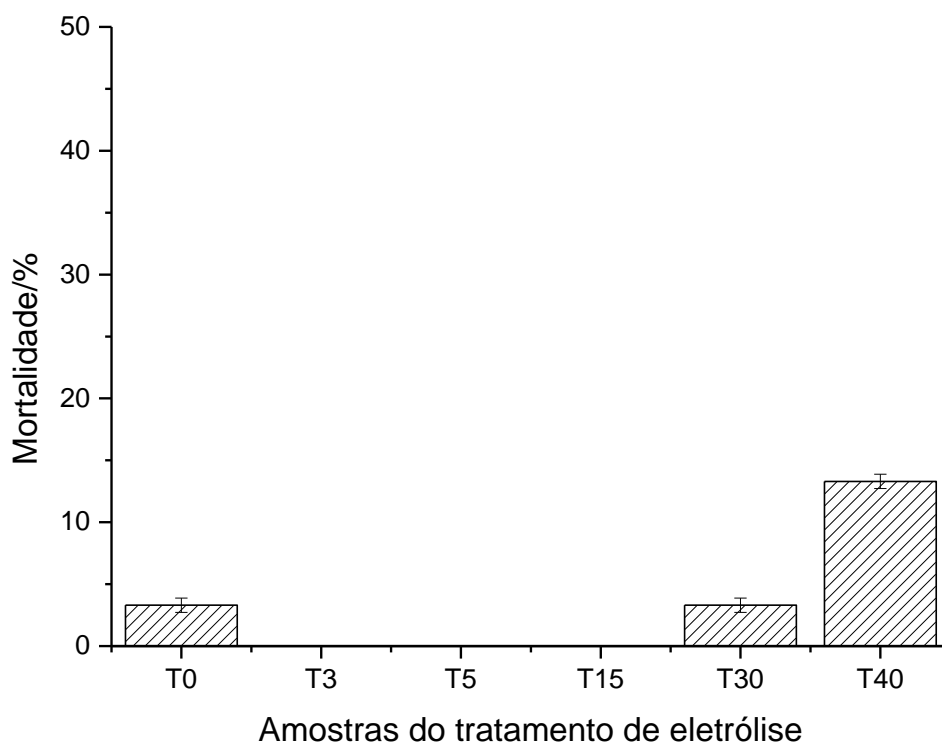


Figura 46: Mortalidade (%) para *A. salina* ao processo de eletrólise com Acid Blue 40. Concentrações de sais: 2,00 g/L de cloreto de sódio e 0,26 g/L de carbonato de sódio. Fonte: Apêndice, Tabela 26.



O teste de mortalidade celular com *S. cerevisiae* indicou baixa toxicidade para as amostras analisadas conforme figura 47. Observou-se que o tempo de tratamento de 40 min (T40) apenas apresentou maior mortalidade celular devido a maior quantidade de cloro residual livre gerada e a maior quantidade de adição de tiosulfato de sódio. Foi realizada análise estatísticas através do método de Kruskal-Wallis, pelo programa BioEstat 5.3, onde foi verificada diferença significativa ( $p\text{-valor} \leq 0,05$ ) para as amostras T3 e T40, T5 e T40, T15 e T40 e T30 e T40, indicando desta forma haver maior toxicidade para o tempo de 40 min de tratamento.

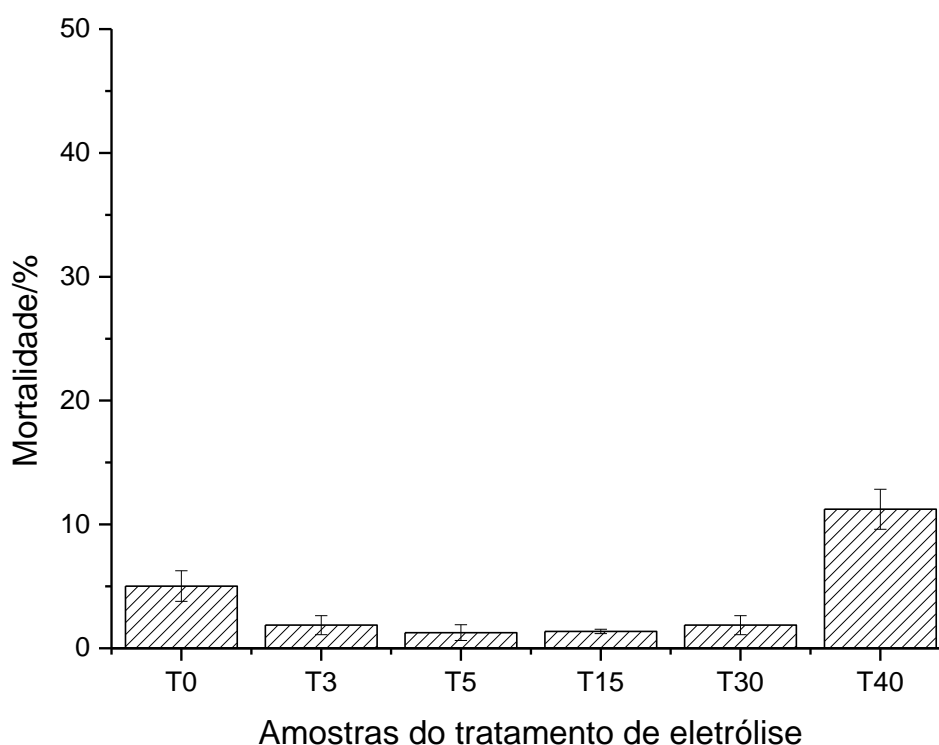


Figura 47: Mortalidade celular (%) para *S. cerevisiae* ao processo de eletrólise com Acid Blue 40. Concentrações de sais: 2,00 g/L de cloreto de sódio e 0,26 g/L de carbonato de sódio. Fonte: Apêndice, Tabela 27.

### 5.3. Eletrólise do corante Acid Red 151

#### 5.3.1. Curva padrão

Conforme espectro apresentado pela Figura 48, foi selecionado o comprimento de onda de 485,5nm:

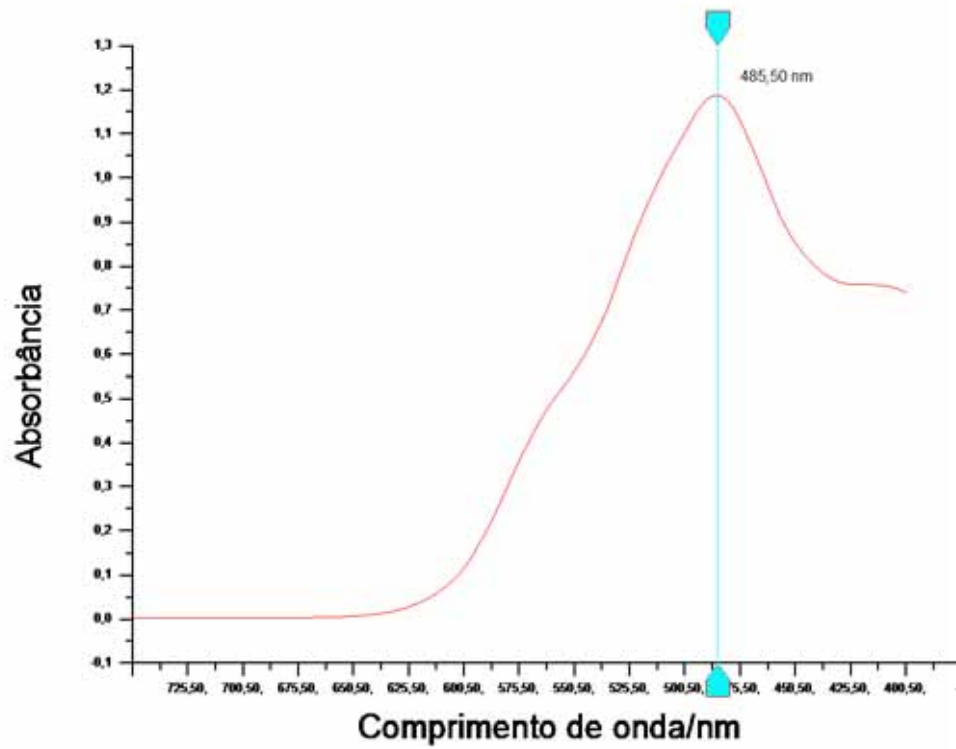


Figura 48: Espectro do corante Acid Red 151. Fonte: o autor.

Foi utilizada a Equação 11 para cálculo da concentração de corante. A Figura 49 representa a reta utilizada.

$$y = 0,0443 + 11,382 \cdot x \quad (11)$$

Onde:

y = absorvância em u.a. a 485,5 nm;

x = concentração de corante Acid Red 151 em gramas por litro.

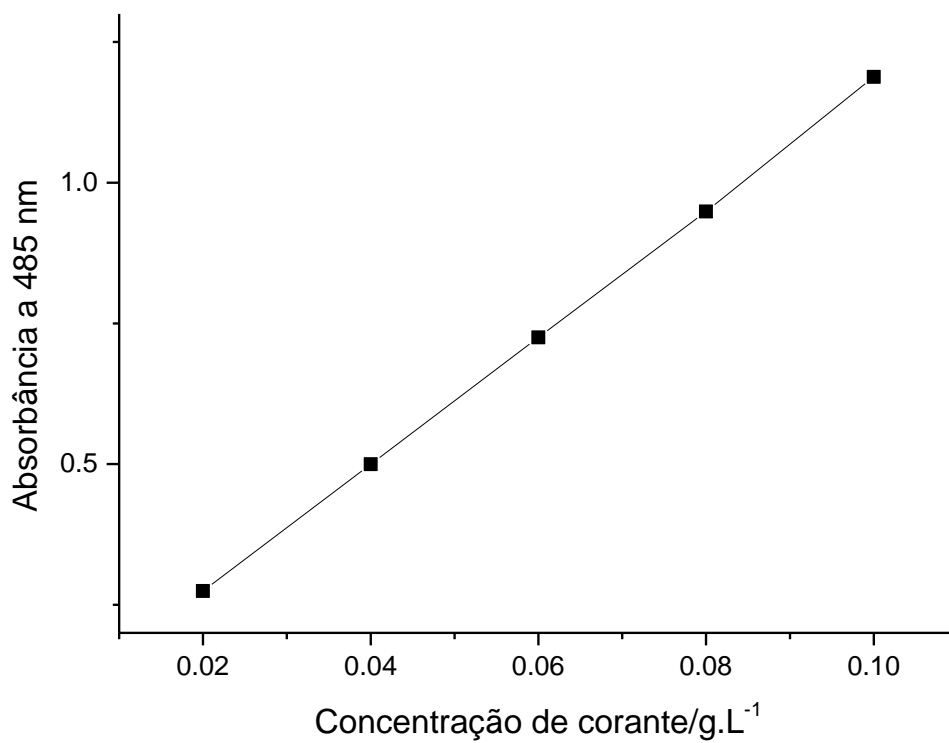


Figura 49: Reta para o corante Acid Red 151,  $R^2 = 0,9999$ . Fonte: o autor.

### 5.3.2. Teste com concentração de 10 g/L de cloreto de sódio e 1,32 g/L de carbonato de sódio.

Observou-se remoção de cor de forma gradativa ao decorrer do tempo de tratamento da mistura preparada conforme a Figura 50. Após aquisição da equação da reta, pode-se verificar a concentração de corante não modificado nas amostras.

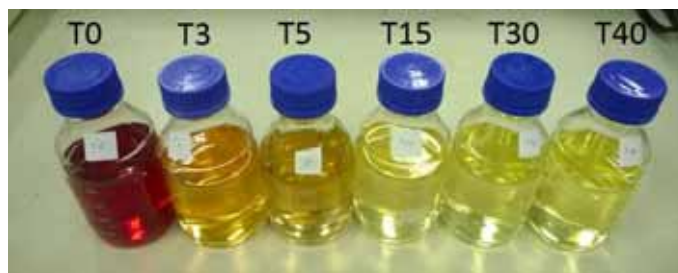


Figura 50: Amostras de tratamento eletrolítico de mistura de corante Acid Red 151 em diferentes tempos com concentração de 10 g/L de cloreto de sódio e 1,32 g/L de carbonato de sódio. Como os mostrados acima dos frascos, T0 é o controle, T3 foi o de 3 min de tratamento eletrolítico, T5 foi de 5 min de tratamento eletrolítico, e assim sucessivamente. Fonte: o autor.

A Tabela 7 apresenta os resultados da diminuição da concentração do corante não modificado durante o processo de eletrólise pela medição da absorvância das amostras. Verificou-se que após o tempo de 3 min, T3, o efluente simulado não apresenta mais corante não modificado apesar de as amostras ainda apresentarem cor.

Tabela 7: Concentração do efluente simulado contendo o corante Acid Red 151 durante processo de eletrólise

Tempo	Absorvância u.a. a 485,5 nm	Concentração g/L
T0	1,3381	0,11
T3	0,0762	0,00
T5	0,0540	0,00
T15	0,0304	0,00
T30	0,0261	0,00
T40	0,0228	0,00

Foram realizadas análises de condutividade, pH e também análise de cloro residual livre para adição de tiosulfato de sódio, conforme a Tabela 8.

Tabela 8: Análises físico-químicas e adição de tiosulfato de sódio do processo eletrolítico para o corante Acid Red 151. Solução de eletrólitos com concentração de 10,00 g/L de cloreto de sódio e 1,32 g/L de carbonato de sódio

Tempo	Condutividade mS/cm	pH	Cloro Livre mg/L	Adição de Tiosulfato de Sódio gramas (para 200 mL)
T-0	15,39	3,50	0,00	0,0000
T-3	15,38	3,50	3,55	0,0050
T-5	15,38	3,90	3,55	0,0050
T-15	15,39	5,27	65,58	0,0918
T-30	15,37	6,54	210,93	0,2953
T-40	15,38	7,14	241,06	0,3375

As sementes de *L. sativa*, *E. sativa* e *C. sativus* não germinaram para nenhuma das amostras do tratamento. Isto deve-se ao fato de as amostras apresentarem concentrações de eletrólitos muito altas impedindo a germinação das sementes.

A *A. salina* não apresentou toxicidade às amostras analisadas. Como já mencionado anteriormente, este organismo é próprio de ambientes salinos e a concentração de corante é inferior as utilizadas durante os testes de sensibilidade, ou seja, ambos os fatores não influenciaram no teste de toxicidade. Desta forma, pode-se concluir que as alterações sofridas pelo corante durante o processo de eletrólise não são tóxicas para *A. salina* e que a inativação do cloro livre através da adição de tiosulfato de sódio foi eficaz.

Conforme a Figura 51, pode-se observar maior toxicidade para os tempos de 30 e 40 min de tratamento, amostras T30 e T40, para *S. cerevisiae*. Foi realizada análise estatística através do método de Kruskal-Wallis, pelo programa BioEstat 5.3, onde foi verificada diferença significativa entre a amostra inicial T0 e todos os outros tempos do tratamento podendo assim concluir diferença na toxicidade deste tratamento para *S. cerevisiae*.

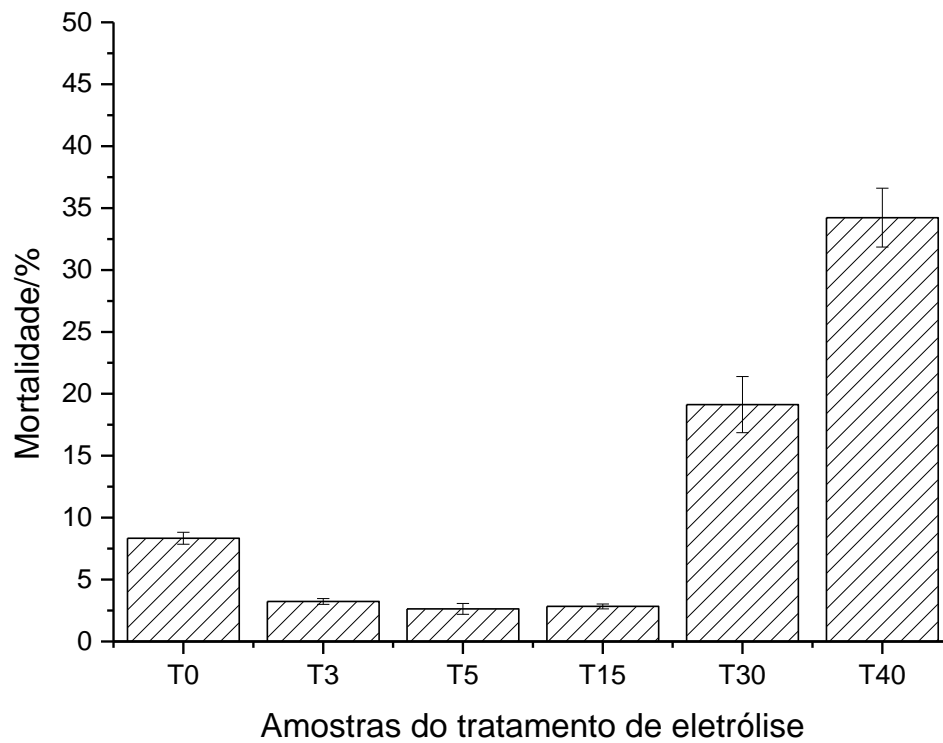


Figura 51: Mortalidade celular (%) para *S. cerevisiae* ao processo de eletrólise com Acid Red 151. Concentrações de sais: 10,00 g/L de cloreto de sódio e 1,32 g/L de carbonato de sódio. Fonte: Apêndice, Tabela 28.

### 5.3.3. Teste com concentração de 2,00 g/L de cloreto de sódio e 0,26 g/L de carbonato de sódio.

Através da Figura 52, observou-se a degradação do corante Acid Red com menores concentração de eletrólitos em relação ao teste anterior. Verificou-se visualmente que o efluente foi descolorido a partir do tempo de 15 min (T15).

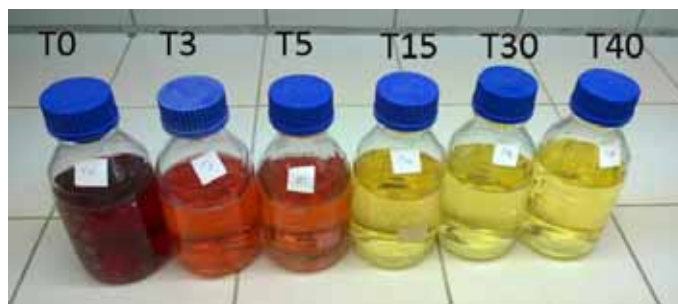


Figura 52: Amostras de tratamento eletrolítico de mistura de corante Acid Blue 40 com concentração de 2,00 g/L de cloreto de sódio e 0,26 g/L de carbonato de sódio. Como mostrados acima dos frascos, T0 é o controle, T3 foi o de 3 min de tratamento eletrolítico, T5 foi de 5 min de tratamento eletrolítico, e assim sucessivamente. Fonte: o autor

Através da Tabela 9 constatou-se a degradação da cor do corante utilizando-se análise espectrofotométrica. De acordo com o cálculo da equação 11, mencionada anteriormente, observou-se total modificação do corante a partir do tempo de 15 min, T15.

Tabela 9: Concentração do efluente sintético contendo o corante Acid Red 151 (com menor concentração de sais) durante processo de eletrólise

Tempo	Absorbância u.a. a 485,5 nm	Concentração g/L
T0	1,2012	0,10
T3	0,7693	0,06
T5	0,3475	0,03
T15	0,0543	0,00
T30	0,0438	0,00
T40	0,0321	0,00

Foram realizadas análises de pH, condutividade, além de cloro residual livre para cálculo da adição de tiosulfato de sódio. Conforme verificado na Tabela 10, observou-se menores valores de condutividade, menor variação de pH e geração inferior de cloro se comparados com o teste de maior concentração de eletrólitos. Desta forma, foi necessária menor adição de tiosulfato de sódio para inativação do cloro gerado durante o processo de tratamento eletrolítico.

Tabela 10: Análises físico-químicas e adição de tiosulfato de sódio para o processo eletrolítico para o corante Acid Red 151. Solução de eletrólitos com concentração de 2,00 g/L de cloreto de sódio e 0,26 g/L de carbonato de sódio

<b>Tempo</b>	<b>Condutividade mS/cm</b>	<b>pH</b>	<b>Cloro Livre mg/L</b>	<b>Adição de Tiosulfato de Sódio em gramas (para 200 mL)</b>
T0	4,13	3,50	0,00	0,0000
T3	4,12	3,95	0,00	0,0000
T5	4,08	3,95	0,00	0,0000
T15	4,08	4,20	1,77	0,0025
T30	4,08	5,11	21,27	0,0298
T40	4,10	5,90	53,18	0,0745



Conforme verificado na Figura 53, o índice de germinação para as sementes de *L. sativa* apresentou resultados inferiores aos demais apenas para os tempos de 30 e 40 minutos (T30 e T40). Conforme observado na Tabela 10, as amostras T30 e T40 apresentaram maiores concentrações de cloro e desta forma, foi adicionado mais tiosulfato de sódio para inativação do cloro residual livre, o que acarretou em maior concentração de sais nestas amostras, inibindo assim a germinação e desenvolvimento das sementes de *L. sativa*. O teste estatístico de Kruskal-Wallis realizado através do programa BioEstat 5.3 não apresentou diferença significativa entre as amostras analisadas, ou seja, o tratamento não influenciou estatisticamente os resultados para esta espécie de semente.

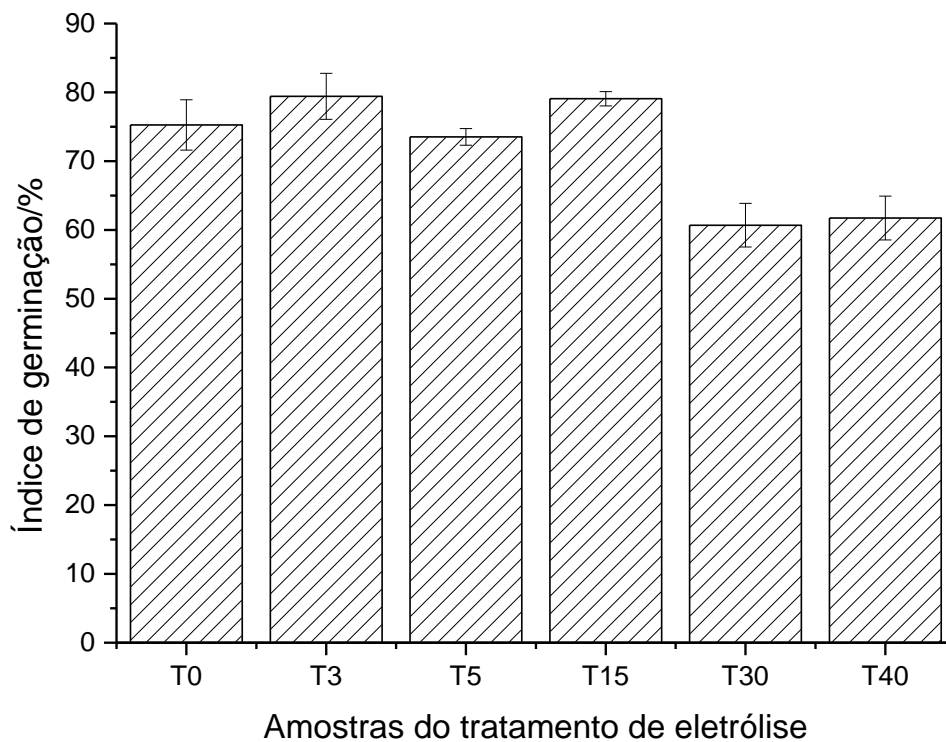


Figura 53: Índice de Germinação para a semente de alfaca, *L. sativa*, para o processo de eletrólise com Acid Red 151. Concentrações de sais: 2,00 g/L de cloreto de sódio e 0,26 g/L de carbonato de sódio. Fonte: Apêndice, Tabela 29.

Apesar de as sementes de *E. sativa* apresentarem germinação, o índice de germinação ficou abaixo de 50% para todas as amostras, conforme a Figura 54. Dentre as sementes, a rúcula foi a que apresentou maior sensibilidade, durante os testes preliminares, para o corante Acid Red 151. Apesar de a degradação durante o processo de tratamento eletrolítico ter minimizado a toxicidade inicial após 5 minutos de tratamento (T5), todas as amostras ainda apresentaram toxicidade. Verifica-se também queda nos resultados do índice de germinação a partir do tempo de 15 minutos (T15) onde conforme mencionado anteriormente, iniciou-se a adição de tiosulfato de sódio para minimizar o caráter oxidativo do cloro residual livre. Análise estatística através do método de Kruskal-Wallis pelo programa BioEstat 5.3 não apresentou diferença significativa ( $p$ -valor  $< 0,05$ ). Podemos concluir que a semente de *E. sativa* possui sensibilidade alta ao corante Acid Red 151 e o tratamento eletrolítico não minimizou esta toxicidade.

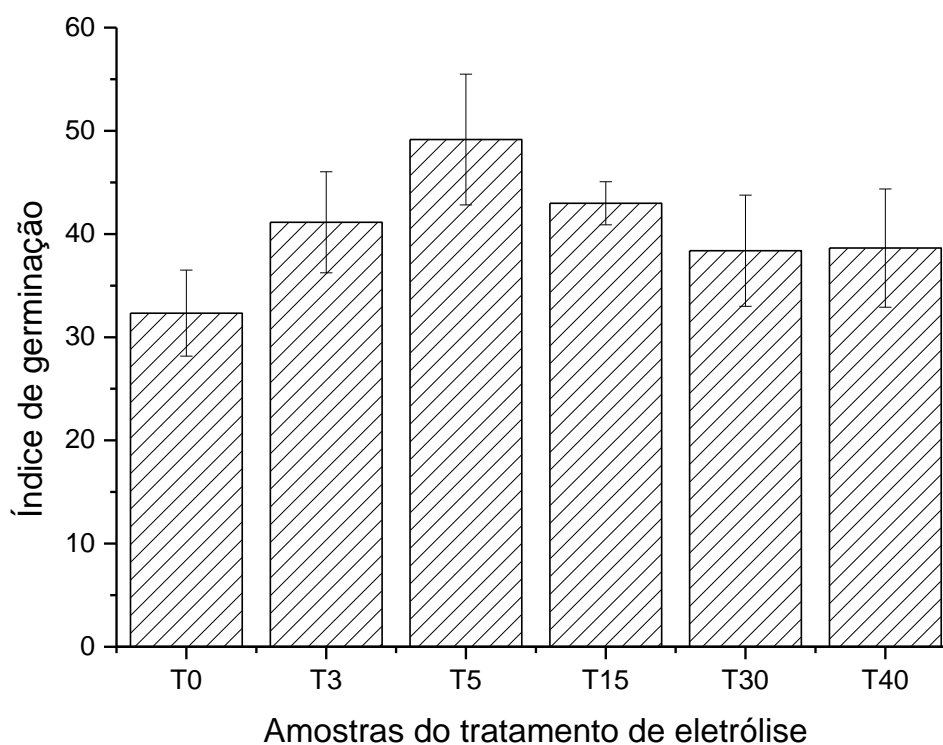


Figura 54: Índice de germinação para a semente de *E. sativa*, para o processo de eletrólise com Acid Red 151. Concentrações de sais: 2,00 g/L de cloreto de sódio e 0,26 g/L de carbonato de sódio.

Fonte: Apêndice, Tabela 30.

A espécie *C. sativus* foi dentre as sementes a que apresentou menor toxicidade para as amostras do corante Acid Red 151 com menor concentração de eletrólitos, conforme a Figura 55. De acordo com os testes de sensibilidade esta espécie possui maior tolerância aos sais utilizados na eletrólise e também maior tolerância ao corante Acid Red 151. Análise estatística através do método de Kruskal-Wallis pelo programa BioEstat 5.3 não apresentou diferença significativa ( $p$ -valor  $< 0,05$ ). Podemos concluir que o tratamento não alterou o índice de toxicidade para as sementes de *C. sativus*.

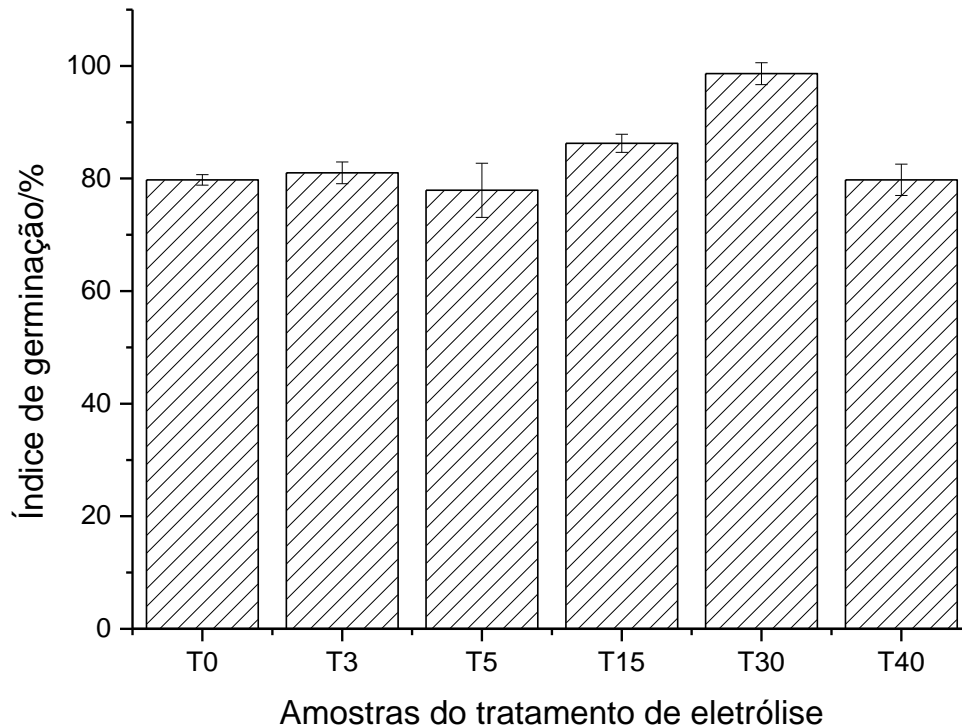


Figura 55: Índice de germinação para a semente de *C. sativus*, para o processo de eletrólise com Acid Red 151. Concentrações de sais: 2,00 g/L de cloreto de sódio e 0,26 g/L de carbonato de sódio. Fonte: Apêndice, Tabela 31.

O teste com *A. salina* indicou baixa toxicidade para o tratamento conforme a Figura 56. Conforme mencionado anteriormente, o organismo não apresentou toxicidade para os reagentes e para o corante durante os testes de sensibilidade, apresentando toxicidade apenas para o tiosulfato de sódio e cloro livre. Desta forma, podemos concluir que apesar de baixa, a toxicidade relatada para este tratamento se deve a adição de tiosulfato de sódio nas amostras para inibição da ação do cloro residual livre. Devido aos poucos dados adquiridos pelo teste, não foi possível realizar teste estatístico.

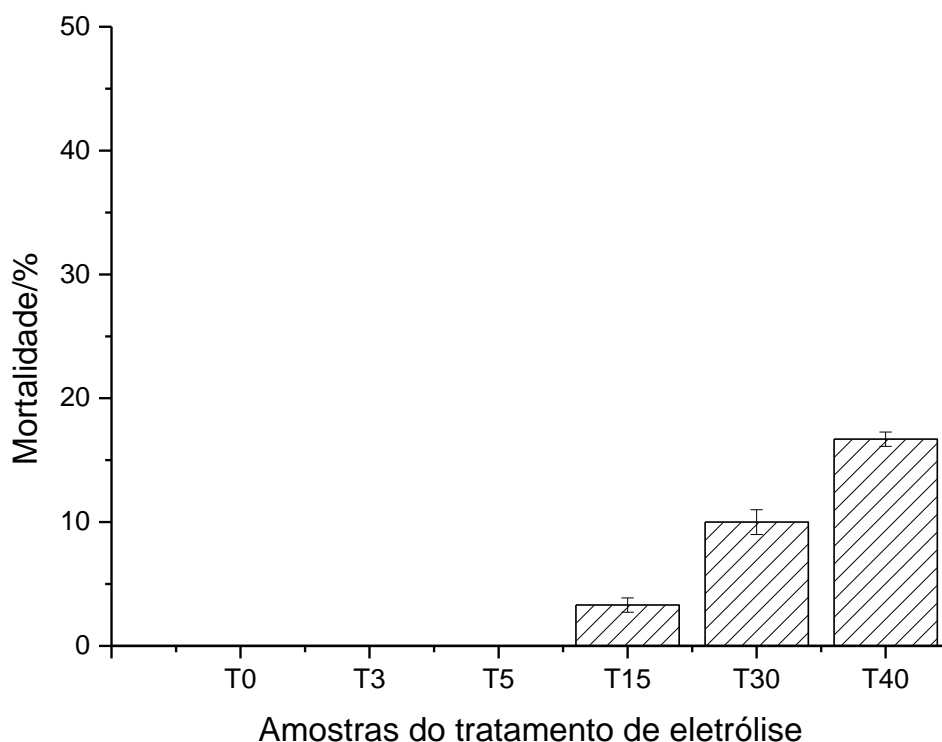


Figura 56: Índice de mortalidade para *A. salina* ao processo de eletrólise com Acid Red 151. Concentrações de sais: 2,00 g/L de cloreto de sódio e 0,26 g/L de carbonato de sódio. Fonte: Apêndice, Tabela 32.

Conforme a Figura 57, o teste com *S. cerevisiae* apresentou baixa toxicidade para o tratamento eletrolítico. O tempo de tratamento de 40 min (T40) apresentou maior toxicidade dentre as amostras analisadas. Este fato deve-se a maior concentração de cloro livre e desta forma maior adição de tiosulfato de sódio. Conforme mencionado anteriormente, *S. cerevisiae* pode apresentar toxicidade ao tratamento eletrolítico a partir de 30 min de tratamento. Não foi possível realizar análise estatística dos dados obtidos.

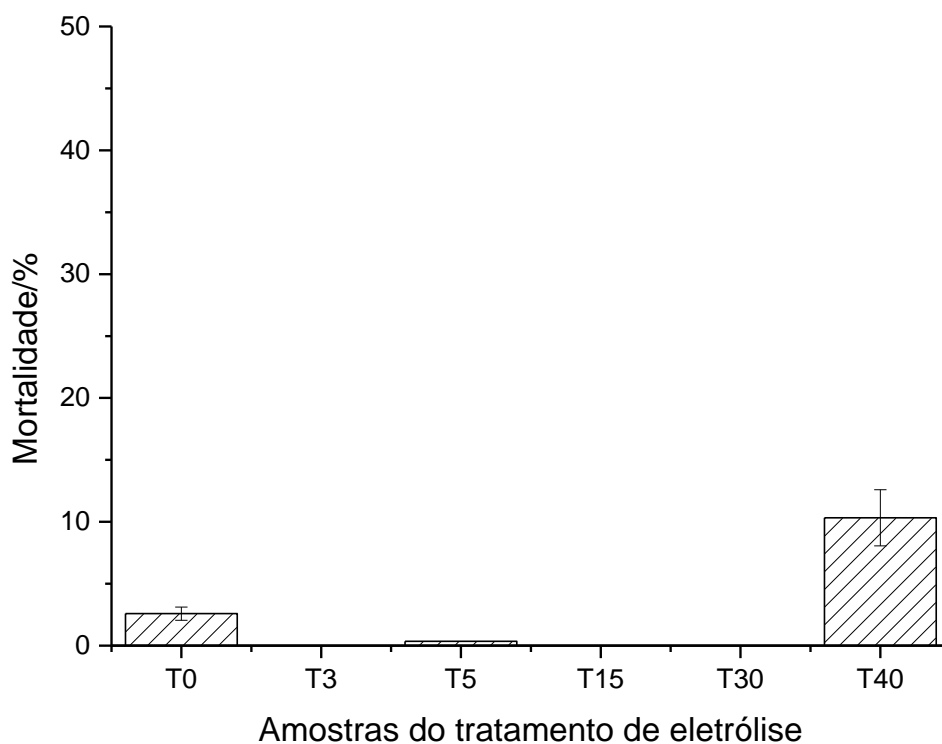


Figura 57: Mortalidade celular (%) para *S. cerevisiae* ao processo de eletrólise com Acid Red 151. Concentrações de sais: 2,00 g/L de cloreto de sódio e 0,26 g/L de carbonato de sódio. Fonte: Apêndice, Tabela 33.

## 5.4. Eletrólise da mistura dos corantes Acid Blue 40 e Acid Red 151

### 5.4.1. Curva padrão

Conforme espectro apresentado pela Figura 58, foi selecionado o comprimento de onda de 525nm:

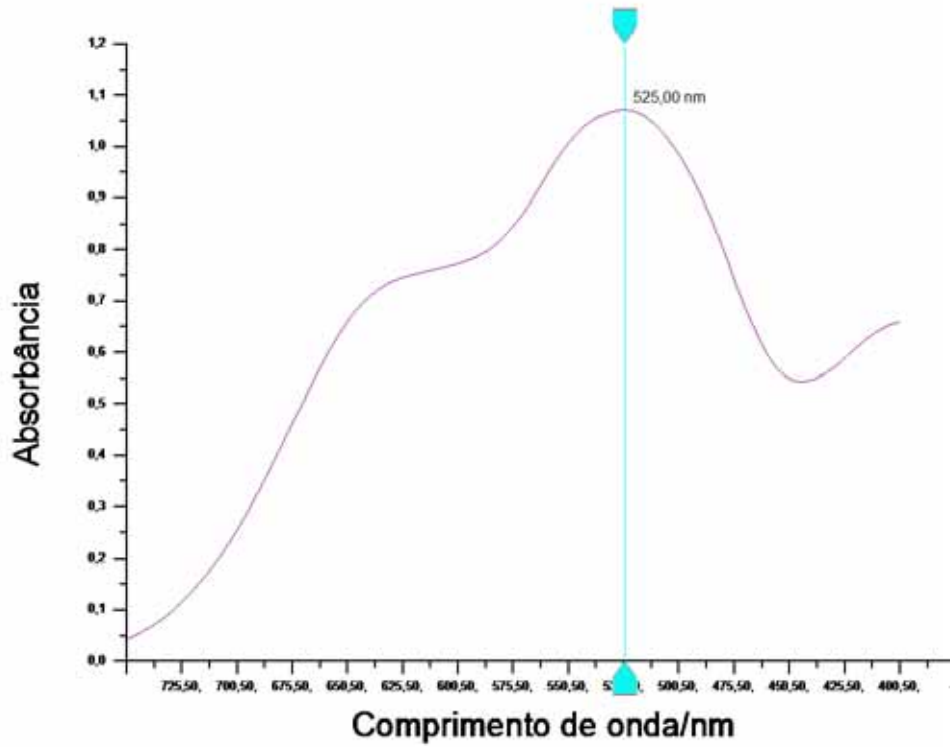


Figura 58: Espectro para a mistura dos corantes Acid Blue 40 e Acid Red 151. Fonte: o autor.

Foi utilizada a Equação 12 para cálculo da concentração de corante. A Figura 59 representa a reta utilizada.

$$y = 0,1705 + 9,065 \cdot x \quad (12)$$

Onde:

y = absorvância em u.a. a 525 nm;

x = concentração da mistura dos corantes Acid Blue 40 e Acid Red 151 em g.L<sup>-1</sup>.

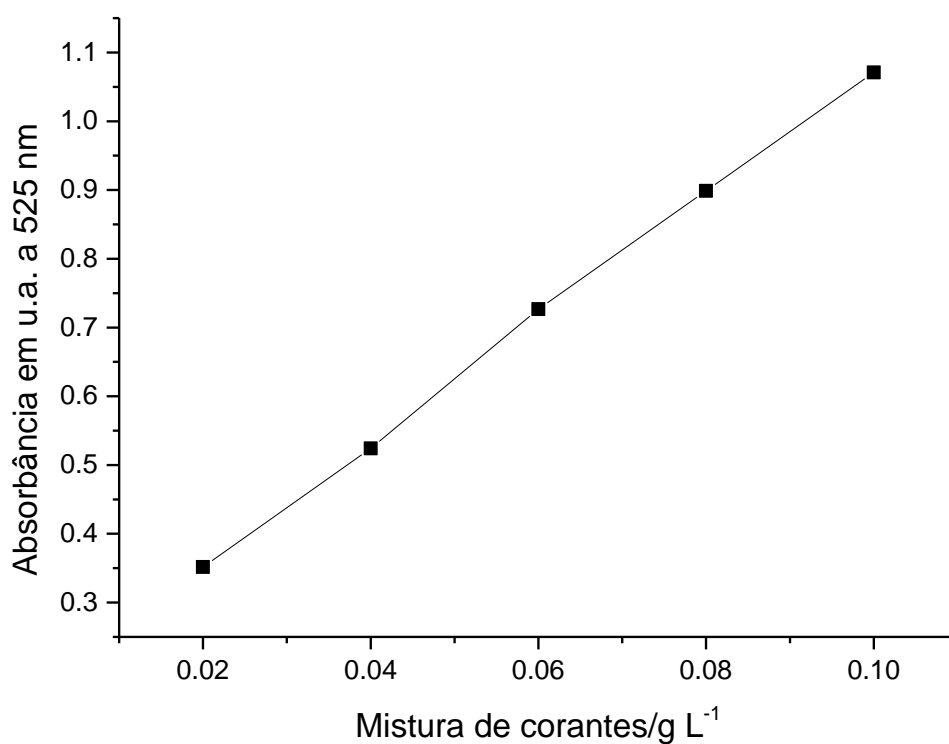


Figura 59: Reta para a mistura dos corantes Acid Blue 40 e Acid Red 151, R<sup>2</sup> = 0,9992. Fonte: o autor.

#### 5.4.2. Teste com concentração de 10,00 g/L de cloreto de sódio e 1,32 g/L de carbonato de sódio

Observou-se remoção de cor de forma acentuada ao decorrer do tempo de tratamento da mistura preparada conforme a Figura 60. Após aquisição da equação da reta, pode-se verificar a concentração de corante não modificado nas amostras.



Figura 60: Amostras de tratamento eletrolítico de mistura de corantes Acid Blue 40 e Acid Red 151 em diferentes tempos com concentração de 10,00 g/L de cloreto de sódio e 1,32 g/L de carbonato de sódio. Como os mostrados acima dos frascos, T0 é o controle, T3 foi o de 3 min de tratamento eletrolítico, T5 foi de 5 min de tratamento eletrolítico, e assim sucessivamente. Fonte: o autor.

A Tabela 11 apresenta os resultados da diminuição da concentração da mistura não modificada durante o processo de eletrólise pela medição da absorbância das amostras. Verificou-se que após o tempo de 5 min, T5, o efluente simulado não apresentou mais corante não modificado apesar de as amostras ainda apresentarem cor.

Tabela 11: Concentração da mistura de corantes durante processo de eletrólise

Tempo	Absorbância u.a. a 525 nm	Concentração g/L
T0	1,0940	0,10
T3	0,4013	0,03
T5	0,2093	0,00
T15	0,0423	0,00
T30	0,0023	0,00
T40	0,0004	0,00



Foram realizadas análises de condutividade, pH e também análise de cloro residual livre para adição de tiosulfato de sódio, conforme a Tabela 12.

Tabela 12: Análises físico-químicas e adição de tiosulfato de sódio do processo eletrolítico para a mistura de corantes Acid Blue 40 e Acid Red 151. Solução de eletrólitos com concentração de 10,00 g/L de cloreto de sódio e 1,32 g/L de carbonato de sódio

Tempo	Condutividade mS.cm <sup>-1</sup>	pH	Cloro Livre mg/L	Adição de Tiosulfato de Sódio em gramas (para 200 mL)
T-0	14,44	3,5	0,00	0,0000
T-3	13,59	3,8	5,32	0,0074
T-5	13,60	4,0	10,64	0,0149
T-15	13,60	5,3	65,58	0,0918
T-30	13,60	6,6	196,75	0,2755
T-40	13,58	7,1	306,64	0,4294

Os testes ecotoxicológicos realizados com as sementes de *L. sativa*, *E. sativa* e *C. sativus* não geraram resultados havendo assim total inibição da germinação destas espécies. Isto se deve ao fato de a quantidade de eletrólitos utilizada neste teste ser tóxico para estas sementes estando acima da DL<sub>50</sub> como constatado durante os testes de sensibilidade.

Os testes realizados com *S. cerevisiae* apresentou toxicidade nos tempos 30 e 40 min de tratamento (amostras T30 e T40), conforme a Figura 61. Através de análise estatística utilizando o método de Kruskal-Wallis, pelo programa Bioestat 5.3, verificou diferença significativa (p-valor <0,05) entre as amostras T0 e T40, T3 e T40, T5 e T40, T15 e T40. Podemos concluir que existe diferença na toxicidade do teste entre os tempos de tratamento analisados.

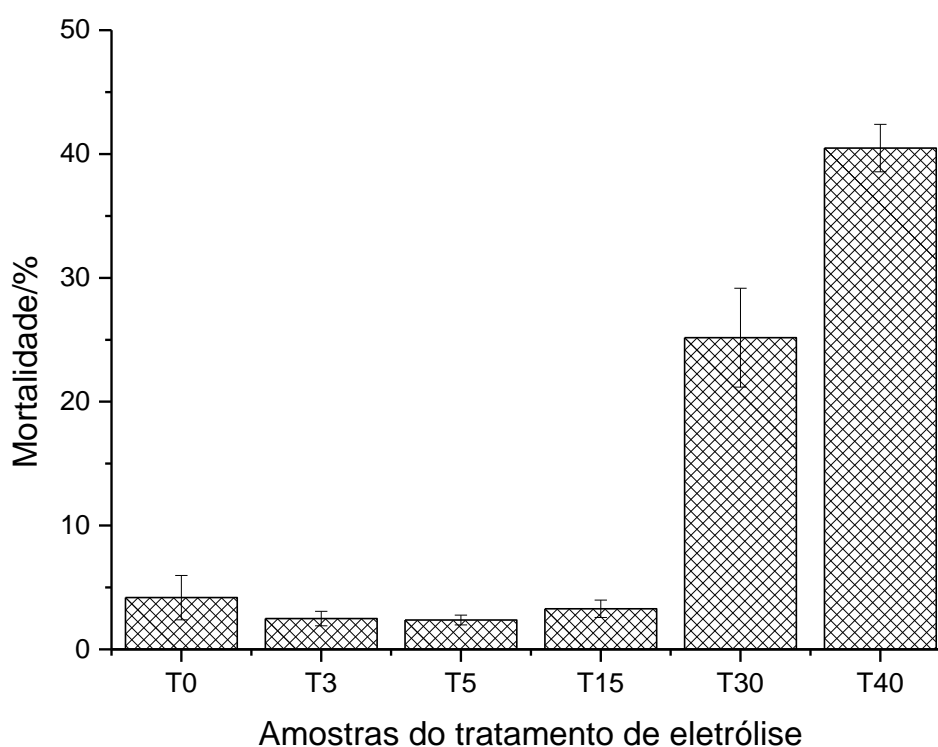


Figura 61: Mortalidade (%) para *S. cerevisiae* ao processo de eletrólise para o efluente simulado com a mistura dos corantes Acid Blue 40 e Acid Red 151. Concentrações de sais: 10,00 g/L de cloreto de sódio e 1,32 g/L de carbonato de sódio. Fonte: Apêndice, Tabela 34.

Os testes realizados com *A. salina* apresentaram toxicidade baixa apenas para os tempos de 30 e 40 min (T30 e T40), conforme Figura 62. Não foi possível realizar análise estatística. Podemos observar desta forma que o organismo *A. salina* não foi afetada de forma contundente para este tratamento cujos resultados ficaram abaixo de 10% de mortalidade.

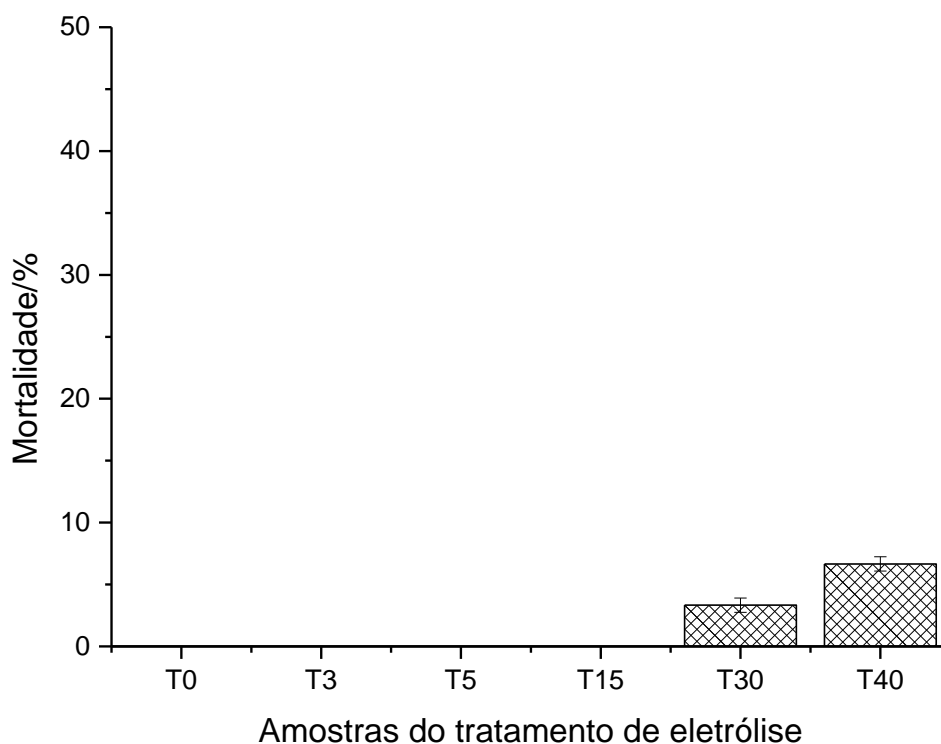


Figura 62: Índice de Mortalidade e desvio padrão para *A. salina* ao processo de eletrólise para mistura dos corantes Acid Blue 40 e Acid Red 151. Concentrações de sais: 10,00 g/L de cloreto de sódio e 1,32 g/L de carbonato de sódio. Fonte: Apêndice, Tabela 35.

### 5.4.3. Teste com concentração de 2 g/L de cloreto de sódio e 0,26 g/L de carbonato de sódio

Foi observado menor remoção de cor para o tratamento eletrolítico da mistura de corantes com concentrações inferiores de sais (solução de eletrólitos), de acordo com a Figura 63, se comparado visualmente com o tratamento com concentrações maiores de sais (Figura 53).



Figura 63: Amostras de tratamento eletrolítico de mistura de corantes Acid Blue 40 e Acid Red 151 em diferentes tempos com concentração de 2 g/L de cloreto de sódio e 0,26 g/L de carbonato de sódio. Como os mostrados acima dos frascos, T0 é o controle, T3 foi o de 3 min de tratamento eletrolítico, T5 foi de 5 min de tratamento eletrolítico, e assim sucessivamente. Fonte: o autor.

Através de análise espectrofotométrica e a utilização da Equação 12 foi possível verificar a concentração da mistura de corantes não modificada durante o tratamento de eletrólise. Analisando a Tabela 13, pode-se observar total remoção da mistura não modificada de corantes a partir do tempo de 15 min (T15).

Tabela 13: Concentração da mistura de corantes durante processo de eletrólise

Tempo	Absorbância u.a. a 525 nm	Concentração g.L <sup>-1</sup>
T0	1,071	0,10
T3	0,618	0,05
T5	0,3627	0,02
T15	0,0603	0,00
T30	0,0112	0,00
T40	0,0079	0,00

Foram realizadas análises de condutividade, pH e também análise de cloro residual livre para adição de tiosulfato de sódio, conforme a Tabela 14. Pode-se notar menor elevação do pH das amostras e decorrente do tempo de tratamento.

Tabela 14: Análises físico-químicas e adição de tiosulfato de sódio do processo eletrolítico para a mistura de corantes Acid Blue 40 e Acid Red 151. Solução de eletrólitos com concentração de 2,00 g/L de cloreto de sódio e 0,26 g/L de carbonato de sódio

<b>Tempo</b>	<b>Condutividade mS.cm<sup>-1</sup></b>	<b>pH</b>	<b>Cloro Livre mg.L<sup>-1</sup></b>	<b>Adição de Tiosulfato de Sódio em gramas (para 200 mL)</b>
T-0	4,39	3,50	0,00	0,0000
T-3	4,37	3,75	1,77	0,0124
T-5	4,37	3,82	1,77	0,0124
T-15	4,37	3,98	3,55	0,0248
T-30	4,37	4,56	23,04	0,1613
T-40	4,36	6,07	63,81	0,4467

Apesar da quantidade de eletrólitos estar próxima do  $DL_{50}$  para sementes de *L. sativa* conforme já verificado através do teste de sensibilidade foi possível verificar que apenas os tempos de tratamento de 30 e 40 min (T30 e T40) indicaram maior toxicidade, conforme a Figura 64. Através de análise estatística pelo método de Kruskal-Wallis utilizando o programa Bioestat 5.3 não foi verificada diferença significativa entre as amostras analisadas. Pode-se concluir que a maior concentração de cloro livre e, por consequência, maior adição de tiosulfato de sódio ocasionou índices de germinação mais baixos e que o processo de tratamento em si não influenciou estatisticamente a toxicidade.

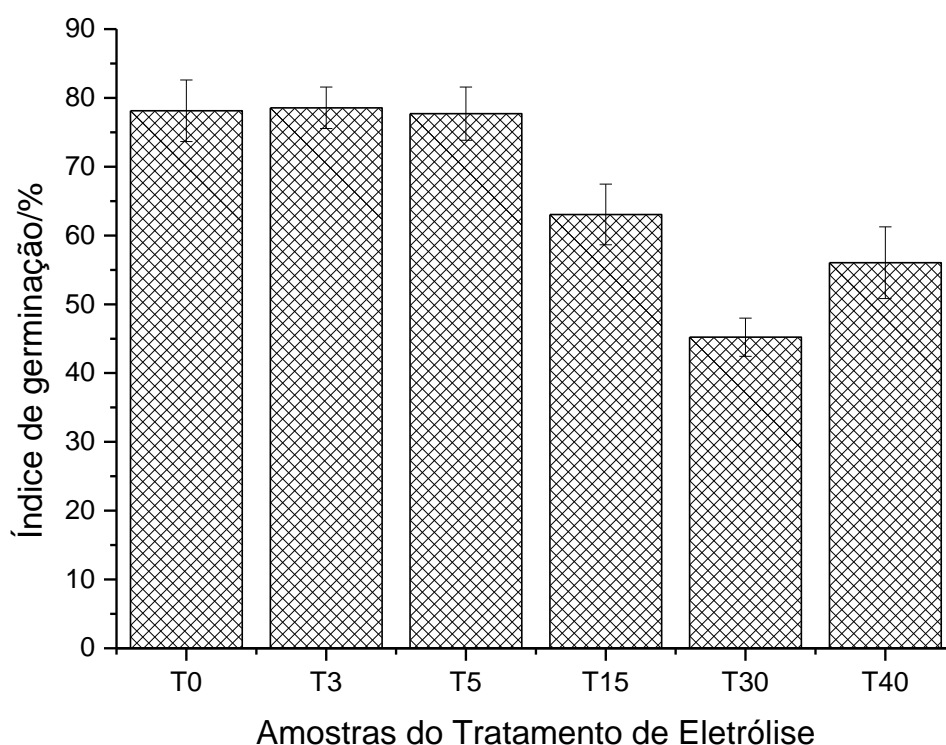


Figura 64: Índice de germinação e desvio padrão para a semente de alface, *L. sativa*, para o processo de eletrólise com mistura dos corantes Acid Blue 40 e Acid Red 151. Concentrações de sais: 2,00 g/L de cloreto de sódio e 0,26 g/L de carbonato de sódio. Fonte: Apêndice, Tabela 36.

O teste com sementes de rúcula indicou maior toxicidade para os tempos de 15, 30 e 40 min (T15, T30 e T40), conforme a Figura 65. Ao analisar o desvio padrão, podemos verificar que os tempos de 15 e 30 min estão muito próximos. Após análise estatística pelo método de Kruskal-Wallis foi verificada diferença significativa ( $p$ -valor  $<0,05$ ) entre as amostras T0 e T5, T5 e T30 e T5 e T40 indicando desta forma que estes tempos possuem maior caráter tóxico. Esta espécie pode ter apresentado maior sensibilidade devido ao fato de a mistura possuir corante Acid Red 151.

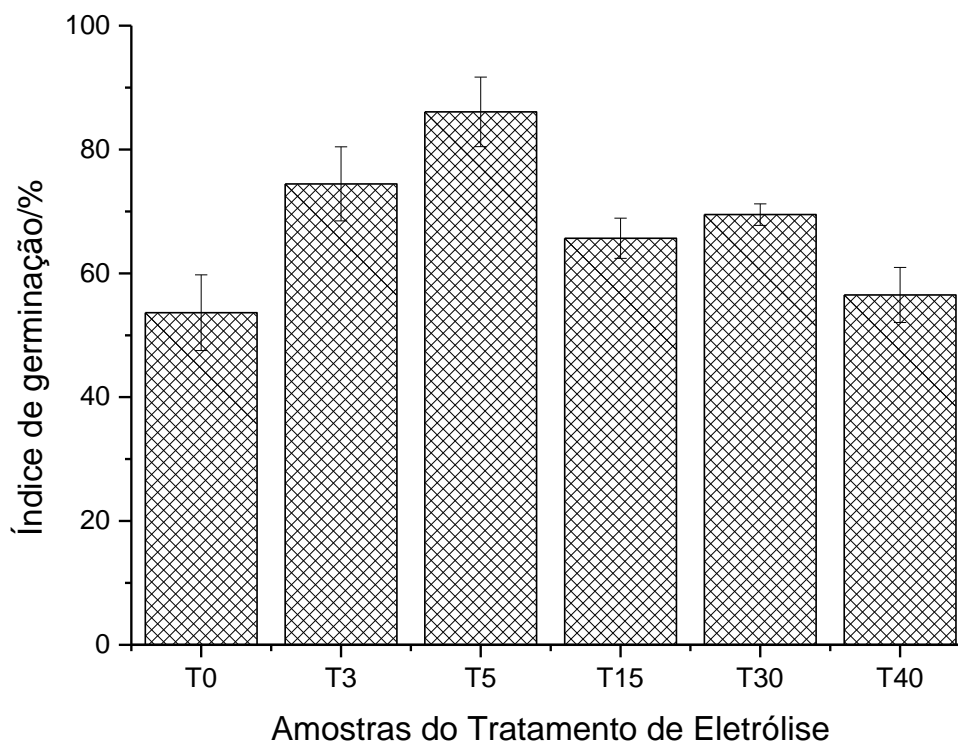


Figura 65: Índice de germinação e desvio padrão para a semente de rúcula, *E. sativa*, para o processo de eletrólise com mistura dos corantes Acid Blue 40 e Acid Red 151. Concentrações de sais: 2,00 g/L de cloreto de sódio e 0,26 g/L de carbonato de sódio. Fonte: Apêndice, Tabela 37.

O teste com sementes de *C. sativus* apresentou toxicidade apenas para o tempo de 40 min de tratamento (T40), conforme a Figura 66. Foi realizada análise estatística pelo método de Kruskal-Wallis e não foi verificada diferença significativa ( $p$ -valor  $<0,05$ ). Observou-se que a inibição para a amostra T40 deve-se a maior adição de tiosulfato de sódio que para as outras amostras tratadas.

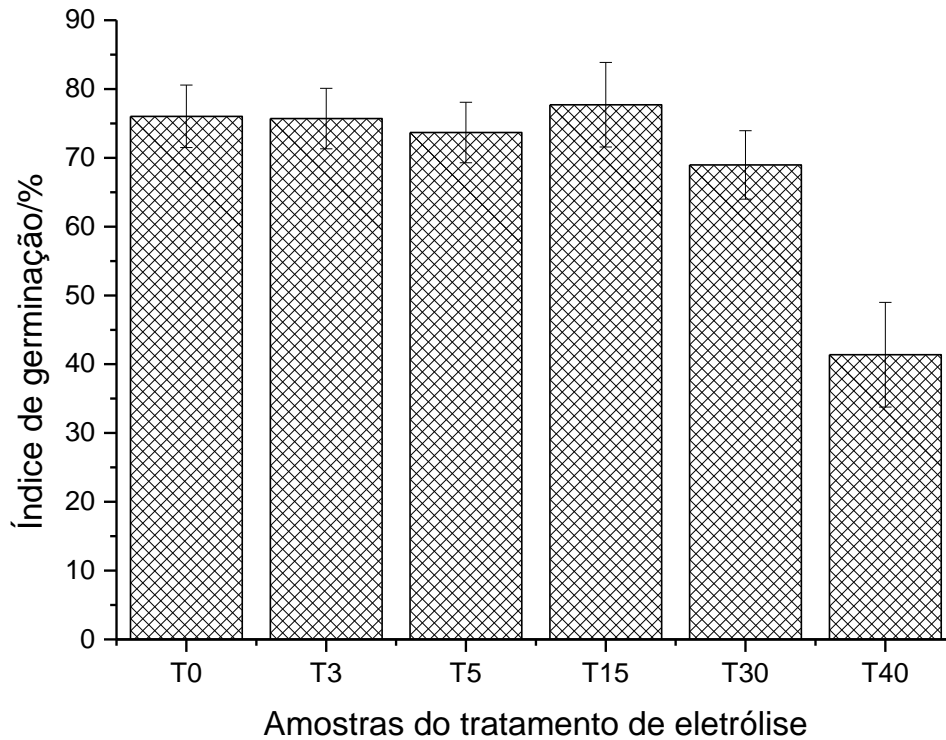


Figura 66: Índice de germinação e desvio padrão para a semente de pepino, *C. sativus*, para o processo de eletrólise com mistura dos corantes Acid Blue 40 e Acid Red 151. Concentrações de sais: 2,00 g/L de cloreto de sódio e 0,26 g/L de carbonato de sódio. Fonte: Apêndice, Tabela 38.



O teste com a levedura *S. cerevisiae* apresentou baixa toxicidade, conforme a Figura 67. O cloro livre gerado pelo tratamento foi inferior ao teste com maior quantidade de eletrólitos e a interação entre o cloro e a adição de tiosulfato de sódio não afetou as células. Foi realizada análise estatística através do método de Kruskal-Wallis pelo programa Bioestat 5.3 e não apresentou diferença significativa (p-valor <0,05) entre as amostras analisadas, podendo desta forma concluir que o tratamento não afetou este organismo.

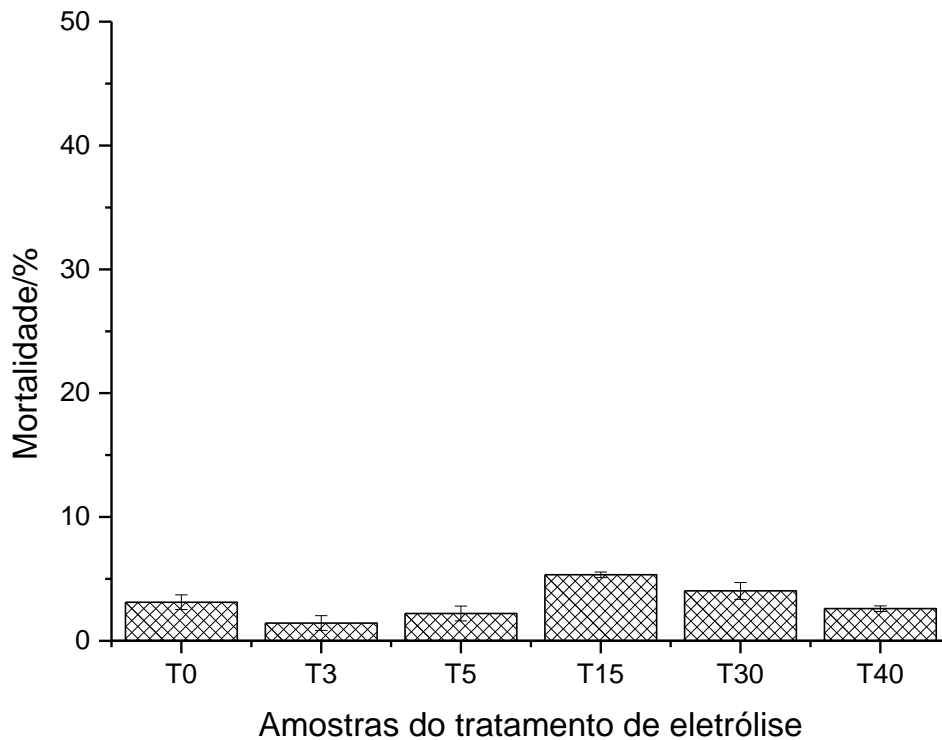


Figura 67: Mortalidade (%) e desvio padrão para *S. cerevisiae* ao processo de eletrólise para mistura dos corantes Acid Blue 40 e Acid Red 151. Concentrações de sais: 2,00 g/L de cloreto de sódio e 0,26 g/L de carbonato de sódio. Fonte: Apêndice, Tabela 39.

O teste com *A. salina* apresentou baixa toxicidade para o tratamento, conforme a Figura 68. Como este organismo é o mais sensível ao cloro livre, pode-se concluir que a remoção através do uso de tiosulfato de sódio foi eficaz para o tratamento realizado. Não houve análise estatística devido os resultados serem baixos.

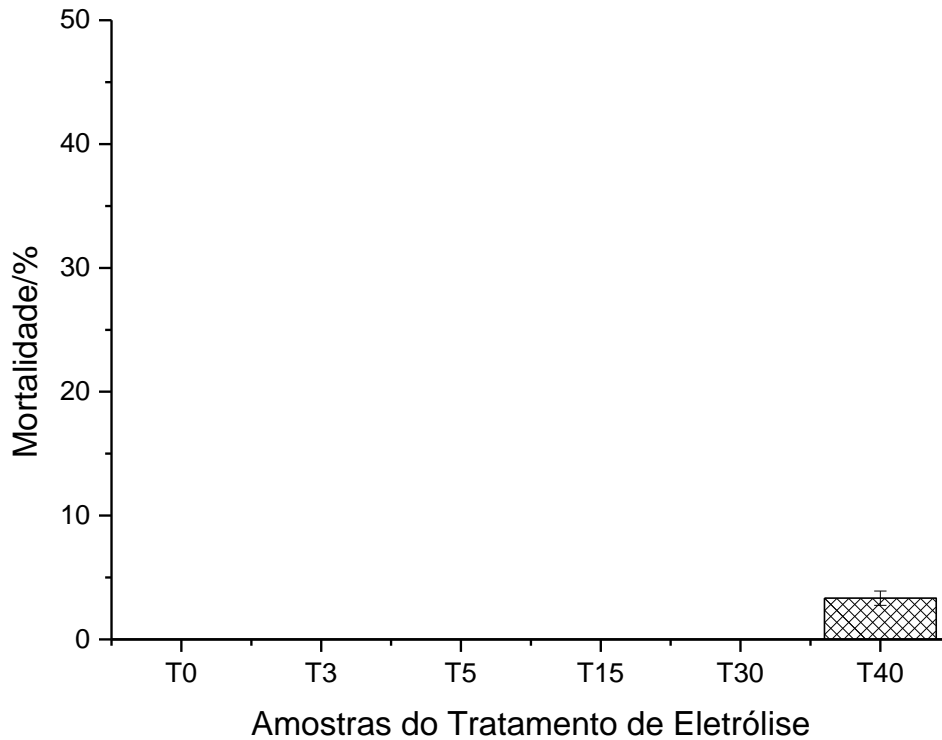


Figura 68: Índice de Mortalidade e desvio padrão para *A. salina* ao processo de eletrólise para mistura dos corantes Acid Blue 40 e Acid Red 151. Concentrações de sais: 2,00 g/L de cloreto de sódio e 0,26 g/L de carbonato de sódio. Fonte: Apêndice, Tabela 40.

Pode-se verificar que apesar de em alguns tratamentos já não haver corante não modificado em tempos inferiores, visualmente ainda existe cor aparente o que pode impactar caso o efluente seja despejado em corpos d'água. Devido também a complexidade dos efluentes têxteis e a mistura de diversos corantes quando estes são gerados (KUNZ *et al.*, 2002), recomenda-se o tempo de 15 min de tratamento como tempo ótimo para o tratamento eletrolítico nas condições realizadas.

## 6. CONCLUSÕES

- Os corantes Acid Blue 40 e Acid Red 151 apresentaram toxicidade para as sementes de *L. sativa*, *E. sativa* e *C. sativus*, não apresentando toxicidade para *A. salina* e *S. cerevisiae*. Conclui-se que o teste de toxicidade com sementes pode ser efetivo na avaliação toxicológica de despejo de efluentes de corantes, pois as sementes também apresentaram toxicidade para eletrólitos utilizados no processo de fixação de corantes. Conclui-se também que os efluentes de corantes afetam de forma mais contundente o nível trófico de produtores primários.
- Devido a seu caráter tóxico conclui-se que o cloro residual livre deve ser totalmente inativado antes de lançamento deste tipo de efluente e que a sua inativação com tiosulfato de sódio além de eficaz, produz pouca toxicidade.
- Conclui-se que a *S. cerevisiae* é sensível para avaliar os diferentes tempos do processo de tratamento.
- A diminuição na concentração de eletrólitos influenciou positivamente os testes de toxicidade, porém deve-se levar em consideração que ocorreu menor elevação do pH e este deve ser ajustados antes de despejo em corpos d'água.
- Conclui-se que o tempo de tratamento de 15 min foi suficiente para remoção da cor inicial do efluente e apresentou menor toxicidade entre as amostras com a cor removida. Logo, este foi o tempo ótimo de tratamento nas condições realizadas.

## 7. BIBLIOGRAFIA

- ABREU, C. S. A.; SILVA, J. C. L.; OLIVEIRA B. C.; HOLANDA, F. L. **Perfis estratégicos de conduta social e ambiental: estudos na indústria têxtil nordestina.** Gestão de Produção, v. 15, n. 1, p. 159-172, 2008.
- ALMEIDA, E. J. R. e CORSO, C. R. **Comparative study of toxicity of azo dye Procion Red MX-5B following biosorption and biodegradation treatments with the fungi *Aspergillus niger* and *Aspergillus terreus*.** Chemosphere, v. 112, p. 1-530, 2014.
- AL-DEGS, Y.; KHRAISHEH, M. A. M.; ALEEN, S. J.; AHMAD, M. N. **Effect of carbon surface chemistry on the removal of reactive dyes from textile effluent.** Water Research, v. 34, n. 3, p. 927-935, 2000.
- AKSU, Z. **Application of biosorption for the removal of organic pollutants: a review.** Process Biochemistry, v. 40, p. 997–1026, 2005.
- ANGELIS, D. F.; CORSO, C. R.; BIDOIA, E. D.; MORAES, P. B.; DOMINGOS, R. N.; ROCHA-FILHO, R. C. **Eletrólise de resíduos poluidores: I - Efluente de uma indústria liofilizadora de condimentos.** Química Nova [online], v. 21, n.1, p. 20-24, 1998.
- ARAÚJO, A. S. F. e MONTEIRO, R. T. R. **Plant bioassays to assess toxicity of textile sludge compost.** Scientia Agrícola, v.62, n.3, p.286-290, 2005.
- BAHADIR, K. K. e ABDURRAHMAN, T. **Continuous electrochemical treatment of simulated industrial textile wastewater from industrial components in a tubular reactor.** Journal of Hazardous Materials v. 170, p. 771–778, 2009.
- BLAISE, C. e KUSUI, T. **Acute toxicity assessment of industrial effluents with a microplate-based *Hydra attenuata* assay.** Massachusetts: Environmental Toxicology and Water Quality, n. 12, p. 53-60, 1997.
- BONNEU, M.; CROUZET, M.; URDACI, M.; AIGLE, M. **Direct detection of yeast mutants with reduced viability on plates by erythrosine B staining.** Analytical Biochemistry, v. 193, n. 2, p. 225-230, 1991.
- CARNELOSSI, M. A. G.; LAMOUNIER, L.; RANAL, M. A. **Efeito da luz, hipoclorito de sódio, escarificação e estratificação na germinação de sementes de alface (*Lactuca sativa* L.), cv. maioba e moreninha-de-uberlandia.** Pesquisa Agropecuária Brasileira, v. 30, n.6, p.779-787. 1995.
- CHASIN, A. A. M. e PEDROZO, M. F. M. **O estudo da toxicologia. In: As bases toxicológicas da ecotoxicologia.** RiMa/InterTox, p. 340, 2004.
- CONAMA – Conselho Nacional do Meio Ambiente. **Resolução nº 357, de 17 de março de 2005.** Ministério do Meio Ambiente, p. 23, 2005.
- CONAMA – Conselho Nacional do Meio Ambiente. **Resolução nº 430, de 13 de maio de 2011.** Ministério do Meio Ambiente, p. 9, 2011.
- COSTA, J. B. **Avaliação ecotoxicológica da água e sedimento de tributários do reservatório de Barra Bonita (Médio Tietê Superior, SP).** Dissertação (Mestrado) – Ciências da Engenharia Ambiental, Escola de Engenharia de São Carlos, Universidade de São Paulo, São Carlos. 2001.

FERRAZ, E. R. A. **Comparação da mutagenicidade dos azo corantes disperse red 1, disperse orange 1, disperse red 13 utilizando o teste de mutagenicidade Salmonella/microsossoma.** 2008, 102 f. Dissertação (Faculdade de ciências farmacêuticas de Ribeirão Preto). Universidade de São Paulo. Ribeirão Preto. 2008.

FREIRE, R. S.; PELEGRINI, R.; KUBOTA, L. T.; DURÁN, N. **Novas tendências para o tratamento de resíduos industriais contendo espécies organocloradas.** Química Nova, v. 23, n. 4, p. 504-511. 2000.

GUARATINI, C. C. I. e ZANONI, M. V. B. **Corantes têxteis.** Química Nova, v. 23, n. 1, p. 71-79. 2000.

JUTTNER, K.; GALLA, U; SCHMIEDER, H. **Electrochemical approaches to environmental problems in the process industry.** Electrochimica Acta, v. 45, p. 2575-2594, 2000.

HESSEL, C.; ALLEGRE, M.; MAISSEU, M.; CHARBIT, F.; MOULIN, P. **Guideline and legislation for dye house effluents.** Journal of Environmental Management, n. 83, p. 171-180. 2007.

KANWAR, A. S. **Brine shrimp a marine animal for simple and rapid biological assays.** Journal of Chinese Clinical Medicine, v. 2, n. 4, p. 236-240. 2007.

KNIE, J. L. W. e LOPEZ, E. W. B. **Testes Ecotoxicológicos: Métodos, Técnicas e Aplicações.** FTMA/GTZ. p. 289. 2004.

KUNZ, A.; PERALTA-ZAMORA, P.; MORAES, S. G.; DURÁN, N. **Novas tendências no tratamento de efluentes têxteis.** Química Nova, v. 25, n. 1, p. 78-82, 2002.

MADIGAN, M. T.; MARTINKO, J. M.; DUNLAP, P. V.; CLARK, D. P. **Microbiologia de Brock.** Ed. Artmed, p. 1128. 2010.

MANAHAN, S. E. **Toxicological chemistry: A Guide to Toxic Substances in Chemistry.** Ed. Lewis Publisher, v. 01, p. 317. 2001.

MCLAUGHLIN, J. L.; COLMAN-SAZARBITORIA, T.; ANDERSON, J. E. **Tres bioensayos simples para químicos de productos naturales.** Revista de la Sociedad Venezolana de Química., v. 18, p. 13-18, 1995.

MICHAEL, A. S.; THOMPSON, C. G.; ABRAMOVITZ, M. **Artemia salina as a Test Organism for Bioassay.** Science, New Series, v. 123, No. 3194, p. 464. 1954.

MONTEIRO, R. T. R. e DELLAMATRICE P. M. **Toxicidade de Resíduos Têxteis Tratados por Microrganismos.** Journal of Brazilian Society of Ecotoxicology, v. 1, n. 1, p.63-66. 2006.

MONTEIRO, R. T. R.; CONEGLIAN, C.M.R.; QUEIROZ, S. C. N.; SILVA, G. H. da. **Indicadores Ecotoxicológicos Para Águas De Consumo Humano.** In: Assembleia Nacional Da Assemæe, 42, 2012, Maringá. Anais... Maringá: ASSEMAE - Associação Nacional dos Serviços Municipais de Saneamento, 2012.

MORSS, L. R. e BOIKESS, R. S. **Chemical principles in the laboratory.** Harper & Row Publishers, New York, 1978.

NASCIMENTO, I. A.; SOUSA, E. C. P. M.; NIPPER, M. G. **Métodos em ecotoxicologia marinha: aplicações no Brasil**. Ed. Artes Gráficas e Indústria, p. 262. 2001.

ODUM, E. P. **Ecologia**. Editora Guanabara Koogan S. A., 1983.

ORGANIZATION FOR ECONOMIC COOPERATION AND DEVELOPMENT. **OECD Guidelines for testing of chemicals**. Guideline 208: terrestrial plants, growth test. Paris: OECD, 1984.

OTENIO, M. H.; PANCHONI, L. C.; CRUZ, G. C. A.; RAVANHANI, C.; BIDOIA, E. D. **Avaliação em escala laboratorial da utilização do processo eletrolítico**. Química Nova, v. 31, n. 3, p. 508-513, 2008.

PAINTING, K. e KIRSOP, B. **A quick method for estimating the percentage of viable cells in a yeast population, using methylene blue staining**. World Journal of Microbiology and Biotechnology, v. 6, n. 3, p. 346-347, 1990.

PALÁCIO, S. M.; NOGUEIRA, D. A.; MANENTI, D. R.; MÓDENES, A. N.; QUIÑONES, F. R. E.; BORBA, F. H. **Estudo da toxicidade de efluente têxtil tratado por foto-fenton artificial utilizando as espécies *Lactuca sativa* e *Artemia salina***. Engevista, v. 14, n. 2, p. 127-134, 2012.

PEIXOTO, F.; MARINHO, G.; RODRIGUES, K. **Corantes têxteis: uma revisão**. HOLOS, Ano 29, v. 5, 2013

RAJKUMAR, D. e PALANIVELU, K. **Electrochemical treatment of industrial wastewater**. Journal of Hazardous Materials, B113, p. 123-129. 2004.

RAMAKRISHNA, K. R. e VIRARAGHAVAN, T. **Dye removal using low-cost adsorbents**. Water Science and Technology, v. 36, p. 189–196, 1997.

RÉGIS, G. e BIDOIA, E. D. **Electrolytic treatment of an effluent of a chemical industry for monitoring toxicity by *Saccharomyces cerevisiae***. Salusvita, v. 20, n. 3, p. 43-51, 2001.

RODRICKS, J. V. **Calculated Risks: The Toxicity and Human Health Risks of Chemicals in our Environment**. In: NASCIMENTO, I. A.; SOUSA, E. C. P. M.; NIPPER, M. G. **Métodos em ecotoxicologia marinha: aplicações no Brasil**. Ed. Artes Gráficas e Indústria, p. 262. 2001.

RODRIGUES, D. L.; LOPES, H. M.; SILVA, E. R.; MENEZES, B. R. S. **Embebição, condicionamento fisiológico e efeito do hipoclorito de sódio na germinação de sementes de alface**. Revista Tropica – Ciências Agrárias e Biológicas v. 6, n.1, p. 52, 2012.

RODRIGUEZ, A. G.; TEIXEIRA, O. M.; SALLES, F. G.; VITAL, J. P.; PEIXOTO, D. S. **Bioensaio com *Artemia salina* para detecção de toxinas em alimentos vegetais**. Estudos, v. 36, n. 5/6, p. 795-808, maio/jun, 2009.

RUMLOVA, L.; DOLEZALOVA, J. **A new biological test utilising the yeast *Saccharomyces cerevisiae* for the rapid detection of toxic substances in water**. Environmental Toxicology and Pharmacology, n. 33, p. 459–464, 2012.

SIGMA ALDRICH: <http://www.sigmaaldrich.com> - acesso em 25/05/14.

SOBRERO, M. C. e RONCO, A. **Ensayo de toxicidad aguda con semillas de lechuga *Lactuca sativa* L.** p. 55-67. IN: ROMERO, P. R. e CANTÚ, A. M. **Ensayos toxicológicos para la evaluación de sustancias químicas en agua y suelo. La experiencia en México.** Secretaria de Medio Ambiente y Recursos Naturales Instituto Nacional de Ecología, México, D.F., 2008.

SOUSA, M. L. e BIDOIA, E. D. **Electrolysis Applied For Simulated Textile Effluents Degradation Containing Acid Red 151 and Acid Blue 40.** Water, Air, and Soil Pollution. v. 225, n. 12, p. 225:2234, 2014.

SOUSA, M. L.; MORAES, P. B.; BIDOIA, E. D. **Photoelectrolytic system applied to remazol red brilliant degradation.** Water Science and Technology, London. v. 63, n. 4, p. 613-618, 2011.

TUITE, M. F. e OLIVER, S. G. **Biotechnology Handbooks: Saccharomyces.** Plenum Press, v. 4, p. 327, 1991.

VEIGA, L.F. e VITAL, N. **Teste de toxicidade aguda com o microcrustáceo *Artemia sp.*** In: NASCIMENTO, I.A.; SOUSA, E.C.P.M, NIPPER, M. **Métodos em Ecotoxicologia Marinha. Aplicações no Brasil.** Editora Artes Gráficas e Indústria Ltda., 2002.

VIANA, S. B. A.; FERNANDES, P. D.; GHEYI, H. R.; SOARES, F. A. L.; CARNEIRO, P. T. **Índices morfofisiológicos e de produção de alface sob estresse salino.** Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental, v.8, p.23-30, 2004.

VIERA, S. **Introdução a Bioestatística.** Editora Campos, 3ª edição, 1980.

VIERA, S. **Bioestatística tópicos avançados.** Elsevier Editora, 2ª edição, 2003.

WANG, X. SUN, C.; GAO, S. WANG, L.; SHOUKUI, H. **Validation of germination and root elongation as indicator to assess phytotoxicity with *Cucumis sativus*.** Chemosphere, v. 44, n. 8, p. 1669-1782, 2001.

WATT, T. A. **Introductory statistics for biology students.** Chapman & Hall CRC, Boca Raton, 1998.

WIMMER, A. C. S. **Aplicação do processo eletrolítico no tratamento de efluentes de uma indústria petroquímica.** Dissertação de Mestrado – Departamento de Ciência dos Materiais e Metalurgia, Pontifícia Universidade Católica do Rio de Janeiro, p. 195, 2007.

ZANONI, M. V. B. e CARNEIRO, P. A. **O Descarte dos corantes têxteis.** Ciência Hoje, v. 29, n.174, p. 61-64, 2001.

ZHANG, Y.; MU, J.; HAN, J.; GU, X. **An improved brine shrimp larvae lethality microwell test method.** Toxicology Mechanisms and Methods, v. 22, n. 1, p. 23–30, 2012.

## 8. APÊNDICES

Tabela 1: Índice de germinação e desvio padrão para a semente de Alface, *L. sativa*, para o corante Acid Blue 40. Leituras foram realizadas após 72 horas de exposição à temperatura de  $20 \pm 1^\circ\text{C}$ . Lote utilizado: 30708-S2. Marca: ISLA

	Corante Acid Blue 40				
	3000 mg/L	2500 mg/L	2000 mg/L	1500 mg/L	1000 mg/L
Germinação Relativa (%)	57,14 $\pm$ 12,37	73,21 $\pm$ 13,48	71,43 $\pm$ 6,19	73,21 $\pm$ 15,46	67,86 $\pm$ 13,48
Elongação Radicular (%)	57,71 $\pm$ 11,48	47,39 $\pm$ 7,67	56,38 $\pm$ 4,15	57,55 $\pm$ 12,75	71,09 $\pm$ 15,75
<b>Índice de Germinação (%)</b>	<b>32,20 <math>\pm</math> 1,47</b>	<b>34,90 <math>\pm</math> 1,78</b>	<b>39,78 <math>\pm</math> 1,79</b>	<b>42,93 <math>\pm</math> 1,16</b>	<b>49,24 <math>\pm</math> 0,85</b>

Tabela 2: Índice de germinação e desvio padrão para a semente de Rúcula, *E. sativa*, para o corante Acid Blue 40. Leituras foram realizadas após 72 horas de exposição à temperatura de  $20 \pm 1^\circ\text{C}$ . Lote utilizado: 30697-S1. Marca: ISLA

	Corante Acid Blue 40				
	3000 mg/L	2500 mg/L	2000 mg/L	1500 mg/L	1000 mg/L
% germinação relativa	91,53 $\pm$ 8,81	93,22 $\pm$ 5,87	100 $\pm$ 2,94	93,22 $\pm$ 5,87	94,92 $\pm$ 5,87
% alongação radicular	55,18 $\pm$ 13,46	63,78 $\pm$ 2,95	66,75 $\pm$ 1,61	74,46 $\pm$ 5,69	82,74 $\pm$ 4,07
<b>% Índice de Germinação</b>	<b>49,72 <math>\pm</math> 6,96</b>	<b>59,42 <math>\pm</math> 3,92</b>	<b>66,78 <math>\pm</math> 3,53</b>	<b>69,21 <math>\pm</math> 2,46</b>	<b>78,40 <math>\pm</math> 2,70</b>

Tabela 3: Índice de germinação e desvio padrão para a semente de Pepino, *C. sativus*, para o corante Acid Blue 40. Leituras foram realizadas após 72 horas de exposição à temperatura de  $20 \pm 1^\circ\text{C}$ . Lote utilizado: 32486-S2. Marca: ISLA

	Acid Blue 40				
	5000 mg/L	4000 mg/L	3000 mg/L	2000 mg/L	1000 mg/L
% germinação relativa	93,33 $\pm$ 7,64	91,67 $\pm$ 5,77	90,00 $\pm$ 0,00	93,33 $\pm$ 2,89	88,33 $\pm$ 2,89
% alongação radicular	70,14 $\pm$ 6,08	82,41 $\pm$ 5,43	91,95 $\pm$ 4,60	96,25 $\pm$ 1,19	112,43 $\pm$ 6,71
<b>% Índice de Germinação</b>	<b>65,16 <math>\pm</math> 1,06</b>	<b>75,35 <math>\pm</math> 1,93</b>	<b>82,75 <math>\pm</math> 4,14</b>	<b>89,81 <math>\pm</math> 1,71</b>	<b>99,19 <math>\pm</math> 2,65</b>



Tabela 4: Índice de germinação e desvio padrão para a semente de alface, *L. sativa*, para o corante Acid Red 151. Leituras foram realizadas após 72 horas de exposição à temperatura de  $20 \pm 1^\circ\text{C}$ . Lote: 32538-S2. Marca: ISLA

	Corante Acid Red 151				
	3000 mg/L	2500 mg/L	2000 mg/L	1500 mg/L	1000 mg/L
Germinação Relativa (%)	15,69 $\pm$ 3,40	80,39 $\pm$ 3,40	98,04 $\pm$ 3,40	96,08 $\pm$ 8,99	101,96 $\pm$ 3,40
Elongação Radicular (%)	51,53 $\pm$ 8,75	43,22 $\pm$ 1,62	46,05 $\pm$ 3,99	59,49 $\pm$ 2,23	77,38 $\pm$ 4,23
<b>Índice de Germinação (%)</b>	<b>8,20 <math>\pm</math> 5,56</b>	<b>34,84 <math>\pm</math> 5,12</b>	<b>45,09 <math>\pm</math> 3,20</b>	<b>57,13 <math>\pm</math> 5,12</b>	<b>78,90 <math>\pm</math> 5,12</b>

Tabela 5: Índice de Germinação e desvio padrão para a semente de rúcula, *E. sativa*, para o corante Acid Red 151. Leituras foram realizadas após 72 horas de exposição à temperatura de  $20 \pm 1^\circ\text{C}$ . Lote utilizado: 30697-S1. Marca: ISLA

	Corante Acid Red 151				
	3000 mg/L	1500 mg/L	1000 mg/L	600 mg/L	200 mg/L
Germinação Relativa (%)	89,66 $\pm$ 7,90	89,66 $\pm$ 7,90	81,49 $\pm$ 8,49	92,59 $\pm$ 3,21	98,15 $\pm$ 3,21
Elongação Radicular (%)	30,54 $\pm$ 4,96	39,19 $\pm$ 2,47	84,58 $\pm$ 12,45	85,12 $\pm$ 3,75	91,77 $\pm$ 4,95
<b>Índice de Germinação (%)</b>	<b>27,29 <math>\pm</math> 4,19</b>	<b>35,09 <math>\pm</math> 2,98</b>	<b>68,24 <math>\pm</math> 3,97</b>	<b>78,73 <math>\pm</math> 0,75</b>	<b>89,98 <math>\pm</math> 2,60</b>

Tabela 6: Índice de Germinação e desvio padrão para a semente de pepino, *C. sativus*, para o corante Acid Red 151. Leituras foram realizadas após 72 horas de exposição à temperatura de  $20 \pm 1^\circ\text{C}$ . Lote utilizado: 32486-S2. Marca: ISLA

	Acid Red 151				
	3000 mg/L	2500 g/L	2000 g/L	1500 mg/L	1000 mg/L
% germinação relativa	88,33 $\pm$ 2,89	91,67 $\pm$ 5,77	81,67 $\pm$ 2,89	96,67 $\pm$ 2,89	91,67 $\pm$ 5,77
% alongação radicular	66,43 $\pm$ 0,62	70,73 $\pm$ 5,32	99,08 $\pm$ 0,70	86,51 $\pm$ 4,45	130,32 $\pm$ 3,54
<b>% Índice de Germinação</b>	<b>58,68 <math>\pm</math> 2,17</b>	<b>64,70 <math>\pm</math> 3,95</b>	<b>80,90 <math>\pm</math> 2,43</b>	<b>83,56 <math>\pm</math> 2,89</b>	<b>119,33 <math>\pm</math> 4,42</b>

Tabela 7: Índice de germinação e desvio padrão para a semente de alface, *L. sativa*, solução salina - eletrólitos. Leituras foram realizadas após 72 horas de exposição à temperatura de  $20 \pm 1^\circ\text{C}$ . Lote: 32538-S2. Marca: ISLA

	Acid Red 151				
	10000 mg/L	8000 g/L	6000 g/L	4000 mg/L	2000 mg/L
% germinação relativa	10,71 $\pm$ 10,71	28,57 $\pm$ 3,09	21,43 $\pm$ 5,36	62,50 $\pm$ 15,46	85,71 $\pm$ 5,36
% alongação radicular	6,91 $\pm$ 5,98	10,36 $\pm$ 0,00	17,21 $\pm$ 6,08	26,83 $\pm$ 1,90	35,29 $\pm$ 3,92
<b>% Índice de Germinação</b>	<b>1,11 <math>\pm</math> 1,11</b>	<b>2,96 <math>\pm</math> 0,32</b>	<b>3,52 <math>\pm</math> 0,64</b>	<b>16,65 <math>\pm</math> 3,47</b>	<b>30,16 <math>\pm</math> 2,74</b>

Tabela 8: Índice de germinação e desvio padrão para a semente de rúcula, *E. sativa*, para solução salina - eletrólitos. Leituras foram realizadas após 72 horas de exposição à temperatura de  $20 \pm 1^\circ\text{C}$ . Lote utilizado: 30697-S1. Marca: ISLA

	Solução Salina - Eletrólitos				
	10000 mg/L	8000 mg/L	6000 mg/L	4000 mg/L	2000 mg/L
% germinação relativa	13,56 $\pm$ 2,94	15,25 $\pm$ 0,00	37,29 $\pm$ 16,35	84,75 $\pm$ 16,35	94,92 $\pm$ 11,74
% alongação radicular	4,51 $\pm$ 0,78	6,31 $\pm$ 0,78	11,98 $\pm$ 1,25	18,17 $\pm$ 1,69	44,92 $\pm$ 3,48
<b>% Índice de Germinação</b>	<b>0,62 <math>\pm</math> 0,21</b>	<b>0,96 <math>\pm</math> 0,12</b>	<b>4,54 <math>\pm</math> 2,23</b>	<b>15,54 <math>\pm</math> 4,15</b>	<b>42,85 <math>\pm</math> 7,95</b>

Tabela 9: Índice de germinação e desvio padrão para a semente de pepino, *C. sativus*, para solução salina – eletrólitos. Leituras foram realizadas após 72 horas de exposição à temperatura de  $20 \pm 1^\circ\text{C}$ . Lote utilizado: 32486-S2. Marca: ISLA

	Solução Salina - Eletrólitos				
	10000 mg/L	8000 mg/L	6000 mg/L	4000 mg/L	2000 mg/L
% germinação Relativa	42,11 $\pm$ 9,12	52,63 $\pm$ 0,00	82,46 $\pm$ 10,96	87,72 $\pm$ 8,04	92,98 $\pm$ 3,04
% alongação Radicular	31,43 $\pm$ 4,20	65,22 $\pm$ 6,10	52,07 $\pm$ 12,00	70,94 $\pm$ 11,68	108,28 $\pm$ 1,32
<b>% índice de Germinação</b>	<b>13,49 <math>\pm</math> 4,41</b>	<b>34,33 <math>\pm</math> 3,21</b>	<b>42,21 <math>\pm</math> 5,47</b>	<b>61,65 <math>\pm</math> 5,67</b>	<b>100,70 <math>\pm</math> 4,08</b>

Tabela 10: Mortalidade celular (%) e desvio padrão de *S. cerevisiae* para solução salina - eletrólitos. Leituras foram realizadas após 72 horas de exposição à temperatura de  $28 \pm 1^\circ\text{C}$ . Lote utilizado: 03/021. Marca: Fleischmann Royal

	Solução Salina - Eletrólitos				
	10000 mg/L	8000 mg/L	6000 mg/L	4000 mg/L	2000 mg/L
Viabilidade (%)	69,91 $\pm$ 2,72	81,58 $\pm$ 2,09	87,03 $\pm$ 1,13	92,82 $\pm$ 0,30	100,87 $\pm$ 0,22
<b>Mortalidade (%)</b>	<b>26,72 <math>\pm</math> 2,85</b>	<b>14,48 <math>\pm</math> 2,19</b>	<b>8,78 <math>\pm</math> 1,19</b>	<b>2,70 <math>\pm</math> 0,31</b>	<b>0,00</b>

Tabela 11: Índice de germinação e desvio padrão para a semente de alface, *L. sativa*, para cloro residual livre. Leituras foram realizadas após 72 horas de exposição à temperatura de  $20 \pm 1^\circ\text{C}$ . Lote utilizado: 30708-S2. Marca: ISLA

	Cloro Residual Livre				
	30 mg/L	25 mg/L	20 mg/L	10 mg/L	5 mg/L
% germinação relativa	98,00 $\pm$ 6,93	96,00 $\pm$ 12,00	94,00 $\pm$ 9,17	92,00 $\pm$ 3,46	98,00 $\pm$ 3,46
% alongação radicular	42,84 $\pm$ 3,08	52,24 $\pm$ 4,95	57,14 $\pm$ 4,01	70,88 $\pm$ 7,04	79,80 $\pm$ 2,42
<b>% Índice de Germinação</b>	<b>42,06 <math>\pm</math> 5,26</b>	<b>49,77 <math>\pm</math> 2,19</b>	<b>53,62 <math>\pm</math> 5,46</b>	<b>65,19 <math>\pm</math> 6,57</b>	<b>78,16 <math>\pm</math> 1,21</b>

Tabela 12: Índice de germinação e desvio padrão para a semente de rúcula, *E. sativa*, para cloro residual livre. Leituras foram realizadas após 72 horas de exposição à temperatura de  $20 \pm 1^\circ\text{C}$ . Lote utilizado: 30697-S1. Marca: ISLA

	Cloro Residual Livre				
	30 mg/L	25 mg/L	20 mg/L	15 mg/L	10 mg/L
% germinação relativa	89,83 $\pm$ 2,94	96,61 $\pm$ 5,08	88,14 $\pm$ 8,25	96,61 $\pm$ 5,08	96,61 $\pm$ 5,08
% alongação radicular	43,27 $\pm$ 6,90	47,29 $\pm$ 2,86	65,76 $\pm$ 4,46	79,81 $\pm$ 7,05	82,00 $\pm$ 9,03
<b>% Índice de Germinação</b>	<b>38,79 <math>\pm</math> 5,55</b>	<b>45,60 <math>\pm</math> 1,09</b>	<b>56,26 <math>\pm</math> 3,75</b>	<b>76,89 <math>\pm</math> 3,34</b>	<b>78,95 <math>\pm</math> 5,23</b>

Tabela 13: Índice de germinação e desvio padrão para a semente de pepino, *C. sativus*, para cloro residual livre. Leituras foram realizadas após 72 horas de exposição à temperatura de  $20 \pm 1^\circ\text{C}$ . Lote utilizado: 32486-S2. Marca: ISLA

	Cloro Residual Livre				
	90 mg/L	80 mg/L	70 mg/L	60 mg/L	50 mg/L
% germinação relativa	50,85 $\pm$ 5,08	55,93 $\pm$ 5,08	77,97 $\pm$ 2,94	77,97 $\pm$ 2,94	84,75 $\pm$ 7,77
% alongação radicular	35,50 $\pm$ 4,25	47,14 $\pm$ 7,07	59,59 $\pm$ 1,97	96,52 $\pm$ 5,45	108,80 $\pm$ 9,89
<b>% Índice de Germinação</b>	<b>17,91 <math>\pm</math> 0,66</b>	<b>26,09 <math>\pm</math> 3,65</b>	<b>46,43 <math>\pm</math> 1,15</b>	<b>75,18 <math>\pm</math> 2,99</b>	<b>91,54 <math>\pm</math> 2,39</b>

Tabela 14: Mortalidade celular (%) e desvio padrão de *S. cerevisiae* para Cloro Residual Livre. Leituras foram realizadas após 72 horas de exposição à temperatura de  $28 \pm 1^\circ\text{C}$ . Lote utilizado: 03/021. Marca: Fleischmann Royal

	Cloro Residual Livre					
	12 mg/L	10 mg/L	8 mg/L	6 mg/L	4 mg/L	2 mg/L
Viabilidade (%)	37,97 $\pm$ 0,94	42,75 $\pm$ 0,65	44,24 $\pm$ 3,96	54,69 $\pm$ 5,58	62,49 $\pm$ 5,01	81,86 $\pm$ 0,80
<b>Mortalidade (%)</b>	<b>60,20 <math>\pm</math> 0,99</b>	<b>55,19 <math>\pm</math> 0,68</b>	<b>53,63 <math>\pm</math> 4,15</b>	<b>42,67 <math>\pm</math> 5,84</b>	<b>34,50 <math>\pm</math> 5,25</b>	<b>14,20 <math>\pm</math> 0,84</b>

Tabela 15: Mortalidade (%) e desvio padrão de náupios de *A. salina* para Cloro Residual Livre. Leituras realizadas com 48 horas de exposição a  $28 \pm 1^\circ\text{C}$

	Cloro Residual Livre (mg/L)				
	0,55 mg/L	0,65 mg/L	0,75 mg/L	0,85 mg/L	0,95 mg/L
Tempo (horas)	48	48	48	48	48
<b>Mortalidade (%)</b>	<b>13,33 <math>\pm</math> 5,09</b>	<b>20,00 <math>\pm</math> 5,09</b>	<b>26,67 <math>\pm</math> 3,33</b>	<b>63,33 <math>\pm</math> 1,92</b>	<b>83,33 <math>\pm</math> 1,92</b>

Tabela 16: Índice de Germinação e desvio padrão para a semente de Alface, *L. sativa*, para tiosulfato de sódio. Leituras foram realizadas após 72 horas de exposição à temperatura de  $20 \pm 1^\circ\text{C}$ . Lote utilizado: 32538-S2. Marca: ISLA

	Tiosulfato de Sódio				
	10000 mg/L	8000 mg/L	6000 mg/L	4000 mg /L	2000 mg/l
% germinação relativa	100,00 $\pm$ 7,87	93,18 $\pm$ 3,94	100,00 $\pm$ 10,41	106,82 $\pm$ 7,87	111,36 $\pm$ 3,94
% alongação radicular	40,59 $\pm$ 1,98	57,45 $\pm$ 2,20	71,79 $\pm$ 4,39	79,45 $\pm$ 7,75	84,48 $\pm$ 4,60
<b>% Índice de Germinação</b>	<b>40,49 <math>\pm</math> 1,50</b>	<b>53,49 <math>\pm</math> 1,73</b>	<b>71,49 <math>\pm</math> 3,46</b>	<b>84,49 <math>\pm</math> 3,46</b>	<b>93,99 <math>\pm</math> 3,12</b>

Tabela 17: Índice de Germinação e desvio padrão para a semente de Rúcula, *Eruca sativa*, para tiosulfato de sódio. Leituras foram realizadas após 72 horas de exposição à temperatura de  $20 \pm 1^\circ\text{C}$ . Lote utilizado: 32791-S2. Marca: ISLA

	Tiosulfato de Sódio				
	10000 mg/L	8000 mg/L	6000 mg/L	4000 mg /L	2000 mg/l
% germinação relativa	78,33 $\pm$ 5,77	70,00 $\pm$ 8,66	73,33 $\pm$ 17,56	81,67 $\pm$ 2,89	78,33 $\pm$ 5,77
% alongação radicular	22,41 $\pm$ 2,58	26,68 $\pm$ 2,99	36,00 $\pm$ 3,66	49,47 $\pm$ 3,03	119,05 $\pm$ 7,78
<b>% Índice de Germinação</b>	<b>17,55 <math>\pm</math> 2,22</b>	<b>18,54 <math>\pm</math> 1,73</b>	<b>26,11 <math>\pm</math> 4,82</b>	<b>40,37 <math>\pm</math> 2,15</b>	<b>93,01 <math>\pm</math> 3,84</b>

Tabela 18: Índice de Germinação e desvio padrão para a semente de Pepino, *C. sativus*, para tiosulfato de sódio. Leituras foram realizadas após 72 horas de exposição à temperatura de  $20 \pm 1^\circ\text{C}$ . Lote utilizado: 32486-S2. Marca: ISLA

	Tiosulfato de sódio				
	10000 mg/L	8000 mg/L	6000 mg/L	4000 mg /L	2000 mg/l
% germinação relativa	61,82 $\pm$ 13,73	76,36 $\pm$ 5,45	72,73 $\pm$ 3,15	94,55 $\pm$ 6,30	81,82 $\pm$ 5,45
% alongação radicular	19,99 $\pm$ 1,91	36,16 $\pm$ 4,50	44,98 $\pm$ 3,02	50,48 $\pm$ 0,54	93,79 $\pm$ 3,72
<b>% Índice de Germinação</b>	<b>12,41 <math>\pm</math> 3,17</b>	<b>27,54 <math>\pm</math> 3,08</b>	<b>32,71 <math>\pm</math> 2,46</b>	<b>47,71 <math>\pm</math> 2,69</b>	<b>76,67 <math>\pm</math> 4,50</b>

Tabela 19: Mortalidade (%) e desvio padrão de náupilos de *A. salina* para tiosulfato de sódio. Leituras realizadas com 48 horas de exposição a  $28 \pm 1^\circ\text{C}$ .

	Tiosulfato de Sódio				
	5000 mg/L	4000 mg/L	3000 mg/L	2000 mg/L	1000 mg/L
Tempo	48 h	48 h	48 h	48 h	48 h
<b>% Mortalidade</b>	<b>76,67 <math>\pm</math> 0,58</b>	<b>60,00 <math>\pm</math> 1,73</b>	<b>26,67 <math>\pm</math> 0,58</b>	<b>3,33 0,58</b>	<b>0,00</b>

Tabela 20: Índice de Germinação e desvio padrão para a semente de Pepino, *C. sativus*, para o processo de eletrólise com Acid Blue 40. Concentrações de sais: 10,00 g/L de cloreto de sódio e 1,32 g/L de carbonato de sódio. Leituras foram realizadas após 72 horas de exposição à temperatura de  $20 \pm 1^\circ\text{C}$ . Lote utilizado: 32486-S2. Marca ISLA

	T0	T3	T5	T15	T30	T40
% germinação relativa	24,07 $\pm$ 6,42	22,22 $\pm$ 0,00	24,07 $\pm$ 3,21	20,37 $\pm$ 3,21	16,67 $\pm$ 0,00	14,81 $\pm$ 3,21
% alongação radicular	15,36 $\pm$ 2,53	25,20 $\pm$ 4,12	29,70 $\pm$ 9,73	15,90 $\pm$ 2,26	19,20 $\pm$ 2,08	23,40 $\pm$ 4,76
<b>% Índice de germinação</b>	<b>3,60 <math>\pm</math> 0,60</b>	<b>5,60 <math>\pm</math> 0,92</b>	<b>7,00 <math>\pm</math> 0,35</b>	<b>3,20 <math>\pm</math> 0,35</b>	<b>3,20 <math>\pm</math> 0,35</b>	<b>3,40 <math>\pm</math> 0,69</b>

Tabela 21: Mortalidade (%) e desvio padrão de náupilos de *A. salina* ao processo de eletrólise com Acid Blue 40. Concentrações de sais: 10,00 g/L de cloreto de sódio e 1,32 g/L de carbonato de sódio. Leituras foram realizadas após 48 horas de exposição à temperatura de  $28 \pm 1^\circ\text{C}$ .

	T0	T3	T5	T15	T30	T40
	48 h	48 h	48 h	48 h	48 h	48 h
<b>% Mortalidade</b>	<b>0</b>	<b>0</b>	<b>0</b>	<b>0</b>	<b>0</b>	<b>10,00 <math>\pm</math> 0,00</b>

Tabela 22: Mortalidade celular (%) e desvio padrão *S. cerevisiae* ao processo de eletrólise com Acid Blue 40. Concentrações de sais: 10,00 g/L de cloreto de sódio e 1,32 g/L de carbonato de sódio. Leituras foram realizadas após 72 horas de exposição à temperatura de  $28 \pm 1^\circ\text{C}$ . Lote utilizado: 131. Marca: Fleischmann Royal.

	T0	T3	T5	T15	T30	T40
Viabilidade (%)	-	-	-	-	90,26 $\pm$ 2,55	52,16 $\pm$ 4,43
<b>Mortalidade (%)</b>	<b>0</b>	<b>0</b>	<b>0</b>	<b>0</b>	<b>4,55 <math>\pm</math> 2,69</b>	<b>44,84 <math>\pm</math> 4,68</b>

Tabela 23: Índice de germinação (%) e desvio padrão para a semente de alface, *L. sativa*, para o processo de eletrólise com Acid Blue 40. Concentrações de sais: 2,00 g/L de cloreto de sódio e 0,26 g/L de carbonato de sódio. Leituras foram realizadas após 72 horas de exposição à temperatura de  $20 \pm 1^\circ\text{C}$ . Lote utilizado: 32135-S2. Marca: ISLA

	T0	T3	T5	T15	T30	T40
% germinação relativa	98,25 $\pm$ 3,04	98,25 $\pm$ 3,04	92,98 $\pm$ 6,08	94,74 $\pm$ 9,12	91,23 $\pm$ 3,04	80,70 $\pm$ 3,04
% alongação radicular	53,59 $\pm$ 2,50	59,34 $\pm$ 4,21	47,78 $\pm$ 2,49	56,29 $\pm$ 1,20	46,20 $\pm$ 4,13	41,24 $\pm$ 4,71
<b>% índice de germinação</b>	<b>52,40 <math>\pm</math> 0,82</b>	<b>58,32 <math>\pm</math> 5,00</b>	<b>44,50 <math>\pm</math> 5,00</b>	<b>53,30 <math>\pm</math> 4,78</b>	<b>42,17 <math>\pm</math> 4,38</b>	<b>33,38 <math>\pm</math> 5,14</b>

Tabela 24: Índice de germinação (%) e desvio padrão para a semente de rúcula, *E. sativa*, para o processo de eletrólise com Acid Blue 40. Concentrações de sais: 2,00 g/L de cloreto de sódio e 0,26 g/L de carbonato de sódio. Leituras foram realizadas após 72 horas de exposição à temperatura de  $20 \pm 1^\circ\text{C}$ . Lote utilizado: 32791-S2. Marca: ISLA

	T0	T3	T5	T15	T30	T40
% germinação relativa	90,38 $\pm$ 6,66	98,08 $\pm$ 0,00	96,15 $\pm$ 3,33	100,00 $\pm$ 3,33	76,92 $\pm$ 8,81	98,08 $\pm$ 5,77
% alongação radicular	71,26 $\pm$ 8,72	83,32 $\pm$ 4,86	88,95 $\pm$ 2,23	85,64 $\pm$ 6,12	66,94 $\pm$ 8,49	59,94 $\pm$ 8,61
<b>% índice de germinação</b>	<b>63,89 <math>\pm</math> 8,87</b>	<b>81,72 <math>\pm</math> 4,76</b>	<b>85,51 <math>\pm</math> 2,69</b>	<b>85,51 <math>\pm</math> 3,55</b>	<b>50,96 <math>\pm</math> 5,99</b>	<b>58,53 <math>\pm</math> 5,92</b>

Tabela 25: Índice de germinação (%) e desvio padrão para a semente de pepino, *C. sativus*, para o processo de eletrólise com Acid Blue 40. Concentrações de sais: 2,00 g/L de cloreto de sódio e 0,26 g/L de carbonato de sódio. Leituras foram realizadas após 72 horas de exposição à temperatura de  $20 \pm 1^\circ\text{C}$ . Lote utilizado: 32486-S2. Marca: ISLA

	T0	T3	T5	T15	T30	T40
% germinação relativa	90,57 $\pm$ 11,32	88,68 $\pm$ 3,27	73,58 $\pm$ 0,00	79,25 $\pm$ 9,80	83,02 $\pm$ 8,65	79,25 $\pm$ 9,80
% alongação radicular	58,37 $\pm$ 6,29	65,92 $\pm$ 4,69	45,84 $\pm$ 6,07	34,56 $\pm$ 2,19	71,84 $\pm$ 1,63	53,19 $\pm$ 3,75
<b>% índice de germinação</b>	<b>52,60 <math>\pm</math> 5,80</b>	<b>58,60 <math>\pm</math> 5,55</b>	<b>33,73 <math>\pm</math> 4,47</b>	<b>27,25 <math>\pm</math> 1,75</b>	<b>59,65 <math>\pm</math> 5,19</b>	<b>41,93 <math>\pm</math> 2,88</b>

Tabela 26: Mortalidade (%) e desvio padrão para *A. salina* ao processo de eletrólise com Acid Blue 40. Concentrações de sais: 2,00 g/L de cloreto de sódio e 0,26 g/L de carbonato de sódio. Leituras foram realizadas após 48 horas de exposição à temperatura de  $28 \pm 1^\circ\text{C}$ .

	T0	T3	T5	T15	T30	T40
	48 h	48 h	48 h	48 h	48 h	48 h
<b>% Mortalidade</b>	<b>3,3 <math>\pm</math> 0,58</b>	<b>0</b>	<b>0</b>	<b>0</b>	<b>3,3 <math>\pm</math> 0,58</b>	<b>13,3 <math>\pm</math> 0,58</b>

Tabela 27: Mortalidade celular (%) e desvio padrão para *S. cerevisiae* ao processo de eletrólise com Acid Blue 40. Concentrações de sais: 2,00 g/L de cloreto de sódio e 0,26 g/L de carbonato de sódio. Leituras foram realizadas após 72 horas de exposição à temperatura de  $28 \pm 1^\circ\text{C}$ . Lote utilizado: 131. Marca: Fleischmann Royal.

	T0	T3	T5	T15	T30	T40
Viabilidade (%)	91,48 $\pm$ 1,19	94,52 $\pm$ 0,74	95,10 $\pm$ 0,61	95,00 $\pm$ 0,17	94,52 $\pm$ 0,74	85,50 $\pm$ 1,55
<b>Mortalidade (%)</b>	<b>5,02 <math>\pm</math> 1,23</b>	<b>1,87 <math>\pm</math> 0,77</b>	<b>1,26 <math>\pm</math> 0,64</b>	<b>1,36 <math>\pm</math> 0,18</b>	<b>1,87 <math>\pm</math> 0,77</b>	<b>11,23 <math>\pm</math> 1,61</b>

Tabela 28: Mortalidade celular (%) e desvio padrão para *S. cerevisiae* ao processo de eletrólise com Acid Red 151. Concentrações de sais: 10,00 g/L de cloreto de sódio e 1,32 g/L de carbonato de sódio. Leituras foram realizadas após 72 horas de exposição à temperatura de  $28 \pm 1^\circ\text{C}$ . Lote utilizado: 131. Marca: Fleischmann Royal.

	T0	T3	T5	T15	T30	T40
Viabilidade (%)	87,78 $\pm$ 0,46	92,26 $\pm$ 0,22	93,24 $\pm$ 0,42	93,04 $\pm$ 0,19	77,44 $\pm$ 2,17	62,99 $\pm$ 2,27
<b>Mortalidade (%)</b>	<b>8,33 <math>\pm</math> 0,48</b>	<b>3,23 <math>\pm</math> 0,23</b>	<b>2,63 <math>\pm</math> 0,44</b>	<b>2,84 <math>\pm</math> 0,20</b>	<b>19,13 <math>\pm</math> 2,27</b>	<b>34,24 <math>\pm</math> 2,37</b>

Tabela 29: Índice de germinação (%) e desvio padrão para a semente de alface, *L. sativa*, para o processo de eletrólise com Acid Red 151. Concentrações de sais: 2,00 g/L de cloreto de sódio e 0,26 g/L de carbonato de sódio. Leituras foram realizadas após 72 horas de exposição à temperatura de  $20 \pm 1^\circ\text{C}$ . Lote utilizado: 32135-S2. Marca: ISLA

	T0	T3	T5	T15	T30	T40
Germinação Relativa (%)	94,23 $\pm$ 8,81	90,38 $\pm$ 3,33	84,62 $\pm$ 3,33	92,31 $\pm$ 5,77	90,38 $\pm$ 12,01	86,54 $\pm$ 9,99
Elongação Radicular (%)	80,25 $\pm$ 7,16	87,91 $\pm$ 3,90	87,02 $\pm$ 4,96	85,83 $\pm$ 4,25	67,63 $\pm$ 5,64	73,74 $\pm$ 5,68
<b>Índice de Germinação (%)</b>	<b>75,25 <math>\pm</math> 3,65</b>	<b>79,41 <math>\pm</math> 3,34</b>	<b>73,52 <math>\pm</math> 1,20</b>	<b>79,07 <math>\pm</math> 1,04</b>	<b>60,69 <math>\pm</math> 3,18</b>	<b>61,73 <math>\pm</math> 3,18</b>

Tabela 30: Índice de germinação (%) e desvio padrão para a semente de rúcula, *E. sativa*, para o processo de eletrólise com Acid Red 151. Concentrações de sais: 2,00 g/L de cloreto de sódio e 0,26 g/L de carbonato de sódio. Leituras foram realizadas após 72 horas de exposição à temperatura de  $20 \pm 1^\circ\text{C}$ . Lote utilizado: 32791-S2. Marca: ISLA

	T0	T3	T5	T15	T30	T40
Germinação Relativa (%)	98,11 $\pm$ 8,78	98,11 $\pm$ 3,27	100,00 $\pm$ 8,65	98,11 $\pm$ 8,65	98,11 $\pm$ 8,65	88,68 $\pm$ 8,65
Elongação Radicular (%)	32,93 $\pm$ 0,39	41,90 $\pm$ 4,48	49,38 $\pm$ 7,17	43,92 $\pm$ 2,18	39,00 $\pm$ 2,03	43,58 $\pm$ 4,97
<b>Índice de Germinação (%)</b>	<b>32,33 <math>\pm</math> 4,17</b>	<b>41,14 <math>\pm</math> 4,90</b>	<b>49,15 <math>\pm</math> 6,34</b>	<b>42,98 <math>\pm</math> 2,09</b>	<b>38,38 <math>\pm</math> 5,38</b>	<b>38,64 <math>\pm</math> 5,73</b>

Tabela 31: Índice de Germinação para a semente de pepino, *C. sativus*, para o processo de eletrólise com Acid Red 151. Concentrações de sais: 2,00 g/L de cloreto de sódio e 0,26 g/L de carbonato de sódio. Leituras foram realizadas após 72 horas de exposição à temperatura de  $20 \pm 1^\circ\text{C}$ . Lote utilizado: 34187A-S2. Marca: ISLA

	T0	T3	T5	T15	T30	T40
Germinação Relativa (%)	97,44 $\pm$ 4,44	100,00 $\pm$ 7,69	76,92 $\pm$ 7,69	87,18 $\pm$ 9,75	94,87 $\pm$ 9,75	94,87 $\pm$ 4,44
Elongação Radicular (%)	82,01 $\pm$ 4,71	81,39 $\pm$ 7,67	101,94 $\pm$ 9,39	99,98 $\pm$ 9,14	104,94 $\pm$ 8,24	84,12 $\pm$ 2,03
<b>Índice de Germinação (%)</b>	<b>79,77 <math>\pm</math> 0,93</b>	<b>81,00 <math>\pm</math> 1,93</b>	<b>77,91 <math>\pm</math> 4,82</b>	<b>86,26 <math>\pm</math> 1,61</b>	<b>98,63 <math>\pm</math> 1,93</b>	<b>79,77 <math>\pm</math> 2,78</b>

Tabela 32: Mortalidade (%) e desvio padrão para *A. salina* ao processo de eletrólise com Acid Red 151. Concentrações de sais: 2,00 g/L de cloreto de sódio e 0,26 g/L de carbonato de sódio. Leituras foram realizadas após 48 horas de exposição à temperatura de  $28 \pm 1^\circ\text{C}$ .

	T0	T3	T5	T15	T30	T40
	48 h	48 h	48 h	48 h	48 h	48 h
<b>% Mortalidade</b>	<b>0</b>	<b>0</b>	<b>0</b>	<b>3,30 <math>\pm</math> 0,57</b>	<b>10,00 <math>\pm</math> 1,00</b>	<b>16,70 <math>\pm</math> 0,57</b>

Tabela 33: Mortalidade celular (%) e desvio padrão para *S. cerevisiae* ao processo de eletrólise com Acid Red 151. Concentrações de sais: 2,00 g/L de cloreto de sódio e 0,26 g/L de carbonato de sódio. Leituras foram realizadas após 72 horas de exposição à temperatura de  $28 \pm 1^\circ\text{C}$ . Lote utilizado: 131. Marca: Fleischmann Royal.

	T0	T3	T5	T15	T30	T40
Viabilidade (%)	89,54 ± 0,49	-	91,59 ± 0,00	-	-	82,42 ± 2,08
<b>Mortalidade (%)</b>	<b>2,55 ± 0,54</b>	-	<b>0,35 ± 0,00</b>	-	-	<b>10,33 ± 2,26</b>

Tabela 34: Mortalidade (%) e desvio padrão para *S. cerevisiae* ao processo de eletrólise para mistura dos corantes Acid Blue 40 e Acid Red 151. Concentrações de sais: 2,00 g/L de cloreto de sódio e 0,26 g/L de carbonato de sódio. Leituras foram realizadas após 72 horas de exposição à temperatura de  $28 \pm 1^\circ\text{C}$ . Lote utilizado: 131. Marca: Fleischmann Royal.

	T0	T3	T5	T15	T30	T40
Viabilidade (%)	93,71 ± 1,75	95,36 ± 0,57	95,47 ± 0,38	94,59 ± 3,90	73,18 ± 3,90	58,20 ± 1,88
<b>Mortalidade (%)</b>	<b>4,18 ± 1,79</b>	<b>2,48 ± 0,59</b>	<b>2,37 ± 0,39</b>	<b>3,27 ± 0,70</b>	<b>25,17 ± 3,99</b>	<b>40,48 ± 1,92</b>

Tabela 35: Índice de Mortalidade e desvio padrão para *A. salina* ao processo de eletrólise para mistura dos corantes Acid Blue 40 e Acid Red 151. Concentrações de sais: 10,00 g/L de cloreto de sódio e 1,32 g/L de carbonato de sódio. Leituras foram realizadas após 48 horas de exposição à temperatura de  $28 \pm 1^\circ\text{C}$ .

	T0	T3	T5	T15	T30	T40
Tempo	48 h	48 h	48 h	48 h	48 h	48 h
<b>Mortalidade (%)</b>	<b>0,00</b>	<b>0,00</b>	<b>0,00</b>	<b>0,00</b>	<b>3,33 ± 0,58</b>	<b>6,67 ± 0,58</b>

Tabela 36: Índice de germinação e desvio padrão para a semente de alface, *L. sativa*, para o processo de eletrólise com mistura dos corantes Acid Blue 40 e Acid Red 151. Concentrações de sais: 2,00 g/L de cloreto de sódio e 0,26 g/L de carbonato de sódio. Leituras foram realizadas após 72 horas de exposição à temperatura de  $20 \pm 1^\circ\text{C}$ . Lote utilizado: 32135-S2. Marca: ISLA

	T0	T3	T5	T15	T30	T40
Germinação Relativa (%)	91,67 ± 7,64	96,67 ± 5,77	95,00 ± 0,00	98,33 ± 2,89	93,33 ± 2,89	96,67 ± 5,77
Elongação Radicular (%)	85,44 ± 5,19	81,51 ± 6,67	81,80 ± 4,08	64,12 ± 3,84	48,55 ± 4,55	57,96 ± 3,55
<b>Índice de Germinação (%)</b>	<b>78,13 ± 4,47</b>	<b>78,56 ± 3,01</b>	<b>77,71 ± 3,87</b>	<b>63,06 ± 4,41</b>	<b>45,22 ± 2,78</b>	<b>56,06 ± 5,21</b>



Tabela 37: Índice de germinação e desvio padrão para a semente de rúcula, *E. sativa*, para o processo de eletrólise com mistura dos corantes Acid Blue 40 e Acid Red 151. Concentrações de sais: 2,00 g/L de cloreto de sódio e 0,26 g/L de carbonato de sódio. Leituras foram realizadas após 72 horas de exposição à temperatura de  $20 \pm 1^\circ\text{C}$ . Lote utilizado: 32791-S2. Marca: ISLA

	T0	T3	T5	T15	T30	T40
Germinação Relativa (%)	110,00 $\pm$ 3,46	106,00 $\pm$ 6,93	94,00 $\pm$ 3,46	96,00 $\pm$ 3,46	106,00 $\pm$ 9,17	102,00 $\pm$ 6,00
Elongação Radicular (%)	48,68 $\pm$ 3,96	70,52 $\pm$ 8,56	91,52 $\pm$ 2,66	68,40 $\pm$ 3,39	65,93 $\pm$ 6,75	55,35 $\pm$ 1,53
<b>Índice de Germinação (%)</b>	<b>53,64 <math>\pm</math> 6,12</b>	<b>74,44 <math>\pm</math> 5,98</b>	<b>86,09 <math>\pm</math> 5,62</b>	<b>65,66 <math>\pm</math> 3,26</b>	<b>69,48 <math>\pm</math> 1,75</b>	<b>56,50 <math>\pm</math> 4,45</b>

Tabela 38: Índice de germinação e desvio padrão para a semente de pepino, *C. sativus*, para o processo de eletrólise com mistura dos corantes Acid Blue 40 e Acid Red 151. Concentrações de sais: 2,00 g/L de cloreto de sódio e 0,26 g/L de carbonato de sódio. Leituras foram realizadas após 72 horas de exposição à temperatura de  $20 \pm 1^\circ\text{C}$ . Lote utilizado: 32486-S2. Marca: ISLA

	T0	T3	T5	T15	T30	T40
Germinação Relativa (%)	93,33 $\pm$ 6,67	95,56 $\pm$ 3,85	106,67 $\pm$ 6,67	82,22 $\pm$ 7,70	86,67 $\pm$ 6,67	80,00 $\pm$ 6,67
Elongação Radicular (%)	81,98 $\pm$ 9,78	79,25 $\pm$ 4,53	95,60 $\pm$ 7,34	95,60 $\pm$ 7,34	79,66 $\pm$ 3,80	51,63 $\pm$ 7,93
<b>Índice de Germinação (%)</b>	<b>76,03 <math>\pm</math> 4,55</b>	<b>75,70 <math>\pm</math> 4,40</b>	<b>73,68 <math>\pm</math> 4,40</b>	<b>77,72 <math>\pm</math> 6,14</b>	<b>68,97 <math>\pm</math> 4,98</b>	<b>41,38 <math>\pm</math> 7,62</b>

Tabela 39: Mortalidade (%) e desvio padrão para *S. cerevisiae* ao processo de eletrólise para mistura dos corantes Acid Blue 40 e Acid Red 151. Concentrações de sais: 2,00 g/L de cloreto de sódio e 0,26 g/L de carbonato de sódio. Leituras foram realizadas após 72 horas de exposição à temperatura de  $28 \pm 1^\circ\text{C}$ . Lote utilizado: 131. Marca: Fleischmann Royal.

	T0	T3	T5	T15	T30	T40
Viabilidade (%)	93,59 $\pm$ 0,58	95,23 $\pm$ 0,58	94,47 $\pm$ 0,58	91,46 $\pm$ 0,22	92,71 $\pm$ 0,65	94,10 $\pm$ 0,22
<b>Mortalidade (%)</b>	<b>3,12 <math>\pm</math> 0,60</b>	<b>1,43 <math>\pm</math> 0,60</b>	<b>2,21 <math>\pm</math> 0,60</b>	<b>5,53 <math>\pm</math> 0,23</b>	<b>4,03 <math>\pm</math> 0,68</b>	<b>2,60 <math>\pm</math> 0,23</b>

Tabela 40: Índice de Mortalidade e desvio padrão para *A. salina* ao processo de eletrólise para mistura dos corantes Acid Blue 40 e Acid Red 151. Concentrações de sais: 2,00 g/L de cloreto de sódio e 0,26 g/L de carbonato de sódio. Leituras foram realizadas após 48 horas de exposição à temperatura de  $28 \pm 1^\circ\text{C}$ .

	T0	T3	T5	T15	T30	T40
Tempo	48 h	48 h	48 h	48 h	48 h	48 h
<b>Mortalidade (%)</b>	<b>0,00</b>	<b>0,00</b>	<b>0,00</b>	<b>0,00</b>	<b>0,00</b>	<b>3,33 <math>\pm</math> 0,58</b>