

**JULIANA ARAUJO LEITE**

RESGATE VEGETATIVO E SELEÇÃO DE GENÓTIPOS DE *Schinus terebinthifolia*  
Raddi RESPONSIVOS AO ENRAIZAMENTO ADVENTÍCIO

RECIFE

Pernambuco - Brasil

Janeiro - 2023

JULIANA ARAUJO LEITE

RESGATE VEGETATIVO E SELEÇÃO DE GENÓTIPOS DE *Schinus terebinthifolia*  
Raddi RESPONSIVOS AO ENRAIZAMENTO ADVENTÍCIO

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Ciências Florestais da Universidade Federal Rural de Pernambuco, para obtenção do título de Mestre em Ciências Florestais, Área de Concentração: Ciências Florestais.

**Orientador:** Prof. Dr Ricardo Gallo

**Coorientadora:** Profa. Dra. Eliane Cristina Sampaio de Freitas

RECIFE

Pernambuco - Brasil

Fevereiro - 2023

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação  
Universidade Federal Rural de Pernambuco  
Sistema Integrado de Bibliotecas  
Gerada automaticamente, mediante os dados fornecidos pelo(a) autor(a)

---

L533r Leite, Juliana Araújo  
Resgate vegetativo e seleção de genótipos de *Schinus terebinthifolia* Raddi responsivos ao enraizamento adventício /  
Juliana Araújo Leite. - 2023.  
85 f. : il.

Orientador: Ricardo Gallo.  
Coorientadora: Eliane Cristina Sampaio de Freitas.  
Inclui referências e apêndice(s).

Dissertação (Mestrado) - Universidade Federal Rural de Pernambuco, Programa de Pós-Graduação em Ciências Florestais, Recife, 2023.

1. Alporquia. 2. Estaquia. 3. Herdabilidade. 4. Parâmetros genéticos. 5. Propagação vegetativa. I. Gallo, Ricardo, orient. II. Freitas, Eliane Cristina Sampaio de, coorient. III. Título

CDD 634.9

---

## **Agradecimentos**

Agradeço a Deus por se fazer presente na minha vida, por toda força para seguir com o meu sonho, por não me deixar desanimar e me ajudar a vencer todas as dificuldades diárias durante os dois anos de pós-graduação.

A minha mãe, Maria de Fatima Leite da Silva e minha irmã, Juliene Leite Araújo, por todo apoio nas minhas decisões e todo incentivo.

Aos amigos que Recife me deu, Alinny, Carlos, Denis, Mayara e Ricardo por estarem comigo em todos os momentos de desespero, felicidade e loucuras. Obrigada pela experiencia louca que foi conviver com vocês.

À Ranielle Martins, pela amizade, paciência, compreensão e, principalmente, por cada vídeo chamada. Obrigada por compreender meus sumiços e loucuras, Rany.

Aos docentes do Departamento de Ciências Florestais, por todo conhecimento repassado e contribuição para minha formação acadêmica.

Ao meu orientador Ricardo Gallo, pela oportunidade e trabalhos confiados, pela paciência, orientação impecável e tantos conhecimentos repassados.

A todos do grupo de pesquisa PROPAGAR e Laboratório de Análises de Sementes Florestais, por toda ajuda e suporte prestado durante a pesquisa e demais trabalhos.

A CAPES, pela ajuda financeira com a concessão da bolsa.

O meu obrigada a todos aqueles que de alguma forma contribuíram ou fizeram parte dessa caminhada, em especial aos meus velhos amigos Erika e Jaílson, e aqueles que de alguma forma tentaram me fazer desistir.

## SUMÁRIO

|   |           |
|---|-----------|
| <b>1. INTRODUÇÃO GERAL .....</b>  | <b>12</b> |
| <b>2. REVISÃO DE LITERATURA.....</b>  | <b>16</b> |
| 2.1. <i>Schinus terebinthifolia</i> Raddi .....   | 16        |
| 2.2. Seleção de genótipos .....   | 19        |
| 2.3. Resgate vegetativo e propagação vegetativa .....   | 21        |
| 2.3.1 Técnicas alternativas para resgate vegetativo .....   | 24        |
| 2.3.1.1 Estaquia .....  | 24        |
| 2.3.1.2 Resgate por galhos podados .....  | 25        |
| 2.3.1.3 Alporquia .....   | 26        |
| <b>3. MATERIAL E MÉTODOS .....</b>  | <b>28</b> |
| 3.1. Local de coleta e condução do estudo .....   | 28        |
| 3.2. Experimento 1: Resgate por estaquia .....  | 29        |
| 3.3. Experimento 2: Resgate por galho .....   | 31        |
| 3.3.1 Miniestaquia .....  | 33        |
| 3.4. Experimento 3: Resgate por alporquia .....   | 34        |
| 3.5. Estimativas de parâmetros genético utilizados no resgate vegetativo pela técnica estaquia e galhos podados .....             | 38        |
| 3.5.1 Modelo genético e estatístico de genótipos submetidos ao resgate de estacas e galhos em diferentes ambientes .....          | 38        |
| 3.5.2 Modelo genético e estatístico de genótipos submetidos ao resgate de estacas em pleno sol no enraizamento adventício .....   | 40        |
| 3.6. Estabelecimento e condução de minijardim clonal de mudas seminais .....  | 42        |
| <b>4. RESULTADOS E DISCUSSÃO .....</b>  | <b>43</b> |
| 4.1. Resgate vegetativo de estacas em árvores adultas .....   | 43        |
| 4.2 Resgate vegetativo de galhos em arvores adultas .....   | 46        |
| 4.2.4 Miniestaquia .....  | 49        |
| 4.3 Resgate vegetativo de alporques em arvores adultas .....  | 51        |
| 4.3.1 Coleta dos alporques em campo .....   | 51        |
| 4.3.2 Avaliação do minijardim formado com alporques resgatados de matrizes adultas de <i>S. terebinthifolia</i> .....             | 56        |
| 4.4 Parâmetros genéticos dos genótipos a diferentes técnicas de resgate vegetativo .....  | 58        |
| 4.4.1 Responsividade dos genótipos a técnica de estaquia em diferentes ambientes .....  | 58        |
| 4.4.1.2 Rank dos genótipos resgatados por estaquia quanto a estabilidade e adaptabilidade diferentes ambientes de aclimação ..... | 60        |

|   |           |
|---|-----------|
| 4.4.1.3 Componentes da variância para avaliação de mudas clonadas pela técnica estaquia .....               | 61        |
| 4.4.2 Responsividade dos genótipos a técnica de galhos podados .....  | 62        |
| 4.4.2.1 Responsividade dos genótipos a técnica de resgate por galhos podados em diferentes ambientes .....  | 62        |
| 4.4.2.3 Rank dos genótipos quanto a estabilidade e adaptabilidade diferentes ambientes de aclimatação ..... | 64        |
| 4.5 Minijardim clonal de mudas seminais .....   | 65        |
| <b>5. CONCLUSÕES.....</b>   | <b>68</b> |
| <b>REFERÊNCIAS .....</b>  | <b>69</b> |
| <b>APÊNDICES .....</b>  | <b>83</b> |

## LISTA DE TABELAS

### 3. MATERIAL E MÉTODOS.....29

**Tabela 1.** Localização das matrizes de *Schinus terebinthifolia* Raddi utilizadas no resgate de estaquia e galhos podados.....29

**Tabela 2:** Valores referentes ao diâmetro (mm) e comprimento (cm) médio dos galhos destacados de matrizes adultas de *Schinus terebinthifolia* Raddi.....33

**Tabela 3:** Valores referentes ao diâmetro médio (mm) e altura média (m) e seus respectivos desvios padrão dos galhos em que foram realizado o resgate por alporquia nas matrizes adultas de *Schinus terebinthifolia* Raddi.....36

**Tabela 4:** Descrição dos tratamentos e suas respectivas siglas que foram utilizadas para realização do resgate por alporquia nas matrizes adultas de *Schinus terebinthifolia* Raddi.....37

**Tabela 5:** Análise química da terra de subsolo utilizada para plantio dos alporques *Schinus terebinthifolia* Raddi (Laboratório de Química Ambiental dos Solos do Departamento de Agronomia – UFRPE).....38

### 4. RESULTADOS E DISCUSSÃO.....45

**Tabela 6.** Médias da sobrevivência dos galhos que foram anelados aos 45 dias após estabelecimento dos alporques em matrizes de *Schinus terebinthifolia* Raddi quanto as matrizes e interação Matriz x AIB pelo teste de Tukey a 5 % de significância.....55

**Tabela 7.** Médias do enraizamento dos alporques aos 45 dias após o estabelecimento em matrizes de *Schinus terebinthifolia* Raddi com interação Matriz x AIB pelo teste de Tukey ao nível de 5 % de significância.....56

**Tabela 8.** Médias da presença de calo nos alporques aos 45 dias após o estabelecimento em matrizes de *Schinus terebinthifolia* Raddi com interação Matriz x Cor da embalagem pelo teste de Tukey ao nível de 5 % de significância.....56

**Tabela 9.** Médias da presença de calo nos alporques aos 45 dias após anelamento dos galhos em matrizes de *Schinus terebinthifolia* Raddi quanto a interação Matriz x AIB pelo teste de Tukey a 5 % de significância.....57

**Tabela 10.** Médias do volume de raízes aos 85 dias após estabelecimento do minijardim formado dos alporques resgatados de matrizes de *Schinus terebinthifolia* Raddi quanto a interação Matriz x AIB pelo teste de Tukey a 5% de significância.....60

**Tabela 11.** Componentes da variância estacas de *Schinus terebinthifolia* Raddi submetidos a diferentes ambientes para as variáveis P.B (Presença de brotos), S (Sobrevivência) e R.F.T (Raiz no fundo do tubete).....62

**Tabela 12.** Componentes da variância para estacas de *Schinus terebinthifolia* Raddi para as variáveis: V.R (Volume de raiz), T.B (Tamanho do broto), N.F. (Numero de

folhas), R (Enraizamento), M.M.S.R (Massa de matéria seca das raízes), M.M.S.P.A (Massa de matéria seca da parte aérea) e A.F (Area foliar).....63

**Tabela 13:** Estabilidade e adaptabilidade dos valores genotípicos de estacas de *Schinus terebinthifolia* Raddi para os caracteres P.B. (Presença de broto), S. (Sobrevivência) e R. (enraizamento).....65

**Tabela 14.** Estimativa de parâmetros genéticos para Número de brotos, Sobrevivência e Tamanho dos brotos em galhos podados de *Schinus terebinthifolia* Raddi submetidos a diferentes ambientes.....66

**Tabela 15:** Estabilidade e adaptabilidade dos valores genotípicos de galhos podados de *Schinus terebinthifolia* Raddi para os caracteres N.B. (Número de broto) e S. (Sobrevivência).....67

**Tabela 16.** Médias do tamanho das brotações das minicepas em minijardim clonal formado com mudas seminais de *Schinus terebinthifolia* Raddi quanto a interação dos fatores Matriz x Coleta pelo teste de Scott Knott a 5% de significância.....70

## LISTA DE FIGURAS

### 3. MATERIAL E MÉTODOS.....29

**Figura 1:** Estacas de matrizes adultas de *Schinus terebinthifolia* Raddi; (A) Estaca confeccionada com dois pares de folhas e dois folíolos reduzidos à metade, (B) estacas prontas imersas em AIB.....31

**Figura 2:** Folhas de diferentes tamanhos de *Schinus terebinthifolia*, Raddi utilizadas para a determinação da área foliar em software ImageJ; (A) folhas completas de uma estaca com fundo contrastante e régua graduada para determinação da escala em centímetros, (B) folhas com contraste aplicado e interface do software ImageJ utilizado para determinação de área foliar.....32

**Figura 3:** Galhos destacados de matrizes adultas de *Schinus terebinthifolia* Raddi; (A) aplicação de parafina nas extremidades dos galhos, (B) galhos prontos para entra em casa de vegetação e (C) galhos acondicionados em vasos plásticos.....33

**Figura 4:** Galhos destacados de matrizes adultas de *Schinus terebinthifolia* Raddi; (A) avaliação dos tamanhos das brotações com auxílio de régua graduada, (B) mudança dos galhos para pleno sol em canteiros preenchidos com areia.....34

**Figura 5:** Localização das matrizes de *Schinus terebinthifolia* Raddi utilizadas para resgate pela técnica alporquia.....35

**Figura 6:** Etapas do resgate vegetativo por alporquia de matrizes adultas de *Schinus terebinthifolia* Raddi; (A) galho com anelamento, (B) aplicação de AIB no galho anelado com pincel; (C) matriz com alporques instalados; (D) alporques recolhidos aos 45 dias para avaliação; (E) formação do minijardim clonal com os alporques enraizados; (F) minicepa aos 65 dias.....36

**Figura 7:** Resgate vegetativo por alporquia de matrizes adultas de *Schinus terebinthifolia* Raddi; (A) escala de notas para formação de raízes, sem resultados (0), baixa produção de raízes, com até 4 raízes formadas (1), média produção de raízes, raízes envolvendo parte considerável do substrato (2), alta produção de raízes, envolvendo todo o substrato (3); (B) Escala de classificação de produção de calo (A), sem resultados (0), baixa produção de calos (1), média produção de calos (2), alta produção de calos (3).....38

**Figura 8:** Notas ao enraizamento em minicepas formadas a partir de resgate vegetativo por alporquia em matrizes adultas de *Schinus terebinthifolia* Raddi; (0) nenhuma raiz emitida; (1) pouca emissão de raízes; (2) formação média de raízes e com raízes curtas; (3) muitas raízes emitidas e com raízes extensas.....39

### 4. RESULTADOS E DISCUSSÃO.....45

**Figura 9:** Agrupamento de médias da variável Sobrevivência em estacas de matrizes adultas de *Schinus terebinthifolia* Raddi na saída dos ambientes casa de vegetação, casa de sombra e pleno sol aos 60, 120 e 180 dias após resgate, respectivamente, pelo teste de Scott-Knott a 5 % de significância.....44

|  |    |
|--|----|
| <b>Figura 10:</b> Agrupamento de médias da variável Presença de broto em estacas de matrizes adultas de <i>Schinus terebinthifolia</i> Raddi na saída dos ambientes casa de vegetação, casa de sombra e pleno sol aos 60, 120 e 180 dias após resgate, respectivamente, pelo teste de Scott-Knott a 5 % de significância.....          | 45 |
| <b>Figura 11:</b> Agrupamento de médias da variável Presença de raiz em estacas de matrizes adultas de <i>Schinus terebinthifolia</i> Raddi na saída dos ambientes casa de vegetação e casa de sombra aos 60 e 120 dias após resgate, respectivamente, pelo teste de Scott-Knott a 5 % de significância.....                           | 46 |
| <b>Figura 12:</b> Agrupamento de médias da variável Sobrevivência em galhos destacados de matrizes adultas de <i>Schinus terebinthifolia</i> Raddi na saída dos ambientes casa de vegetação, casa de sombra e pleno sol aos 30, 120 e 180 dias após resgate, respectivamente, pelo teste de Scott-Knott a 5 % de significância.....    | 49 |
| <b>Figura 13:</b> Agrupamento de médias da variável Número de brotos em galhos destacados de matrizes adultas de <i>Schinus terebinthifolia</i> Raddi na saída dos ambientes casa de vegetação, casa de sombra e pleno sol aos 30, 120 e 180 dias após resgate, respectivamente, pelo teste de Scott-Knott a 5 % de significância..... | 50 |
| <b>Figura 14:</b> Agrupamento de médias da variável Tamanho dos brotos emitidos em galhos destacados de matrizes adultas de <i>Schinus terebinthifolia</i> Raddi na saída do ambiente pleno sol aos 180 dias após resgate, respectivamente, pelo teste de Scott-Knott a 5 % de significância.....                                      | 51 |
| <b>Figura 15:</b> Médias da massa de matéria seca das raízes (M.M.S.R. - g) de miniestacas advindas de brotações de galhos resgatados em matrizes de <i>Schinus terebinthifolia</i> Raddi pelo teste de Tukey a 5 % de significância.....  | 53 |
| <b>Figura 16:</b> Médias da sobrevivência dos galhos quanto as diferentes concentrações Acido indolbutirico; enraizamento e quanto as matrizes; presença de calo quanto as matrizes aos 45 dias após estabelecimento dos alporques em matrizes de <i>Schinus terebinthifolia</i> Raddi pelo teste de Tukey a 5 %.....                  | 54 |
| <b>Figura 17:</b> Frequência das notas dadas para a formação de raízes e calos nos alporques resgatados de matrizes de <i>Schinus terebinthifolia</i> Raddi.....   | 58 |
| <b>Figura 18:</b> Médias do tamanho dos brotos (cm); número de brotos e; massa de matéria seca das raízes (g) quanto as matrizes aos 85 dias após estabelecimento do minijardim formado dos alporques resgatados de matrizes de <i>Schinus terebinthifolia</i> Raddi pelo teste de Tukey a 5% de significância.....                    | 60 |
| <b>Figura 19.</b> Número de brotos em relação aos efeitos de matriz e coletas a cada 30 dias e; número de miniestacas em relação ao efeito coleta, em minicepas de <i>Schinus terenbinthifolia</i> Raddi pelo teste de média Scott-Knott a 5 % de significância.....   | 68 |

JULIANA, ARAUJO LEITE, **RESGATE VEGETATIVO E SELEÇÃO DE GENÓTIPOS DE *Schinus terebinthifolia* Raddi RESPONSIVOS AO ENRAIZAMENTO ADVENTÍCIO**. Orientador: Ricardo Gallo. Coorientadora: Eliane Cristina Sampaio de Freitas.

## RESUMO

O manejo insustentável de populações florestais nativas pode levar à endogamia, doenças e redução da produtividade. Por isso, é importante identificar matrizes e progênes que sejam representativas da variabilidade genética e que melhor se adaptem ao ambiente. As diferentes formas como as plantas respondem à interação genótipo x ambiente torna essencial o estudo dessa interação em programas de melhoramento genético. A propagação vegetativa é uma opção que permite a propagação de genótipos selecionados. Existem diversos fatores atrelados ao resgate vegetativo e seleção de genótipos que sejam aptos a propagação vegetativa, dentre eles, facilidade de enraizamento e uso de ambientes controlados. A definição destes fatores são importantes para o melhoramento genético de *Schinus terebinthifolia*. Assim, objetivou-se, neste estudo, resgatar e selecionar genótipos de *S. terebinthifolia* responsivos ao enraizamento adventício em diferentes técnicas de resgate e propagação via miniestaquia sob diferentes ambientes de enraizamento. Foram selecionadas 10 matrizes adultas de *S. terebinthifolia* em população natural, localizada no município de Goiana, Pernambuco, Brasil. Destas matrizes foram coletadas estacas da base da copa (Experimento 1) e galhos (Experimento 2), sendo conduzidas ao Laboratório de Análises de Sementes (LASF) do departamento de Ciências Florestais da Universidade Federal Rural de Pernambuco, no município de Recife, PE. Foram confeccionadas estacas com 6 cm de comprimento (14 estacas por matriz) e imersão em solução de AIB, e selagem das extremidades dos galhos com parafina (10 galhos por matriz). Em seguida, o material vegetativo foi levado ao viveiro florestal passando por três ambientes: casa de vegetação, casa de sombra e plano sol. No experimento 3 foram selecionadas 3 árvores matrizes na UFRPE e aplicado a técnica alporquia, testando 3 concentrações de AIB (0, 2500 e 5000 mg L<sup>-1</sup>) e 4 cores de embalagens para os alporques (azul, vermelho, preto e transparente). Foi realizado o anelamento em ramos da copa, envolvidos com substrato, cada combinação com 3 repetições, um total de 36 alporques por matriz. O experimento 1 foi avaliado em: presença de brotos e raiz, sobrevivência, tamanho dos brotos, número de folhas, massa de matéria seca das raízes e parte aérea e área foliar. O experimento 2 foi avaliado em número e tamanho das brotações e sobrevivência. Já o experimento 3 em sobrevivência, presença de calo e raiz, e após o resgate e plantio dos alporques vivos, foi avaliado em número e tamanho de brotos, massa de matéria seca da parte aérea e raiz. O estudo mostrou que a espécie *Schinus terebinthifolia* tem potencial para propagação vegetativa de genótipos adultos através de técnicas como estaquia, galhos podados e alporquia. Os genótipos 7, 4 e 10 apresentaram melhores desempenhos em resgates por estaquia e galhos, mostrando que a interação genótipo x ambiente não influenciou o comportamento das mudas. É possível selecionar genótipos que apresentam respostas favoráveis à produção de mudas clonais e tolerância à poda, o que é útil para cultivo comercial. No entanto, são necessários mais estudos para avaliar a viabilidade econômica da produção em larga escala.

**Palavras-chave:** alporquia, estaquia, herdabilidade, parâmetros genéticos, propagação vegetativa.

LEITE, JULIANA ARAÚJO. **VEGETATIVE RESCUE AND SELECTION OF *Schinus terebinthifolia* Raddi GENOTYPES RESPONSIVE TO ADVENTIC ROOTING.** 2022. Advisor: Ricardo Gallo. Co-advisor: Eliane Cristina Sampaio de Freitas.

### ABSTRACT

The unsustainable management of native forest populations can lead to inbreeding, diseases, and reduced productivity. Therefore, it is important to identify matrices and progenies that are representative of genetic variability and that best adapt to the environment. The different ways in which plants respond to the genotype x environment interaction make it essential to study this interaction in genetic improvement programs. Vegetative propagation is an option that allows the propagation of selected genotypes. There are several factors related to vegetative rescue and selection of genotypes that are capable of vegetative propagation, including ease of rooting and use of controlled environments. The definition of these factors is important for the genetic improvement of *Schinus terebinthifolia*. Thus, the objective of this study was to rescue and select genotypes of *S. terebinthifolia* responsive to adventitious rooting in different rescue and propagation techniques via mini-cutting under different rooting environments. Ten adult matrices of *S. terebinthifolia* were selected from a natural population located in the municipality of Goiana, Pernambuco, Brazil. From these matrices, cuttings were collected from the base of the crown (Experiment 1) and branches (Experiment 2), and taken to the Seed Analysis Laboratory (LASF) of the Department of Forestry Sciences of the Federal Rural University of Pernambuco, in the municipality of Recife, PE. Cuttings were made with 6 cm in length (14 cuttings per matrix) and immersed in AIB solution, and sealing the ends of the branches with paraffin (10 branches per matrix). Next, the vegetative material was taken to the forest nursery, passing through three environments: greenhouse, shade house, and open sun. In experiment 3, 3 matrix trees were selected at UFRPE and the air layering technique was applied, testing 3 concentrations of AIB (0, 2500, and 5000 mg L<sup>-1</sup>) and 4 colors of packaging for the air layers (blue, red, black, and transparent). The crown branches were ringed, wrapped with substrate, each combination with 3 repetitions, a total of 36 air layers per matrix. Experiment 1 was evaluated for presence of shoots and roots, survival, shoot size, number of leaves, dry matter mass of roots and shoots, and leaf area. Experiment 2 was evaluated for number and size of shoots and survival. Experiment 3 was evaluated for survival, presence of callus and roots, and after the rescue and planting of living air layers, was evaluated for number and size of shoots, dry matter mass of shoot and root. The study showed that the species *Schinus terebinthifolia* has potential for vegetative propagation of adult genotypes through techniques such as cutting, pruned branches, and air layering. Genotypes 7, 4, and 10 showed better performances in rescues by cutting and branches, indicating that the genotype x environment interaction did not influence the behavior of the seedlings. It is possible to select genotypes that show favorable responses to the production of clonal seedlings and tolerance to pruning, which is useful for commercial cultivation. However, more studies are needed to evaluate the economic viability of large-scale production.

**Keywords:** air layering, cuttings, heritability, genetic parameters, vegetative propagation.

## 1. INTRODUÇÃO GERAL

A espécie *Schinus terebinthifolia* Raddi conhecida popularmente como aroeira, aroeira-da-praia, aroeira-do-brejo, aroeira-do-campo, aroeira-mansa, aroeira-pimenteira, aroeira-vermelha, pertence à família Anacardiaceae, sendo uma espécie nativa do Brasil, não endêmica e com ampla distribuição geográfica (GRISSI, 2010; CORADIN; CAMILLO; PAREYN, 2018; SILVA-LUZ et al., 2020).

A aroeira-vermelha possui múltiplos usos, sendo utilizados, frutos, cascas e folhas. Seus frutos têm ampla utilização como condimento, as folhas e cascas na medicina popular e a madeira como moirões, além de ser utilizada na arborização urbana e recuperação de áreas degradadas (ANDRADE; BOARETTO, 2012; MAIA et al., 2021).

Apesar da vasta utilização dos frutos da aroeira-vermelha, uma parte considerável da produção do fruto é obtida de exploração extrativista em populações naturais, realizada de forma coletiva pelas comunidades locais (NEVES et al., 2016). Existem cultivos para a produção dos frutos, mas o extrativismo sem manejo sustentável é superior, e esta extração desordenada faz com que se tenha menor quantidade de sementes ao solo, comprometendo a perpetuação e diversidade genética da espécie naturalmente (CARVALHO et al., 2013).

Com esta exploração sem manejo adequado, as áreas com populações naturais da espécie podem ser reduzidas, ocasionando isolamentos de indivíduos ou populações e desta forma, o cessamento dos processos ecológicos, acarretando até mesmo uma futura impossibilidade do extrativismo da espécie (CORADIN; CAMILLO; PAREYN, 2018).

O manejo insustentável das populações florestais nativas pode ter impactos negativos nas atividades extrativistas e na diversidade genética, levando à endogamia, doenças e redução da produtividade (BATISTA et al., 2012; NEVES et al., 2016). Portanto, é importante quantificar a variabilidade genética dessas populações e identificar matrizes e suas progênes que sejam representativas da variabilidade genética (MORAES et al., 2020) e que melhor se adaptem às adversidades ambientais (ANDRADE et al., 2020).

Uma forma amplamente utilizada para conhecer a variabilidade genética é por meio do teste de procedência e progênie, permitindo a seleção dos indivíduos mais adequados para as condições locais e estabelecendo parâmetros genéticos como variância genética e herdabilidade (MENEGATTI et al., 2016). Esses parâmetros são cruciais para

a seleção de genótipos superiores (MORAES et al., 2015), para fins de conservação ou melhoramento florestal (DUARTE et al., 2012).

O genótipo é construído ao longo do tempo, por seleção natural ou processos evolutivos e pode ainda variar a expressão do fenótipo com as mudanças nas condições ambientais (MORAIS et al., 2010). Diante disso, o genótipo de um indivíduo, o ambiente, e as interações entre estes controlam o fenótipo, o que permite, por exemplo, um genótipo ter características superiores em determinado local e inferiores em outro (LI et al., 2017).

As diferentes formas como as plantas respondem a interação do genótipo x ambiente torna essencial o estudo dessa interação em programas de melhoramento genético (ROCHA et al., 2016).

Assim, ao ter conhecimento sobre o comportamento da espécie frente as adversidades ambientais, será possível definir um sistema de propagação para a finalidade desejável com informações de manejo adequado e mais eficiente (DELGADO et al., 2017; BONAMIGO et al., 2016).

Quanto as formas de propagação, as espécies nativas em sua maioria são naturalmente propagadas via seminal. Entretanto, diversos fatores podem prejudicar a produção de mudas, seja por fatores determinantes da própria espécie, produção irregular de sementes, falta de conhecimento sobre período de maturação dos frutos, entre outros. Diante disso, surge a opção da propagação vegetativa, que permite a propagação de genótipos selecionados (DIAS et al., 2012).

Para produzir mudas clonais, a primeira etapa é a seleção do material de interesse, em espécies nativas, geralmente é realizada em matrizes adultas com base em características fenotípicas relevantes para o objetivo ao qual a espécie será destinada. Em seguida, técnicas de resgate vegetativo adequadas devem ser avaliadas para posterior multiplicação clonal, como resgate por galhos podados, enxertia e estaquia. Essas técnicas não produzem materiais com alto índice enraizamento devido à maturidade. Portanto, é necessário reverter a juvenilidade (ALFENAS et al., 2009; XAVIER; WENDLING; SILVA, 2021).

As técnicas de propagação vegetativa constituem como alternativa para a propagação de espécies nativas, com destaque para a miniestaquia. Esta técnica consiste na utilização de brotações de mudas propagadas por via seminal ou pelo método de estaquia convencional como fonte dos propágulos (DIAS et al., 2012; DIÓGENES et al., 2013), no qual estas mudas são decepadas originando uma minicepa, e o conjunto de minicepas formam um minijardim clonal (XAVIER; WENDLING; SILVA, 2021).

O processo de decepa tem o objetivo de estimular brotações pela superação de dormência apical, e estas brotações são denominadas minietacas, que serão confeccionadas (removidas) e colocadas para enraizar, formando uma nova muda. A produtividade das minicepas variam de acordo com a espécie, época de coleta, bem como o ambiente de enraizamento (FERRIANI et al., 2010). Para o sucesso da técnica da miniestaquia, torna-se crucial alguns fatores, como a produtividade do minijardim e a formação de raízes adventícias destas (PIMENTEL et al., 2019).

Existem estudos de propagação vegetativa para a espécie *Schinus terebinthifolia*. Dentre eles, Holanda et al. (2012), avaliaram a técnica de estaquia sob diferentes concentrações de ácido indolbutírico em 0, 2500 e 5000 mg L<sup>-1</sup>. Santos et al. (2019), testaram o efeito do número de folhas e uso de bokashi na brotação e os custos de produção de mudas de pimenteira rosa por estaquia caular. Mendes et al. (2020), avaliaram o desenvolvimento vegetativo e reprodutivo de mudas de árvores enxertadas tratadas com paclobutrazol (PBZ) e, cultivadas em casa de vegetação e ao ar livre pela técnica enxertia. Todos esses trabalhos mostraram o potencial da espécie para a propagação vegetativa, mas são necessárias mais pesquisas para entender melhor o desempenho da espécie.

Existem diversos fatores atrelados ao resgate vegetativo e seleção de genótipos que sejam aptos a propagação vegetativa e importantes para o melhoramento genético desta espécie. Pode-se destacar o conhecimento das interações entre genótipos e ambientes para maximização do enraizamento adventício das estacas; a verificação da adaptabilidade da espécie ao enraizamento adventício; a formação de novas brotações e a tolerância a poda; e a utilização de técnicas de resgate que proporcionem uma efetiva propagação vegetativa, com a formação de mudas de qualidade.

Diante do exposto, levantam-se as seguintes hipóteses: i) a interação genótipos x ambientes influencia o comportamento de estacas e galhos podados de *Schinus terebinthifolia*; ii) Existem genótipos de *Schinus terebinthifolia* que são mais adaptáveis ao enraizamento adventício e a produção de brotos quando submetidos as diferentes técnicas de resgate vegetativo; iii) Existe diferença entre genótipos mais produtivos na formação de brotos e mais tolerantes à poda; e iv) Há possibilidade de seleção de genótipos com ganho para enraizamento adventício submetidos à técnica de estaquia.

Com base nessas hipóteses, o projeto teve como objetivo geral resgatar e selecionar genótipos de *Schinus terebinthifolia* que sejam responsivos ao enraizamento

adventício, utilizando diferentes técnicas de resgate e propagação vegetativo via miniestaquia, em ambientes de enraizamento.

Além disso, os seguintes objetivos específicos: testar três técnicas de resgate vegetativo (alporquia, galhos podados e estaquia) em matrizes adultas de *Schinus terebinthifolia*; estabelecer e avaliar a produtividade de um minijardim clonal de genótipos propagados via seminal; avaliar o enraizamento de estacas de *Schinus terebinthifolia*, de acordo com o genótipo da planta matriz associado ao ambiente de cultivo; e selecionar os genótipos mais adaptados ao processo de resgate por galhos ou estacas, formação de raiz e parte aérea.

## 2. REVISÃO DE LITERATURA

### 2.1. *Schinus terebinthifolia* Raddi

A espécie *Schinus terebinthifolia* Raddi é pertencente à família botânica Anacardeaceae, que possui aproximadamente 800 espécies e 80 gêneros, com ocorrência em habitats secos e úmidos nas regiões tropicais e subtropicais. No Brasil, são encontradas 65 espécies e 15 gêneros, em que 15 dessas espécies são endêmicas do país (COSTA et al., 2021; BELHOUSSEINE et al., 2022).

Esta família é composta por espécies de árvores, arbustos, raramente subarbustos, lianas e ervas perenes. É uma família de interesse econômico, principalmente por suas espécies apresentarem frutos comestíveis e de interesse comercial (*Mangifera indica*, *Anacardium occidentale*, *Spondias mombin*, *Spondias tuberosa* e *Spondias purpurea*), madeiras uteis e de qualidade (*Astronium fraxinifolium*, *Astronium graveolens*, *Astronium urundeuva*, *Lithraea molleoides* e *Schinopsis brasiliensis*) e na arborização (*Schinus terebinthifolia* e *Schinus molle*), assim como potencial medicinal para algumas destas espécies (COSTA et al., 2021; BELHOUSSEINE et al., 2022).

O gênero *Schinus*, considerado o maior gênero da família Anacardeaceae, possui, aproximadamente, 48 espécies, em sua maior parte, nativas da região sul-americana, sendo no Brasil encontradas 11 destas espécies (SILVA-LUZ et al., 2019; MENEZES FILHO, 2020; BEZERRA et al., 2022).

A espécie *Schinus terebinthifolia* é popularmente conhecida como aroeira vermelha, aroeira-pimenteira, pimenta brasileira, aroeira-mansa, aroeira de remédio, pimenta rosa. As variações de nomes populares ocorrem de acordo com a região e tem origem devido seus frutos serem parecidos com uma pimenta de coloração rosa avermelhada (GLORIA et al., 2017; PEREIRA et al., 2021; FLORA DO BRASIL, 2022). É uma espécie nativa do Brasil, não endêmica, com ocorrência natural na Argentina, Paraguai e Uruguai. A partir de 1898 foi levada para fins ornamental para Florida, Estados Unidos e países da Europa, onde é considerada espécie exótica invasora (NEVES et al., 2016; FLORA DO BRASIL, 2022).

No Brasil tem ampla distribuição geográfica, com ocorrências confirmadas no Norte (Amapá, Pará, Tocantins), Nordeste (Alagoas, Bahia, Ceará, Maranhão, Paraíba, Pernambuco, Piauí, Rio Grande do Norte, Sergipe), Centro-Oeste (Distrito Federal, Goiás, Mato Grosso do Sul, Mato Grosso), Sudeste (Espírito Santo, Minas Gerais, Rio de Janeiro, São Paulo) e Sul (Paraná, Rio Grande do Sul, Santa Catarina) (FLORA DO BRASIL, 2022).

A aroeira pimenteira é uma espécie pioneira, razão que permite ter plasticidade fenotípica, apresentando facilidade de se perpetuar em diversas condições ambientais (diversos tipos de solos, incluindo solos secos e pedregosos e regimes hídricos ou de chuvas). É encontrada nos domínios fitogeográficos da Caatinga, Cerrado, Mata Atlântica e Pampa, em diversos tipos de formação vegetação: áreas antropizadas, campos limpos, matas ciliares ou galerias, Floresta Estacional Semidecídua, Floresta Ombrófila, Floresta Ombrófila Mista, Restingas e Manguezais (LOPES, 2017; IZOTON et al., 2021; FLORA DO BRASIL, 2022).

Aroeira pimenteira é uma árvore, heliófila e perenifólia (mantem as folhas durante o ano todo), com altura de 5 a 10 metros, podendo atingir cerca de 15 metros em alguns indivíduos adultos. Em alguns casos pode ser considerada arbusto (3-5 m), com caule frequentemente tortuosos, podendo atingir diâmetro à altura do peito (DAP) entre 30 e 60 cm, casca externa grossa e rugosa, áspera e sulcada, se desprendendo em placas irregulares, a interna tem textura fibrosa, odor característico e coloração avermelhada, copa larga e pouco densa. Suas folhas são compostas, contendo de 3 a 10 pares de folíolos imparipenados, com comprimento de 3 a 5 cm e 2 a 3 cm de largura, com cheiro, e quando jovens, são trifolioladas. Espécie dioica com flores femininas e masculinas dispostas em panículas piramidais ao fim dos galhos, pequenas, com cinco sépalas verdes, cinco pétalas brancas e disco nectarífero amarelo ouro (NEVES et al., 2016; CORADIN; CAMILO; PAREYN, 2018).

Os frutos são drupas que inicialmente são de cor verde e ao avançar no processo de maturação fica gradativamente de cor vermelha brilhante, adocicados e com forte aroma, pequenos com cerca de 4 a 5,5 milímetros, em cada fruto contém apenas uma semente, as sementes da aroeira pimenteira são consideradas ortodoxas, podendo ser armazenadas por aproximadamente 360 dias em condições controladas. Quando colocadas para germinar logo após o período de coleta, as sementes emergem no período de 10 a 15 dias, apresentando mais ou menos 70% de germinação (CARVALHO et al., 2003; MENDONÇA et al., 2014; NEVES et al., 2016).

O período de floração da aroeira pimenteira é irregular, depende da região em que se encontra e pode ocorrer até duas vezes ao ano, uma planta jovem pode florescer precocemente a partir do seu primeiro ano de vida. Tem polinização cruzada e depende de polinizadores para o transporte do grão de pólen, que é realizada por insetos, em sua maioria abelhas, moscas e vespas, que visitam a planta durante o dia. Já a disseminação

dos frutos é zoocórica, ocorre principalmente por meio das aves (CARVALHO et al., 2003; NEVES et al., 2016).

Em estudos realizados por Cesário e Gaglianone (2008), avaliando a fenologia da espécie em área em restinga na região norte do Rio de Janeiro, verificaram dois períodos de floração ao ano, bem como a dioícia da espécie, polinização cruzada e necessidade de insetos para o transporte do pólen. Já Milani et al. (2013), encontraram apenas um período de floração ao ano para a espécie em fragmento de Floresta Ombrófila Mista Aluvial no município de Araucária, PR. Evidenciando que a fenologia da espécie é variável de acordo com as condições ambientais em que se encontra.

A espécie é utilizada para várias finalidades, usada na arborização, na recuperação de áreas degradadas e programas de reflorestamento, devido sua ampla tolerância ambiental permite o uso em diversas condições, sua madeira é utilizada na produção de lenha e carvão. Além de ser usada as cascas, folhas e frutos na medicina popular (CORADIN; CAMILO; PAREYN, 2018; IZOTON et al., 2021; PEREIRA et al., 2021).

No Brasil, devido à presença taninos, óleo essenciais e diferentes tipos de polifenóis em cascas, folhas, frutos, raízes, e sementes a utilização da aroeira pimenteira na medicina popular é comum para problemas de saúde como inflamação, cicatrização, ferimentos, infecção, gastrite, úlcera, dor de dente, gripe, dor de garganta, reumatismo, tosse, diarreia, cólicas, câncer e dores menstruais, sendo mais utilizados para problemas inflamatórios. Sendo utilizadas as cascas, folhas, caule, frutos, raízes e entrecascas em forma de chá, sabão, garrafada, infusão, pomada, banho e banho de assento, decocção, lambedor, pó, xarope, e extrato alcoólico, a forma de uso varia de acordo com a região (MAIA et al., 2021; BEZERRA, 2022).

No entanto, seu principal uso é na área alimentícia, seus frutos são usados como condimento alimentar no comércio nacional e internacional, além do uso da polpa dos frutos para extração de óleo essencial que apresenta potencial na indústria de cosméticos (NEVES et al., 2016; PEREIRA et al., 2021).

Nesse sentido, diversos estudos têm sido realizados para averiguar a eficácia dessas propriedades. Silva et al. (2017) avaliaram as atividades antioxidante, antiproliferativa e anti-inflamatória *in vitro* de extratos metanólicos e compostos isolados das folhas de *S. terebinthifolius* e confirmaram o potencial da atividade anti-inflamatória da espécie, além de observarem a maior atividade inibitória do crescimento nos compostos isolados, com particular eficácia contra linhagens celulares de câncer de ovário.

Em estudos realizados por Estevão et al. (2017), para avaliar o uso do óleo extraído das folhas de *S. terebinthifolius* na cicatrização de feridas modulando a inflamação, a angiogênese e a deposição de colágeno no local da ferida, verificaram resultados satisfatórios para as questões analisadas. Rocha et al. (2019) determinaram a qualidade e avaliaram as propriedades antioxidantes e antidiabéticas *in vitro* e *in vivo* de diferentes partes de *S. terebinthifolius*, de forma que os extratos são microbiologicamente seguros e auxiliam no controle do estresse oxidativo, da hiperglicemia pós-prandial e dos principais sintomas do diabetes. Estes estudos validam o uso tradicional da espécie para fins medicinais e a importância econômica para uso futuro na indústria farmacêutica.

Diante da vasta utilização no Brasil, a aroeira pimenteira é recomendada pelo Sistema Único de Saúde e Agência Nacional de Vigilância Sanitária como planta medicinal e fitoterápica, respectivamente. Alguns produtos já são registrados, como, por exemplo, um medicamento fitoterápico simples registrado na Anvisa que contém como princípio ativo a *S. terebinthifolius* (Kronel – nome comercial) (BRASIL, 2021; ANVISA, 2022).

No comércio, onde os frutos são negociados como condimento, têm alta demanda, principalmente no mercado internacional de países como França, Itália e Portugal. Porém, no Brasil grande parte da produção destes frutos é oriunda da exploração extrativista, realizada pelas comunidades locais, principalmente nos estados do Espírito Santo e Rio de Janeiro. No entanto, devido à importância econômica da espécie para essas comunidades, tem sido criados alguns programas, projetos e ações visando à sustentabilidade, produção e estudos para definição de técnicas de manejo para melhoria no cultivo e reduzir o extrativismo desenfreado (GOMES et al., 2020; RUAS et al., 2021).

Devido aos valores elevados que os frutos atingem no mercado internacional, alguns produtores do estado do Espírito Santo vêm cultivando aroeira, tornando o estado um dos mais importantes para essa produção agrícola, mas o extrativismo não sustentável e em altas proporções, principalmente nas áreas que existem empresas que beneficiam os frutos, ou seja, não há fiscalização, manejo adequado ou qualquer protocolo de coleta, o que torna necessário desenvolvimento de técnicas para o cultivo de forma eficiente e manejada da espécie e derivados (PICCOLO et al., 2018; GOMES et al., 2020).

## 2.2. Seleção de genótipos

A seleção é um dos pontos relevantes na silvicultura, principalmente na silvicultura clonal, visto que para o desenvolvimento de programas de melhoramento, os

melhoristas selecionam e recombinaam materiais genéticos superiores, almejando o aumento de alelos de interesse e melhoria na adaptabilidade destes genótipos nas diferentes condições ambientais. Isto é possível por meio de avaliações de produtividade nas diversas etapas de crescimento e manifestação das características de interesse (CASTRO et al, 2018; XAVIER; WENDLING; SILVA, 2021).

Em espécies florestais, a maioria das características de interesse são desenvolvidas na idade adulta, o que dificulta o processo de seleção pelo tempo necessário. São necessárias várias etapas na seleção clonal até a confirmação de superioridade do genótipo avaliado, tornando uma das etapas mais caras e que demandam maior tempo no melhoramento florestal (XAVIER; WENDLING; SILVA, 2021).

Na seleção para propagação vegetativa, além de levar em consideração as características objeto da seleção, é necessário que estes genótipos apresentem aptidão ao enraizamento adventício, levando em consideração que a seleção é realizada na fase adulta, há redução da competência ao enraizamento (ALMEIDA; XAVIER; DIAS, 2007). Porém, alguns genótipos mostram maior capacidade de enraizamento que outros, tornando esta característica também objetivo na seleção (PIMENTEL et al., 2019).

A seleção ainda é dependente da herdabilidade. Em algumas situações, os caracteres de interesse são de baixa herdabilidade, pois são de natureza quantitativa (controlados por vários genes) e sofrem influência da interação genótipo x ambiente (TOPPA; JADOSKI, 2013), dificultando o processo de seleção (MORAIS et al., 2010).

Um dos métodos de seleção mais utilizado é a seleção fenotípica, que apresenta algumas vantagens, como baixo custo, rapidez e exposição da interação genótipo x ambiente, além de poder ser realizada em áreas de população natural da espécie, que para espécies nativas, normalmente é a única fonte de matrizes superiores. No entanto, é importante que a população que será submetida a seleção das matrizes apresente variabilidade genética (XAVIER; WENDLING; SILVA, 2021).

Entretanto, a seleção fenotípica não é suficiente, estes valores fenotípicos observados devem ser transformados em valores genotípicos e submetidos à avaliação genotípica. A seleção genotípica é baseada em estimativas de parâmetros genéticos. Atualmente, o estudo desses parâmetros tem sido realizados com base em modelos mistos tipo REML/BLUP (máxima verossimilhança restrita/melhor predição linear não viciada, tende a maximizar os ganhos genéticos obtidos) (RESENDE, 2002; RESENDE; ALVES, 2012).

Para atender as necessidades de avaliação experimental de parâmetros genéticos das plantas, foi desenvolvido o software Selegen-REML/BLUP. O software considera diversos delineamentos experimentais, interação genótipo x ambiente e experimentos repetidos em vários locais, medidas repetidas, dentre outros fatores. Apresenta ainda valores genéticos aditivos, de dominância e genotípicos dos indivíduos, o ganho genético com a seleção, dentre outros parâmetros relevantes ao melhoramento da espécie (RESENDE; ALVES, 2021).

### 2.3. Resgate vegetativo e propagação vegetativa

No processo de melhoramento florestal, a seleção é uma das primeiras etapas, correspondendo a seleção de genótipos superiores, com características desejadas. A etapa seguinte é o resgate vegetativo desse material em campo, o que permite a multiplicação/propagação dos genótipos de interesse (XAVIER; WENDLING; SILVA, 2021).

Os termos resgate e propagação vegetativa foram utilizados de forma similar em diversos trabalhos, no entanto, o resgate vegetativo consiste na fase em que são aplicadas técnicas para rejuvenescer e/ou revigorar plantas adultas (genótipos) com características de interesse. Essas técnicas buscam induzir a produção de propágulos juvenis considerados aptos ao enraizamento adventício, com objetivo de obter pelo menos um indivíduo geneticamente idêntico a planta matriz. A fase de enraizamento ocorre a partir de técnicas de propagação vegetativa, que tem como foco principal multiplicar esses indivíduos em escala comercial ou não. Durante o resgate podem ser utilizados diferentes tipos de propágulos, desde brotos da copa até brotações basais (STUEPP et al., 2018; FONSECA, 2019; XAVIER; WENDLING; SILVA, 2021).

As plantas passam por quatro fases distintas durante seu ciclo vital, que são: fase embrionária (formação e desenvolvimento do embrião), fase juvenil (desenvolvimento da plântula jovem, antecedendo o florescimento), fase adulta ou fase de maturação (ocorrem todos os processos de reprodução das plantas, desde produção de botões florais até a produção de frutos e sementes). Cada fase é marcada por mudanças em diversas características das plantas, para a propagação vegetativa a fase juvenil é a que proporciona maior potencial de enraizamento (HARTAMANN et al., 2017).

As espécies lenhosas possuem um gradiente de maturação crescente da parte basal para a copa da árvore, uma vez que a maturação se localiza no meristema, as árvores apresentam meristemas com diferentes níveis de maturação. É possível observar

brotações na base das árvores em que as folhas apresentam características morfológicas iguais aquelas apresentadas por plântulas juvenis (WENDLING; TRUEMAN; XAVIER, 2014).

Por esta razão tem sido utilizado as técnicas de rejuvenescimento para realização do resgate vegetativo de matrizes adultas em espécies lenhosas. O rejuvenescimento é uma diminuição da idade ontogenética (está relacionado ao avanço da planta pelas fases de desenvolvimento, embriogênese, germinação, crescimento vegetativo e sexual, senescência), que pode ser obtida por meio de alguns tratamentos como talhadia, anelamento total ou parcial e poda drástica. Tratamentos esses que estimulam o surgimento de brotos com características juvenis (WEDLING; XAVIER, 2012; STUEPP et al., 2018).

Em alguns casos, há uma dificuldade de emissão desses brotos rejuvenescidos ou até mesmo a impossibilidade de decepa da árvore, surgindo a necessidade de utilizar técnicas alternativas, como, por exemplo, estaquia, alporquia, enxertia (que utiliza brotos do dossel da árvore), galhos podados e micropropagação. Entretanto, ao utilizar alguma destas técnicas, deve levar em consideração que, por ser material retirados de posição que encontram-se tecidos fisiologicamente maduros, pode não haver total capacidade de enraizamento e desenvolvimento na propagação vegetativa do material (ALFENAS et al., 2009; WENDLING; TRUEMAN; XAVIER, 2014; STUEPP et al., 2018).

Técnicas que utilizem brotações da copa da árvore, cujas características de maturação são mantidas, demonstram que alguns fatores também podem influenciar na capacidade de enraizamento, como, por exemplo, a idade da matriz, as condições ambientais na época de resgate, além do uso de reguladores de crescimento. A maioria dos estudos que utilizaram esse tipo de material não apresentaram resultados satisfatórios, o que é variável também entre genótipos e ou espécies, porém, dependendo do objetivo não é necessária uma alta porcentagem de enraizamento (STUEPP et al., 2018).

Alguns estudos têm sido realizados avaliando estas técnicas alternativas para obtenção de resultados mais satisfatórios no processo de resgate vegetativo e, posterior multiplicação e produção de mudas clonais em espécies lenhosas nativas ou exóticas de interesse. Espécies essas que normalmente são propagadas apenas via seminal e não existem muito conhecimentos silviculturais que facilitem o manejo.

Bernardes et al. (2020) avaliando o potencial de enraizamento por meio da técnica de estaquia com estacas caulinares, com a utilização do regulador de crescimento IBA em *Lecythis pisonis* Cambess (sapucaia), bem como a viabilidade de produção de brotos na

técnica de galhos podados de árvores adultas, observaram aproximadamente 50 % de sobrevivência das estacas durante o período de avaliação e emissão de brotos nos galhos podados. Os autores Noberto et al. (2019) e Carmona et al. (2022) estudaram a eficiência da técnica de alporquia para resgate vegetativo das espécies *Cnidoscolus quercifolius* (faveleira) e *Caryocar brasiliense* (pequi), respectivamente. Ambos encontraram resultados positivos na sobrevivência e no enraizamento das plantas, destacando a importância do uso do hormônio ácido indolbutírico para melhorar o enraizamento e o crescimento das raízes.

Após a etapa de resgate em campo, as técnicas de propagação vegetativa são utilizadas para propagar os genótipos selecionados. Quando se trata de espécies arbóreas nativas, ainda é vago o conhecimento sobre o comportamento e exigências destas espécies que possibilitem o sucesso da propagação, e os trabalhos realizados ainda se encontram em fases experimentais, a propagação vegetativa pode ser utilizada para fins produtivos ou comerciais e ambientais, entretanto ainda não há respostas sobre a viabilidade do uso em condições de campo para as espécies nativas (DIAS et al., 2012; STUEPP, et al., 2018).

A propagação assexuada é uma ferramenta de grande importância para os programas de melhoramento florestal, pois permite a multiplicação de genótipos superiores, repassando as características desejadas, uma vez que este tipo de propagação consiste na obtenção de plantas geneticamente idênticas a planta matriz utilizando partes da planta como segmentos de caule, raiz e folhas, dependendo da interação genótipo ambiente pode haver mudanças fenotípicas (GALLO et al., 2017; PEIXOTO, 2017).

As plantas são capazes de reproduzir uma planta inteira a partir de propágulos vegetativo devido a totipotência, que é a capacidade que as células vegetais têm de reproduzir um organismo inteiro, em razão de seus genes possuírem as informações genéticas para replicar a planta. As técnicas de propagação assexuada utilizadas são: enxertia, estaquia, micropropagação, microestaquia, miniestaquia, alporquia e borbúlia estas duas últimas que não são tão utilizadas, principalmente se tiver objetivo comercial (FERRARI; GROSSI; WENDLING, 2004; HARTMANN et al., 2017; GALLO et al., 2017).

O enraizamento adventício e a produção de brotos são os primeiros processos ocorridos durante a propagação vegetativa, que dependem da capacidade das células em se desdiferenciar, ou seja, células diferenciadas previamente desenvolvidas iniciam

divisões celulares e formam um novo ponto de crescimento meristemático (HARTMANN et al., 2017; XAVIER; WENDLING; SILVA, 2021).

As raízes adventícias ocorrem naturalmente nas plantas ou podem ser induzidas por feridas, que acontece quando empregado técnicas de propagação. Neste caso, as raízes só se desenvolvem quando ocorre o ferimento. Após o corte as células vivas nas superfícies cortadas começa uma resposta ao ferimento e um processo de regeneração que inclui três etapas: morte das células lesadas, formando uma placa necrótica protegendo a superfície de dessecação e patógenos; as células vivas atrás desta placa começam a se dividir e uma camada de as células do parênquima formando calos; certas células nas proximidades do câmbio vascular e do floema começam dividir e iniciar novas raízes adventícias (PEIXOTO, 2017; HARTMANN et al., 2017).

As raízes adventícias são formadas de partes que se localizam na parte da planta que fica acima do solo como hipocótilos, caules e folhas, tendo origem de células cambiais ou meristemáticas e para o enraizamento adventício ser eficiente depende de algumas condições, sejam internas ou externas. Dentre elas, as condições internas relacionadas a planta matriz como, nutrição, sanidade, potencial genético, além de ser necessário que haja um balanço hormonal nas partes vegetativas que se deseja propagar e condições externas relacionadas ao ambiente como época do ano, umidade, luz e temperatura (PIZZATTO, et al., 2011; POP et al., 2011; LÉGUE et al., 2014).

Quanto ao balanço hormonal, as auxinas são reguladores de crescimento vegetal, que quando não encontrados de forma endógena podem ser aplicados de forma exógena. Os reguladores têm a função de induzir a formação de raízes, assim como aumentar o número e uniformidade das raízes formadas, sendo o ácido indolbutírico (AIB) um dos mais utilizados devido suas características (fotoestável, imune a ação biológica e não tóxico as plantas) (PIZZATTO et al., 2011; PAULUS et al., 2016).

### 2.3.1 Técnicas alternativas para resgate vegetativo

#### 2.3.1.1 Estaquia

A estaquia é uma técnica de propagação vegetativa utilizada para resgate vegetativo e conservação de recursos genéticos florestais, empregada largamente em espécies florestais de interesse econômico. Quando se trata de espécies nativas, foi uma das primeiras técnicas a ser utilizada para resgate vegetativo usando brotações da copa, pois permite avaliar a capacidade de enraizamento em larga escala sem prejudicar a matriz

e ser de fácil alcance, mesmo que não seja tão eficiente devido a maturação dos brotos, consequentemente baixa capacidade de enraizar (STUEPP et al., 2018).

A técnica faz uso de propágulos vegetativos como ramos, raízes e folhas com o propósito de promover o enraizamento por meio de processos de regeneração meristemáticos radiculares sob a influência de diferentes reguladores de crescimento, que em ambiente favorável constitui uma muda. Este procedimento ocorre após a seleção do material a ser coletado em campo, após a coleta as estacas são levadas para casa de vegetação, onde permanecem por um período de 20 a 45 dias, período esse que pode variar de acordo com as características da espécie ou condições ambientais. Após o enraizamento, as estacas são transferidas para aclimação em casa de sombra e em seguida para pleno sol, completando o processo de formação de muda (FERRARI; GROSSI; WENDLING, 2004; OLIVEIRA et al., 2015).

Alguns fatores podem limitar o sucesso da estaquia, como por exemplo, o uso de reguladores de crescimento e o tipo de estaca (apical, mediana e basal). Devido às variações nas condições fisiológicas variar ao longo do ramo, a posição do ramo em que é retirada à estaca, além de época do ano e questões relacionadas a matriz como estado nutricional, maturação e genótipo (DIAS et al., 2012; CUNHA et al., 2015; DIAS et al., 2015).

#### 2.3.1.2 Resgate por galhos podados

Esta técnica de resgate vegetativo tem sido utilizada em matrizes adultas selecionadas de espécies arbóreas, permitindo o resgate de brotações sem a necessidade de abate ou maiores transtornos a planta. Consiste na coleta de galhos vivos com até 1 m de comprimento e diâmetro variado para indução de brotações epicórmicas (ALFENAS et al., 2009; XAVIER; WENDLING; SILVA, 2021).

Após a coleta dos galhos, são colocados em ambientes que os mantenha em condições de temperatura e umidade que favoreçam a emissão de brotações epicórmicas. Estas brotações ao atingirem tamanho adequado são coletadas e confeccionadas estacas para posterior enraizamento e formação de muda (ALFENAS et al., 2009; CONCEIÇÃO; FERREIRA; LIMA, 2020; XAVIER; WENDLING; SILVA, 2021).

Fatores relacionados a idade ontogenética da matriz, posição em que se coleta o galho e balanço hormonal, em que a baixa relação auxina/citocinina para esta etapa é mais desejável, pois favorece a produção de brotações, também devem ser levados em consideração ao utilizar esta forma de resgate, ou seja, galhos coletados na parte mais

basal terão melhor capacidade de enraizamento. As brotações/mudas obtidas deverão passar por multiplicação seriada para assim obtenção do rejuvenescimento pleno do material resgatado (ALFENAS et al., 2009; NASCIMENTO et al., 2018; XAVIER; WENDLING; SILVA, 2021).

### 2.3.1.3 Alporquia

A alporquia ou mergulhia aérea é uma técnica pouco utilizada no setor florestal, no entanto, permite a indução ao enraizamento com o galho ainda ligado a planta matriz, o que para o resgate de material genético é importante, evitando perdas e favorecendo o enraizamento das espécies que apresentam limitações ou baixa sobrevivência quando utilizado material destacado da planta matriz. A técnica da alporquia é vantajosa pela possibilidade de ser utilizada quando há limitação de recursos, uma vez que quando comparado com a estaquia, dispensa infraestrutura, como casa de vegetação que dispõe de condições controladas (FERRARI; GROSSI; WENDLING, 2004; SILVA et al., 2012).

A formação de raízes adventícias tem início com o anelamento de tamanho variado feito no galho, que, em seguida, é envolvido em algum tipo de substrato e coberto por algum recipiente, sendo necessário ou não o acréscimo de regulador de crescimento no local do ferimento antes de ser coberto pelo substrato. O galho após o enraizamento e destacamento da matriz é transplantado dando origem a uma nova planta já enraizada. O anelamento impede ou reduz a passagem de carboidratos e outras substâncias produzidas pelas folhas para outras partes da planta, gerando um acúmulo na extremidade do anelamento sem interromper a passagem de água e nutrientes pelo xilema, auxiliando assim o enraizamento (LUCENA et al., 2014; HARTMANN et al., 2017).

Alguns aspectos são necessários para que a técnica seja bem-sucedida, como conhecer a tolerância da espécie aos diferentes níveis de anelamento, o diâmetro do ramo, os níveis de incidência luminosa e umidade no substrato envolto do corte, que estão relacionados ao tipo de embalagem e substrato utilizados, fatores que também podem influenciar o enraizamento, além de fatores como a época em que é realizado e a aplicação endógena de reguladores de crescimento, como a auxina ácido indolbutírico (AIB) (LUCENA et al., 2014; TAMWING et al., 2020).

Alguns estudos foram realizados utilizando a técnica alporquia testando diâmetro do ramo, nível de anelamento, tipo de embalagem, época do ano, diferentes substratos, e

diferentes doses de AIB em espécies florestais e frutíferas (MANTOVANI et al., 2010; SASSO; CITADIN; DANNER, 2010; LUCENA et al., 2014; CASSOL et al., 2015; HOSSEL et al., 2017; SILVA et al., 2019), principalmente aquelas de interesse econômico que apresentam alguma limitação nas demais técnicas de propagação vegetativa e/ou seminal para obtenção da melhor resposta da planta ao enraizamento.

### 3. MATERIAL E MÉTODOS

#### 3.1. Local de coleta e condução do estudo

Em fevereiro de 2022, foram selecionadas 10 matrizes adultas pelo método de seleção massal de *Schinus terebinthifolia* em população natural, localizada no município de Goiana, Pernambuco, Brasil (Tabela 1), considerando as seguintes características: diâmetro à altura do peito, altura total da planta, altura de copa, peso total de frutos, número de frutos por ramo, peso de frutos por ramo, número de sementes maduras e número de sementes verdes. As matrizes selecionadas tiveram material coletado, estacas e galhos para os experimentos 1 e 2, respectivamente (itens 3.2 e 3.3), com uma distância aproximada 100 metros entre elas, abrangendo áreas de propriedades privadas e públicas (ruas e entorno de rodovias).

**Tabela 1.** Localização das matrizes de *Schinus terebinthifolia* Raddi utilizadas no resgate pelas técnicas de estaquia e galhos podados, no município de Goiana-PE.

| Matrizes | Localização Geográfica |
|----------|------------------------|
| 1        | -7.605211 -34.892904   |
| 2        | -7.605788 -34.893464   |
| 3        | -7.610359 -34.895343   |
| 4        | -7.612747 -34.896534   |
| 5        | -7.616085 -34.898155   |
| 6        | -7.617341 -34.898516   |
| 7        | -7.619660 -34.900196   |
| 8        | -7.620454 -34.900253   |
| 9        | -7.621292 -34.900746   |
| 10       | -7.622747 -34.901797   |

Após a coleta, o material vegetativo foi envolto em papel toalha umedecido com água, colocados em sacos plásticos e, em seguida, acondicionados em caixa de isopor contendo gelo para manter o estado hídrico do material durante o transporte até o Laboratório de Análises de Sementes Florestais (LASF) do departamento de Ciência Florestal da Universidade Federal Rural de Pernambuco, no município de Recife, PE.

Os experimentos foram conduzidos em três ambientes diferentes: ambiente 1 - Casa de vegetação, onde durante o período de estudo teve umidade relativa e

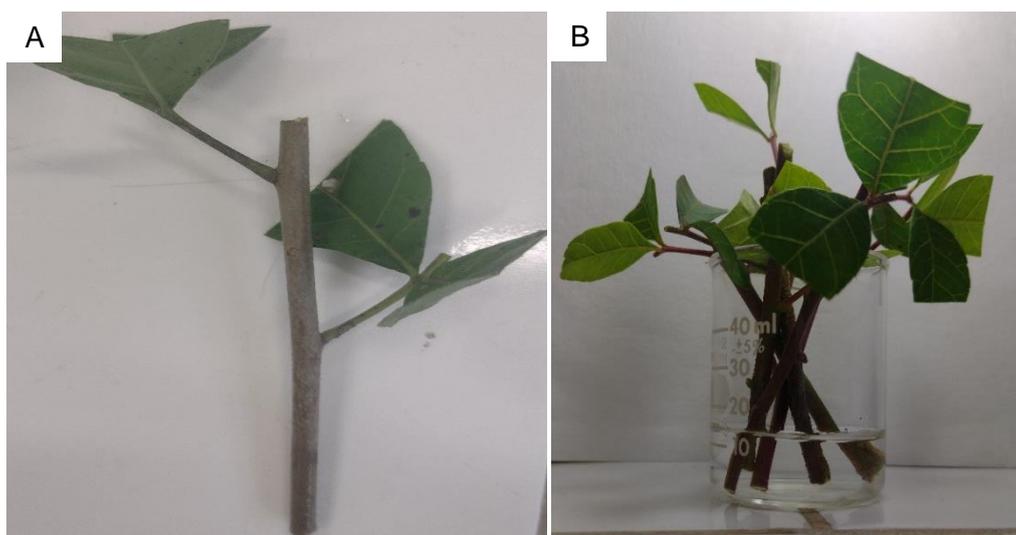
temperatura média de 97,5 % e 27,7 °C; ambiente 2 – casa de sombra, ambiente com cobertura e laterais protegidas com sombrite que retém 50 % da intensidade luminosa, com temperatura e umidade relativa média de 27,7 °C e 89 % e; ambiente 3 – pleno sol, área totalmente livre de sombra, com temperatura e umidade relativa média 25,9 °C e 89,6 %.

Em todos os ambientes foi utilizada irrigação automática, no período entre 9 e 17 horas, com duração de 60 segundos, acionada a cada hora, com exceção a irrigação das 12 horas que possui duração de 5 minutos. Os ambientes utilizados para cultivo estão localizados no Viveiro Florestal, pertencente ao Departamento de Ciência Florestal da Universidade Federal Rural de Pernambuco, Recife-PE.

### 3.2. Experimento 1: Resgate por estaquia

Para este estudo, a coleta do material foi realizada em ramos jovens, da parte mais basal da copa das matrizes selecionadas (Tabela 1), com o auxílio de tesoura de poda coletou-se o material para confecção das estacas em laboratório.

No laboratório, cada estaca foi confeccionada com comprimento de 8 a 10 cm, mantendo um par de folhas com dois folíolos com área foliar reduzida à metade (Figura 1A), com intuito de reduzir a transpiração e mortalidade. Após a confecção, as estacas tiveram suas bases imersas durante 30 segundos em concentração de 2500 mg L<sup>-1</sup> do fitorregulador ácido indolbutírico (AIB) (Adaptado de Holanda et al., 2012) (Figura 1B).



**Figura 1:** Estacas de matrizes adultas de *Schinus terebinthifolia* Raddi. (A) Estaca confeccionada com dois pares de folhas e dois folíolos reduzidos à metade e (B) estacas prontas imersas em AIB (Ácido indolbutírico).

Posteriormente, as estacas foram levadas para o viveiro florestal onde foram colocadas para enraizar em tubetes de polipropileno com capacidade de 55 cm<sup>3</sup>, contendo

substrato comercial Basaplant (descrito como composto por turfa, rocha calcárea, vermiculita, carvão vegetal, rocha fosfática e casca de pinus) e vermiculita de granulometria média, na proporção 1:1.

Os tubetes dispostos em bandejas acondicionados em casa de vegetação do viveiro, permaneceram nesse ambiente por 60 dias, após esse período foram transferidas para casa de sombra e, em seguida, levadas para pleno sol, permanecendo em cada ambiente por 60 dias, totalizando 180 dias.

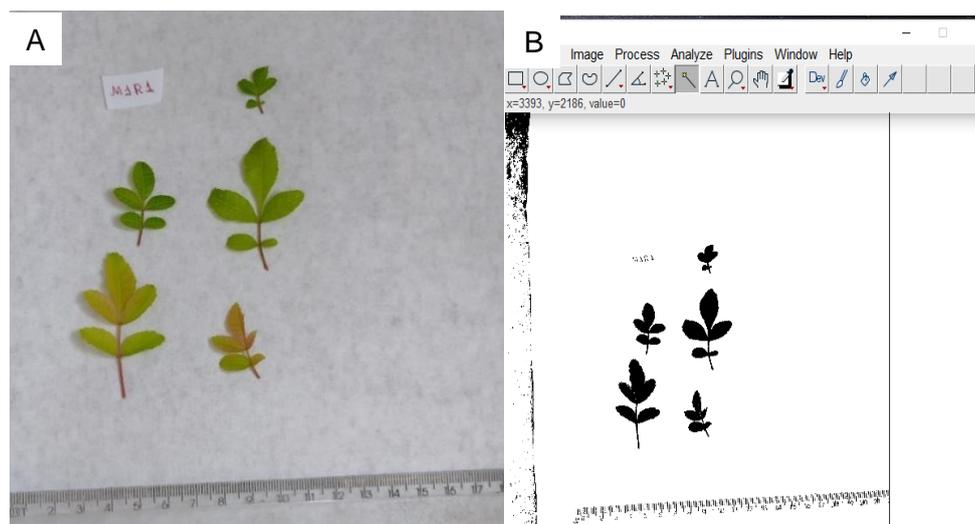
Durante o período experimental foi realizada fertilização das estacas a cada saída de ambiente com o fertilizante misto com micronutrientes Poly-Feed, na concentração 2 g.L<sup>-1</sup>, aplicando-se 2 ml por cada estaca.

A avaliação foi feita a cada saída de ambiente em: presença ou ausência de brotação, número de brotação, presença ou ausência de raiz no fundo do tubete e sobrevivência (foram consideradas vivas as estacas que apresentavam lenho vivo, folhas velhas ou brotações jovens, sendo estas enraizadas ou não). Aos 180 dias foi realizada a avaliação destrutiva, com acréscimo das avaliações do volume de raiz (ml), área foliar (cm<sup>2</sup>), número de folhas, tamanho do broto (cm), massa seca da raiz e massa seca da parte aérea (g).

Para obtenção das variáveis de massa seca, separou-se a parte aérea da raiz, e estas acondicionadas em sacos de papel e colocados para secar em estufa a  $\pm 70$  °C até atingir massa constante, resfriado em dessecador. Em seguida, realizou-se a pesagem com o auxílio de balança analítica, com precisão de 0,0001 g. Os dados de comprimento dos brotos foram determinados com auxílio de régua graduada.

Para estimativa da área foliar foi utilizado o software ImageJ (RASBAND, 2021). Cada estaca teve suas folhas destacadas, em seguida, dispostas em uma folha branca juntamente com uma régua graduada, fotografadas a uma distância de aproximadamente 30 cm que, posteriormente, obtido o valor médio das folhas de cada estaca. A análise foi realizada com a soma da área de todos os folíolos de uma folha completa (Figura 2A) por meio de procedimentos de contraste de cores sendo a folha de cor escura e fundo contrastante (Figura 2B) (Adaptado de MARTIN et al., 2013).

A estimativa de volume de raiz foi realizada com auxílio de uma proveta graduada contendo um volume de água conhecido, em que foi adicionado as raízes após serem cuidadosamente lavadas para retirada do excesso de substrato, e pelo deslocamento do volume (diferença) obteve-se o volume de raízes, em mililitros (RONCHI et al., 2016).



**Figura 2:** Folhas de diferentes tamanhos de *Schinus terebinthifolia* Raddi, utilizadas para a determinação da área foliar em software ImageJ. (A) folhas completas de uma estaca com fundo contrastante e régua graduada para determinação da escala em centímetros e (B) folhas com contraste aplicado e interface do software ImageJ utilizada para determinação de área foliar.

O trabalho foi conduzido em delineamento em blocos casualizados, com 10 matrizes, cada matriz com 14 repetições, cada repetição composta por uma estaca, totalizando 140 estacas. Os dados obtidos foram submetidos a análise de variância a 5 % de significância para teste F e aqueles que apresentaram diferenças significativas foram submetidas ao teste de média Scott-Knott ao nível de 5 % de significância, com auxílio dos softwares R (R CORE TEAM, 2020) e Rbio (BHERING, 2017).

### 3.3. Experimento 2: Resgate por galho

Para este experimento foram utilizados galhos de 10 matrizes adultas de *Schinus terebinthifolia*, que foram descritas no Item 2.1. Os galhos foram retirados da parte mais próxima da base das matrizes e cortados em 10 partes para cada matriz, com comprimento e diâmetros médios detalhados na Tabela 1.

**Tabela 2:** Valores referentes ao diâmetro (mm) e comprimento (cm) médio dos galhos destacados de matrizes adultas de *Schinus terebinthifolia* Raddi.

| Matriz           | M1   | M2   | M3   | M4   | M5   | M6   | M7   | M8    | M9   | M10  |
|------------------|------|------|------|------|------|------|------|-------|------|------|
| Comprimento (cm) | 49,1 | 57,6 | 53,2 | 52,4 | 48,8 | 44   | 45,5 | 46,7  | 51,5 | 54,6 |
| Diâmetro (mm)    | 29,7 | 28,6 | 28,5 | 29,7 | 36,3 | 40,1 | 36,5 | 37,85 | 35,8 | 33,1 |

Com o intuito de evitar a perda de água, os galhos tiveram suas extremidades seladas com parafina (Figura 3AB). Em seguida, foram acondicionados verticalmente em baldes plásticos vazios e levados para casa de vegetação, permanecendo por 30 dias (Figura 3C).



**Figura 3:** Galhos destacados de matrizes adultas de *Schinus terebinthifolia* Raddi. (A) aplicação de parafina nas extremidades dos galhos, (B) galhos prontos para entra em casa de vegetação e (C) galhos acondicionados em vasos plásticos.

Após 30 dias, os galhos foram transferidos para casa de sombra. Para manter a umidade foi adicionado areia nos vasos. Aos 90 dias, os galhos tiveram uma extremidade enterrada horizontalmente em canteiros de areia em pleno sol, permanentemente, em que a irrigação passou a ser manual, uma vez ao dia (Figura 4B).

A avaliação foi realizada a partir da contagem dos brotos epicórmicos emitidos em número de brotos e tamanho dos brotos quando atingiram 6 cm, tamanho mínimo para confecção de miniestacas (Figura 4A) e para análise da sobrevivência foram considerados vivos os galhos que mantiveram as brotações a cada mudança de ambiente.



**Figura 4:** Brotações epicórmicas a partir de galhos destacados de matrizes adultas de *Schinus terebinthifolia* Raddi. (A) avaliação dos tamanhos das brotações com auxílio de régua graduada e (B) mudança dos galhos para pleno sol em canteiros preenchidos com areia.

Após 120 dias, os brotos epicórmicos com aproximadamente 20 cm foram decepados aos 15 cm de comprimento para estimular brotações laterais, com o intuito de fornecer propágulos para propagação via miniestaquia.

O trabalho foi conduzido em delineamento em blocos casualizados, com 10 matrizes, cada matriz com 10 repetições, cada repetição composta por um galho, totalizando 100 galhos. Os dados obtidos foram submetidos a análise de variância a 5 % de significância para teste F e aqueles que apresentaram diferenças significativas foram submetidas ao teste de média Scott-Knott ao nível de 5 % de significância, com o auxílio dos softwares R (R CORE TEAM, 2020) e Rbio (BHERING, 2017).

### 3.3.1 Miniestaquia

Após 180 dias dos galhos podados as brotações que apresentavam tamanho superior a 6 cm foram coletadas para confecção de miniestacas. As miniestacas, com tamanho de 6 a 8 cm, foram confeccionadas com o auxílio de tesoura de poda, mantendo dois pares de folhas, com dois folíolos reduzidos à metade. O estaqueamento foi realizado em tubetes plásticos com capacidade de 50 cm<sup>3</sup>, preenchidos com substrato comercial Basaplant florestal e vermiculita na proporção 1:1.

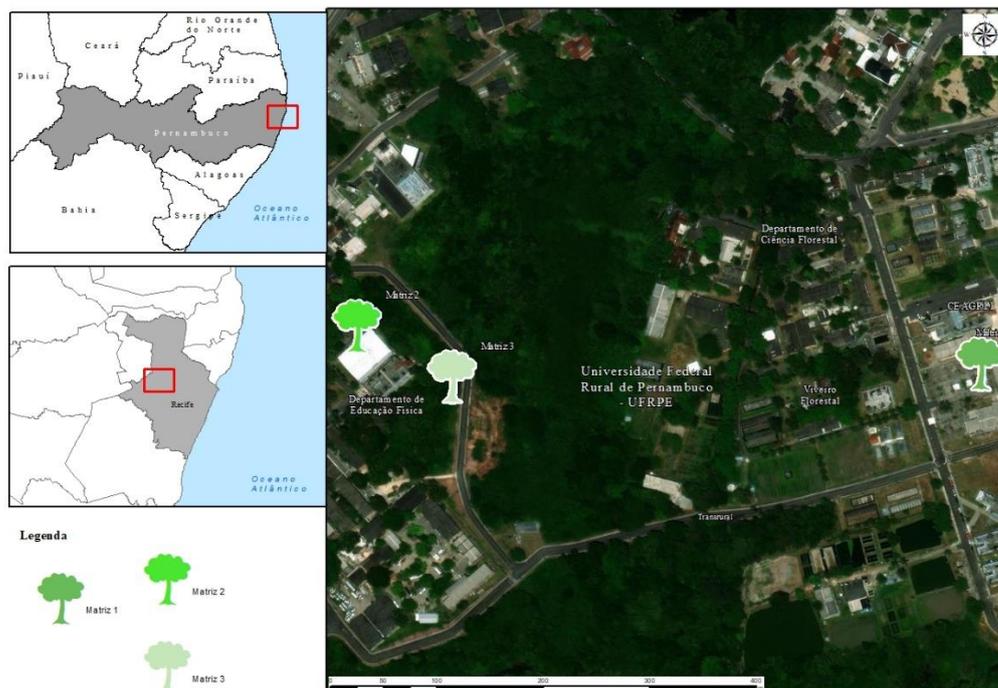
Depois de confeccionadas as miniestacas foram imersas em solução de AIB (2500 mg.L<sup>-1</sup>) por 30 segundos (HOLANDA et al., 2012). As miniestacas foram mantidas em casa de vegetação, em seguida, transportadas para casa de sombra e posteriormente para pleno sol, onde permaneceram por 30 dias em cada ambiente de cultivo.

As mudas formadas foram avaliadas aos 90 dias em: sobrevivência (%), enraizamento (%), presença de brotação, número de brotações, tamanho das brotações (cm), volume de raiz (ml), número de brotos, número de folhas, massa de matéria seca da parte aérea e raiz (g) e área foliar (cm<sup>2</sup>) (procedimentos detalhados no item 2.2).

O trabalho foi conduzido em delineamento inteiramente casualizado, com 7 matrizes, com número de repetição diversas, de acordo com o número de miniestacas disponível, cada repetição composta por uma estaca totalizando 118 miniestacas. Os dados foram submetidos à análise da variância pelo teste F e, quando significativos, submetidos à comparação entre médias, pelo teste de Tukey, a 5% de probabilidade, com auxílio dos softwares R (R CORE TEAM, 2020) e Rbio (BHERING, 2017).

### 3.4. Experimento 3: Resgate por alporquia

Para este experimento foram selecionadas 3 árvores matrizes adultas de *S. terebinthifolius*, localizadas na Universidade Federal Rural de Pernambuco, Recife-PE (Figura 5). Para seleção das matrizes foi considerado o isolamento dos indivíduos em relação às áreas de grande circulação de pessoas da UFRPE, evitando assim, possíveis interferências no experimento.

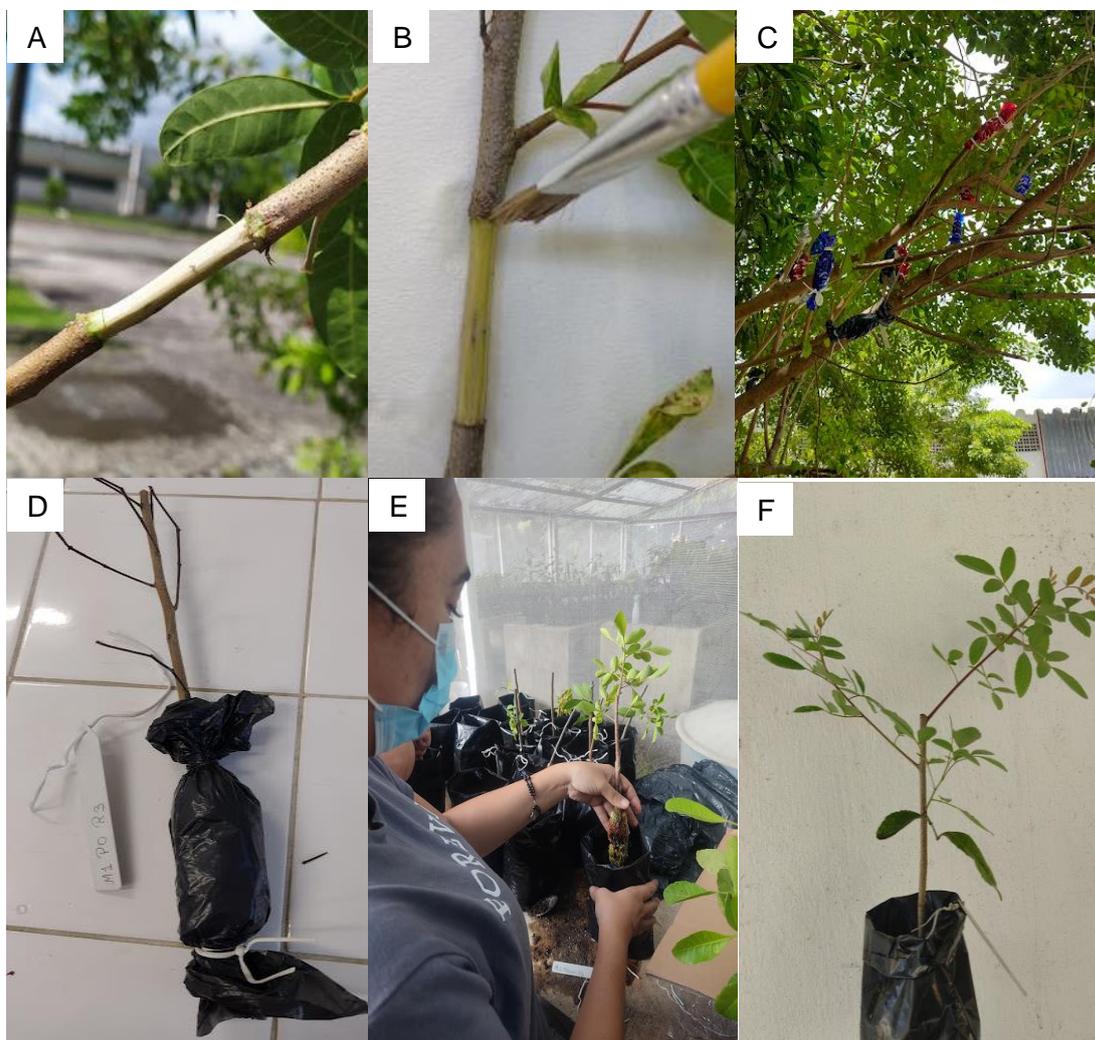


**Figura 5:** Localização das matrizes de *Schinus terebinthifolia* Raddi utilizadas para resgate vegetativo pela técnica de alporquia, no município de Recife-PE.

Os alporques foram instalados em galhos da parte basal das copas das matrizes, conforme as características dendrométricas (Tabela 3). A confecção dos alporques após a seleção dos galhos foi realizada com o anelamento (retirada da casca) em aproximadamente 5 cm com auxílio de um canivete. Posteriormente, foi adicionado com o auxílio de um pincel, diferentes concentrações de ácido indolbutírico (2.500 e 5.000 mg. L<sup>-1</sup> de AIB) e a testemunha que não teve nenhuma concentração adicionada (Figura 6A e B).

Em seguida, os alporques foram envolvidos com 5 g do substrato esfagno umedecido em água, acrescentado 33 mL de polímero hidroretentor Forth na concentração 7 g.L<sup>-1</sup> de água, com a finalidade de manter o substrato úmido e não haver a necessidade de irrigação durante o período de enraizamento. Posteriormente,

foram cobertos com plásticos de diferentes cores (transparente, preto, azul e vermelho), para fixação do substrato em torno do anelamento (Figura 6C).



**Figura 6:** Etapas do resgate vegetativo por alporquia de matrizes adultas de *Schinus terebinthifolia* Raddi. (A) galho com anelamento, (B) aplicação de AIB no galho anelado com pincel, (C) matriz com alporques instalados, (D) alporques recolhidos aos 45 dias para avaliação, (E) formação do minijardim clonal com os alporques enraizados e (F) minicepa aos 65 dias.

**Tabela 3:** Valores referentes ao diâmetro médio (mm), e altura média (m) e seus respectivos desvios padrões dos galhos do resgate vegetativo por alporquia nas matrizes adultas de *Schinus terebinthifolia* Raddi.

| Matriz | Diâmetro (mm) | Desvio padrão | Altura (m) | Desvio padrão |
|--------|---------------|---------------|------------|---------------|
| M1     | 7,2           | ± 1,43        | 1,5        | ± 0,44        |
| M2     | 8,2           | ± 1,43        | 1,9        | ± 0,24        |
| M3     | 10,0          | ± 2,77        | 2,9        | ± 0,26        |

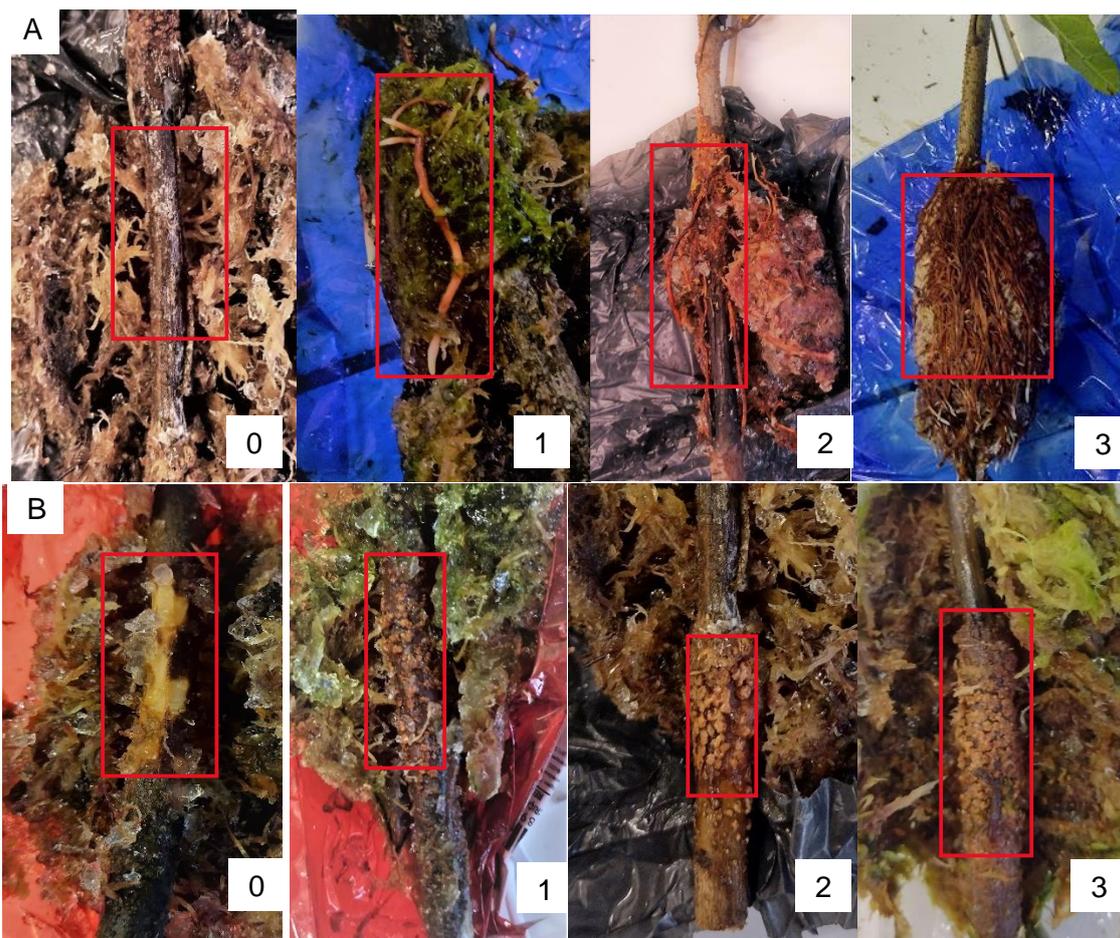
Os tratamentos consistiram na aplicação de 1 controle e 2 doses de AIB ( $0 \text{ mg.L}^{-1}$ ,  $2.500 \text{ mg.L}^{-1}$  e  $5.000 \text{ mg.L}^{-1}$ ), dispostos em quatro cores de embalagens (transparente, azul, vermelho e preto) (Tabela 4).

**Tabela 4:** Descrição dos tratamentos utilizados para realização do resgate vegetativo por alporquia nas matrizes adultas de *Schinus terebinthifolia* Raddi.

| Tratamentos | Cor embalagem | Dose AIB | Identificação |
|-------------|---------------|----------|---------------|
| T1          | Transparente  | 0        | T0            |
| T2          | Transparente  | 2500     | T2500         |
| T3          | Transparente  | 5000     | T5000         |
| T4          | Azul          | 0        | A0            |
| T5          | Azul          | 2500     | A2500         |
| T6          | Azul          | 5000     | A5000         |
| T7          | Preto         | 0        | P0            |
| T8          | Preto         | 2500     | P2500         |
| T9          | Preto         | 5000     | P5000         |
| T10         | Vermelho      | 0        | V0            |
| T11         | Vermelho      | 2500     | V2500         |
| T12         | Vermelho      | 5000     | V5000         |

Os alporques permaneceram por 45 dias após a aplicação dos tratamentos. Em seguida, foram desligados das plantas matrizes com uma tesoura de poda, deixando 25 centímetros a partir do anelamento, sendo posteriormente encaminhados ao LAS para avaliação. Os alporques foram avaliados aos 45 dias quanto a sobrevivência do galho, enraizamento, presença de calos e nota de raízes (Figura 7A) e calos (Figura 7B), em uma escala variando de 0 (nenhum calo e raiz formado), 1 (baixa formação de raiz e calo), 2 (formação média de calos e raízes) e 3 (presença de muitas raízes e calos).

Após as avaliações, os alporques com presença de raízes e/ou calos formaram um minijardim clonal (Figura 6E e 6F), colocados em sacos plástico de capacidade 3 L preenchidos com terra de subsolo (Tabela 5) e casca de coco, acomodados em casa de vegetação por 25 dias, onde foram transferidos para casa de sombra e posteriormente pleno sol, permanecendo 30 dias em cada ambiente. Durante este período foram avaliados: Número de brotos, tamanho dos brotos (cm) após atingirem 6 centímetros (tamanho mínimo para confecção de uma miniestaca) e sobrevivência (%).



**Figura 7:** Resgate vegetativo por alqueia de matrizes adultas de *Schinus terebinthifolia* Raddi. (A) escala de notas para formação de raízes, sem resultados (0), baixa produção de raízes, com até 4 raízes formadas (1), média produção de raízes, raízes envolvendo parte considerável do substrato (2), alta produção de raízes, envolvendo todo o substrato (3) e (B) Escala de classificação de produção de calo (A), sem resultados (0), baixa produção de calos (1), média produção de calos (2), alta produção de calos (3).

**Tabela 5:** Análise química da terra de subsolo utilizada para plantio dos alporques de *Schinus terebinthifolia* Raddi (Laboratório de Química Ambiental dos Solos do Departamento de Agronomia – UFRPE).

| Amostra | pH     | Ca                                 | Mg   | Al   | Na                  | K    | P                  | C.O. | M.O  | H + Al |
|---------|--------|------------------------------------|------|------|---------------------|------|--------------------|------|------|--------|
|         | (água) |                                    |      |      |                     |      |                    |      |      |        |
|         | 1:2,5  | Cmol <sub>c</sub> dm <sup>-3</sup> |      |      | mg dm <sup>-3</sup> |      | g kg <sup>-1</sup> |      |      |        |
| Solo    | 5,60   | 3,60                               | 1,70 | 0,05 | 0,10                | 0,30 | 15,23              | 3,94 | 6,79 | 4,61   |

Ao completar 30 dias em pleno sol, as minicepas oriundas dos alporques foram avaliadas em: número de brotos, tamanho dos brotos (cm), número de folhas, presença de raiz, volume de raiz (ml), massa seca da parte aérea e raiz (g). Para determinação da massa seca da parte aérea foram considerados apenas as brotações emitidas após a remoção dos galhos da planta matriz, excluindo os galhos anelados do cálculo.

O experimento foi instalado em delineamento em blocos casualizados (DBC), em esquema fatorial 3 x 4 x 3 (matrizes, com 4 tipos de embalagens para envolver o alporque e; com 3 diferentes dosagens de AIB), com três repetições, totalizando 36 parcelas por matriz, cada parcela foi constituída por um alporque. Os dados obtidos foram submetidos a análise de variância a 1 % e 5 % de significância para o teste F e aqueles que apresentaram diferenças significativas tiveram as medias comparadas pelo teste de Tukey a 5 % de significância, com auxílio dos softwares R (R CORE TEAM, 2020) e Rbio (BHERING, 2017).

### 3.5. Estimativas de parâmetros genético utilizados no resgate vegetativo pela técnica estaquia e galhos podados

#### 3.5.1 Modelo genético e estatístico de genótipos submetidos ao resgate de estacas e galhos em diferentes ambientes.

Para estudos de seleção dos genótipos responsivos ao enraizamento adventício no resgate de estacas e no resgate de galhos de *S. terebinthifolia*, foram obtidos os valores genotípicos e parâmetros genéticos com uso da metodologia de modelos mistos (RESENDE, 2002).

Foram submetidos a um delineamento em blocos casualizados, contendo 10 genótipos, uma planta por parcela, sendo 14 estacas (para o experimento de resgate com estacas) e 10 galhos (para o experimento de resgate com galhos), passando por vários locais (resgate de estacas – casa de vegetação, sombra e pleno sol 60 dias e resgate de galhos – casa de vegetação: 30 dias, casa de sombra: 60 dias e pleno sol: 90 dias).

Por considerar os efeitos fixos e aleatórios do experimento, possibilitando o conhecimento do valor genotípico dos indivíduos e a interação genótipo x ambientes, o modelo utilizado foi o modelo 54 do software Selegen REML/BLUP (RESENDE, 2016), sendo:

$$y = Xb + Zg + Wge + e, \text{ em que:}$$

Em que: y é o vetor de dados, b é o vetor dos efeitos de repetição (assumidos como fixos) somados à média geral, g é o vetor dos efeitos genotípicos (assumidos como aleatórios), ge é vetor dos efeitos da interação genótipo x ambiente (aleatórios) e é o

vetor de erros ou resíduos (aleatórios). As letras maiúsculas representam as matrizes de incidência para os referidos efeitos.

Distribuições e estruturas de médias e variâncias:

$$E \begin{bmatrix} y \\ g \\ ge \\ e \end{bmatrix} = \begin{bmatrix} Xb \\ 0 \\ 0 \\ 0 \end{bmatrix}; \quad Var \begin{bmatrix} g \\ ge \\ e \end{bmatrix} = \begin{bmatrix} I\sigma_g^2 & 0 & 0 \\ 0 & I\sigma_{ge}^2 & 0 \\ 0 & 0 & I\sigma_e^2 \end{bmatrix}$$

Equações de modelo misto:

$$\begin{bmatrix} X'X & X'Z & X'W \\ Z'X & Z'Z + I\lambda_1 & Z'W \\ W'X & W'Z & W'W + I\lambda_2 \end{bmatrix} \begin{bmatrix} \hat{b} \\ \hat{g} \\ \hat{ge} \end{bmatrix} = \begin{bmatrix} X'y \\ Z'y \\ W'y \end{bmatrix}, \text{ em que:}$$

$$\lambda_1 = \frac{\sigma_e^2}{\sigma_g^2} = \frac{1 - h_g^2 - c_{ge}^2}{h_g^2}; \quad \lambda_2 = \frac{\sigma_e^2}{\sigma_{ge}^2} = \frac{1 - h_g^2 - c_{ge}^2}{c_{ge}^2}$$

$$h_g^2 = \frac{\sigma_g^2}{\sigma_g^2 + \sigma_{ge}^2 + \sigma_e^2} = \text{herdabilidade individual no sentido amplo de parcelas}$$

individuais no bloco;

$$c_{ge}^2 = \frac{\sigma_{ge}^2}{\sigma_g^2 + \sigma_{ge}^2 + \sigma_e^2} = \text{coeficiente de determinação dos efeitos da interação genótipos}$$

x ambientes;

$$\sigma_g^2 = \text{variância genotípica;}$$

$$\sigma_{ge}^2 = \text{variância da interação genótipos x ambientes;}$$

$$\sigma_e^2 = \text{variância residual entre parcelas;}$$

$$r_{gloc} = \frac{\sigma_g^2}{\sigma_g^2 + \sigma_{ge}^2} = \frac{h_g^2}{h_g^2 + c_{ge}^2} : \text{ correlação genotípica dos materiais genéticos através}$$

dos ambientes.

Estimadores de componentes de variância por REML via algoritmo EM:

$$\hat{\sigma}_e^2 = \frac{[y'y - \hat{b}' X'y - \hat{g}' Z'y - \hat{ge}' W'y]}{[N - r(x)]};$$

$$\hat{\sigma}_g^2 = \frac{[\hat{g}' \hat{g} + \hat{\sigma}_e^2 \text{tr } C^{22}]}{q};$$

$$\hat{\sigma}_{ge}^2 = \frac{[\hat{ge}' \hat{ge} + \hat{\sigma}_e^2 \text{tr } C^{33}]}{s} \text{ em que:}$$

$C^{22}$  e  $C^{33}$  advém de:

$$C^{-1} = \begin{bmatrix} C_{11} & C_{12} & C_{13} \\ C_{21} & C_{22} & C_{23} \\ C_{31} & C_{32} & C_{33} \end{bmatrix}^{-1} = \begin{bmatrix} C^{11} & C^{12} & C^{13} \\ C^{21} & C^{22} & C^{23} \\ C^{31} & C^{32} & C^{33} \end{bmatrix}$$

$C$  = matriz dos coeficientes das equações de modelo misto;

$\text{tr}$  = operador traço matricial;

$r(x)$  = posto da matriz  $X$ ;

$N, q, s$  = número total de dados, número de clones e número de combinações genótipos x ambientes, respectivamente.

Nesse modelo, os valores genotípicos preditos livres da interação, considerando todos os locais são dados por  $\mu + g$ , em que  $\mu$  é a média de todos os locais. Para cada local  $j$ , os valores genotípicos foram preditos por  $u_j + g + g_e$ , em que  $u_j$  é a média do local  $j$ .

O teste da razão da máxima verossimilhança e Análise de Deviance determinou a significância dos efeitos aleatórios ( $g$  e  $g_e$ ). As deviances foram obtidas conforme descrito por Resende (2007), utilizando-se o modelo com e sem os respectivos efeitos. Então, foi subtraída a deviance obtida no modelo completo do modelo sem o efeito, e comparada com o valor do Qui-quadrado ( $\chi^2$ ) com um grau de liberdade a 5 % de significância (3,84).

Para os valores genotípicos significativos, perante análise de deviance, dos caracteres de sobrevivência, presença de brotos e enraizamento (resgate de estacas) e sobrevivência e número de brotos (resgate de galhos) foram baseados na estatística denominada média harmônica da performance relativa dos valores genéticos (MHPRVG) preditos, conforme descrito por Resende (2004).

Todas as análises foram realizadas mediante software SELEGEN-REML/BLUP (RESENDE, 2016).

### 3.5.2 Modelo genético e estatístico de genótipos submetidos ao resgate de estacas em pleno sol no enraizamento adventício

Para estudos de seleção dos genótipos responsivos ao enraizamento adventício no resgate de estacas e formação de mudas clonais de *S. terebinthifolia* foram obtidos os valores genotípicos e parâmetros genéticos com uso da metodologia de modelos mistos (RESENDE, 2002).

Foram submetidos a um delineamento em blocos casualizados, contendo 10 genótipos, uma planta por parcela, sendo 14 estacas. Por considerar os efeitos fixos e aleatórios do experimento, possibilitando o conhecimento do valor genotípico dos indivíduos, o modelo utilizado foi o 20 do software Selegen REML/BLUP (RESENDE, 2016), sendo:

$$y = Xr + Zg + e$$

Em que:  $y$  é o vetor de dados,  $r$  é o vetor dos efeitos de repetição (assumidos como fixos) somados à média geral,  $g$  é o vetor dos efeitos genotípicos (assumidos como aleatórios) em que,  $g \sim N(0, G)$ , sendo  $G = I\sigma_g^2$ ,  $e$  é o vetor de erros ou resíduos

(aleatórios) sendo que  $e \sim N(0, R)$  e  $R = I\sigma_e^2$ .  $\mathbf{X}$  e  $\mathbf{Z}$  são matrizes de incidência que relacionam, respectivamente, os efeitos de  $\mathbf{r}$  e  $\mathbf{g}$  ao vetor  $\mathbf{y}$ .

Distribuições e estruturas de médias e variâncias:

$$E \begin{bmatrix} \mathbf{y} \\ \mathbf{g} \\ \mathbf{e} \end{bmatrix} = \begin{bmatrix} \mathbf{X}\mathbf{r} \\ 0 \\ 0 \end{bmatrix}; \quad \text{Var} \begin{bmatrix} \mathbf{g} \\ \mathbf{e} \end{bmatrix} = \begin{bmatrix} I\sigma_g^2 & 0 \\ 0 & I\sigma_e^2 \end{bmatrix}$$

Equações de modelo misto:

$$\begin{bmatrix} \mathbf{X}'\mathbf{X} & \mathbf{X}'\mathbf{Z} \\ \mathbf{Z}'\mathbf{X} & \mathbf{Z}'\mathbf{Z} + \lambda_1 \end{bmatrix} \begin{bmatrix} \mathbf{r} \\ \mathbf{g} \end{bmatrix} = \begin{bmatrix} \mathbf{X}'\mathbf{y} \\ \mathbf{Z}'\mathbf{y} \end{bmatrix}, \text{ em que:}$$

$$\lambda_1 = \frac{\sigma_e^2}{\sigma_g^2} = \frac{1-h_g^2}{h_g^2},$$

$$h_g^2 = \frac{\sigma_g^2}{\sigma_g^2 + \sigma_e^2} = \text{herdabilidade individual no sentido amplo de parcelas individuais;}$$

$$\sigma_g^2 = \text{variância genotípica;}$$

$$\sigma_e^2 = \text{variância residual entre parcelas;}$$

Estimadores de componentes de variância por REML via algoritmo EM:

$$\hat{\sigma}_e^2 = \frac{[\mathbf{y}'\mathbf{y} - \hat{\mathbf{r}}'\mathbf{X}'\mathbf{y} - \hat{\mathbf{g}}'\mathbf{Z}'\mathbf{y}]}{[N-r(x)]},$$

$$\hat{\sigma}_g^2 = \frac{[\hat{\mathbf{g}}'\hat{\mathbf{g}} + \hat{\sigma}_e^2 \text{tr } \mathbf{C}^{22}]}{q}; \text{ em que:}$$

$\mathbf{C}^{22}$  advém de:

$$\mathbf{C}^{-1} = \begin{bmatrix} \mathbf{C}_{11} & \mathbf{C}_{12} \\ \mathbf{C}_{21} & \mathbf{C}_{22} \end{bmatrix}^{-1} = \begin{bmatrix} \mathbf{C}^{11} & \mathbf{C}^{12} \\ \mathbf{C}^{21} & \mathbf{C}^{22} \end{bmatrix}.$$

$\mathbf{C}$  = matriz dos coeficientes das equações de modelo misto;

tr = operador traço matricial;

$r(x)$  = posto da matriz  $\mathbf{X}$ ;

$N, q$  = número total de dados e número de genótipos, respectivamente.

Na metodologia de modelos mistos, o teste recomendado para os efeitos aleatórios é o teste da razão de verossimilhança (LRT), mediante a uma análise de deviance. Portanto, realizou-se análise de deviance (ANADEV) (RESENDE, 2007). As deviances foram obtidas, rodando-se o modelo com e sem os valores de  $h^2$  para cada variável e, em seguida, subtraindo-os e confrontando-os com o valor do Qui-quadrado com um grau de liberdade a 5% de probabilidade.

Nesse modelo, os valores genotípicos preditos, são dados por  $\mu + g$ . Todas as análises foram realizadas mediante software SELEGEN-REML/BLUP (RESENDE, 2016).

### 3.6. Estabelecimento e condução de minijardim clonal de mudas seminais

O minijardim clonal foi estabelecido a partir de mudas seminais, as sementes que deram origem as mudas foram coletadas das matrizes de *Schinus terebinthifolia* realizada em população natural, localizada no município de Goiana, Pernambuco, Brasil (detalhadas no item 4.1).

As sementes das matrizes selecionadas passaram por beneficiamento manual, o qual consistiu em retirar as sementes quebradas, atacadas por insetos ou fungos e com má formação. A sementeira foi realizada em tubetes plásticos com capacidade de 180 cm<sup>3</sup>, preenchido com vermiculita granulometria média e substrato comercial Basaplant em proporção 1:1, sendo colocadas dez sementes em cada tubete. Esta fase foi conduzida na casa de sombra. Após a germinação, as mudas passaram por um raleio, permanecendo apenas a muda mais vigorosa de cada tubete.

Aos 150 dias após a sementeira, as mudas foram transplantadas para vasos com capacidade para 3 L, preenchidos com terra de subsolo (Tabela 5), vermiculita e substrato comercial Basaplant na proporção 3:1:1. Após estabelecimento das mudas foi aplicado 20 g de fertilizante de liberação lenta Paulifétil para manutenção da nutrição das minicepas.

Com aproximadamente 7 meses após a sementeira, as mudas tiveram o ápice decepado para estímulo de brotações laterais, formando minicepas com 25 cm a partir do substrato, e posterior estabelecimento do minijardim clonal. As minicepas permaneceram em ambiente coberto e irrigação manual realizada uma vez ao dia.

O minijardim clonal foi avaliado a cada 30 dias (a primeira avaliação foi realizada após 30 dias após a decepta) em: Número de brotações; Comprimento das brotações (cm, considerados apenas aqueles que tivessem tamanho a partir de 6 cm); Número de miniestacas. Foram realizadas 4 avaliações, totalizando 4 meses.

Durante a avaliação, as brotações acima de 6 cm eram podadas com tesoura de poda, aqueles que não tinham tamanho suficientes permaneceram sem poda.

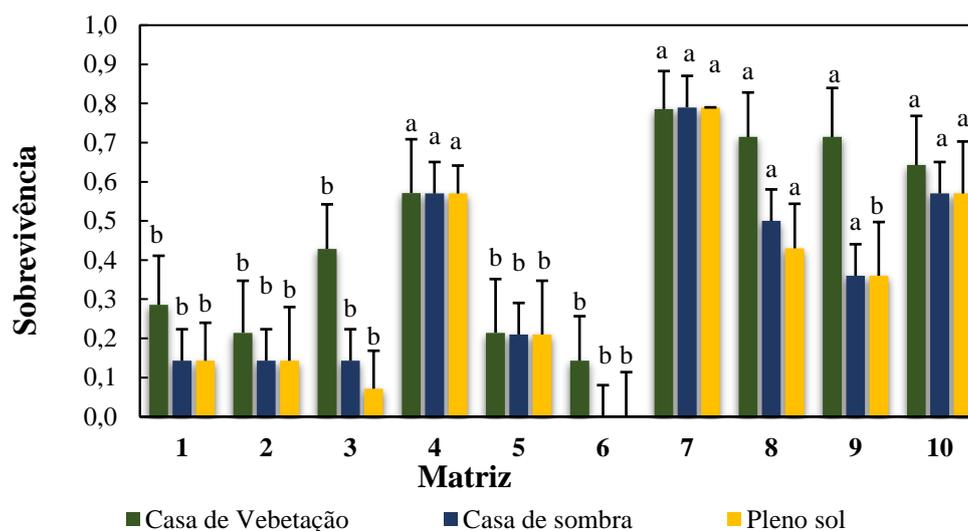
O estudo foi conduzido em delineamento inteiramente casualizado, com 10 progênies com o número de repetições distintas, devido ao número de mudas disponíveis, totalizando 96 minicepas. Os dados foram submetidos à análise da variância pelo teste F e, quando significativos, submetidos à comparação entre médias, pelo teste de Tukey, a 5% de probabilidade, com auxílio dos softwares R (R CORE TEAM, 2020) e Rbio (BHERING, 2017).

## 4. RESULTADOS E DISCUSSÃO

### 4.1. Resgate vegetativo de estacas em árvores adultas

Durante o período de avaliação, houve diferenças estatísticas entre as matrizes para as variáveis sobrevivência, presença de brotos e presença de raiz na saída dos ambientes casa de vegetação e casa de sombra. Já na saída do ambiente pleno sol foi significativo apenas as variáveis sobrevivência e presença de brotos (Figura 9).

As matrizes 4, 7, 8, 9, e 10 foram estatisticamente superiores às demais quanto a sobrevivência e presença de raiz durante o período que permaneceram em casa de vegetação (Figura 9; Figura 11). As matrizes 7, 8 e 9 mantiveram sobrevivência superior a 70 %, enquanto as matrizes 1, 2, 5 e 6 apresentaram sobrevivência inferior a 30 %. Quanto ao enraizamento, a matriz M7 obteve 78 % das estacas enraizadas as matrizes M4, M10, M8 e M9 em torno de 50 %, e a matriz M3 não apresentou nenhuma estaca com raiz.



**Figura 9:** Agrupamento de médias da variável Sobrevivência em estacas de matrizes adultas de *Schinus terebinthifolia* Raddi na saída dos ambientes casa de vegetação, casa de sombra e pleno sol aos 60, 120 e 180 dias após resgate, respectivamente, pelo teste de Scott-Knott a 5 % de significância.

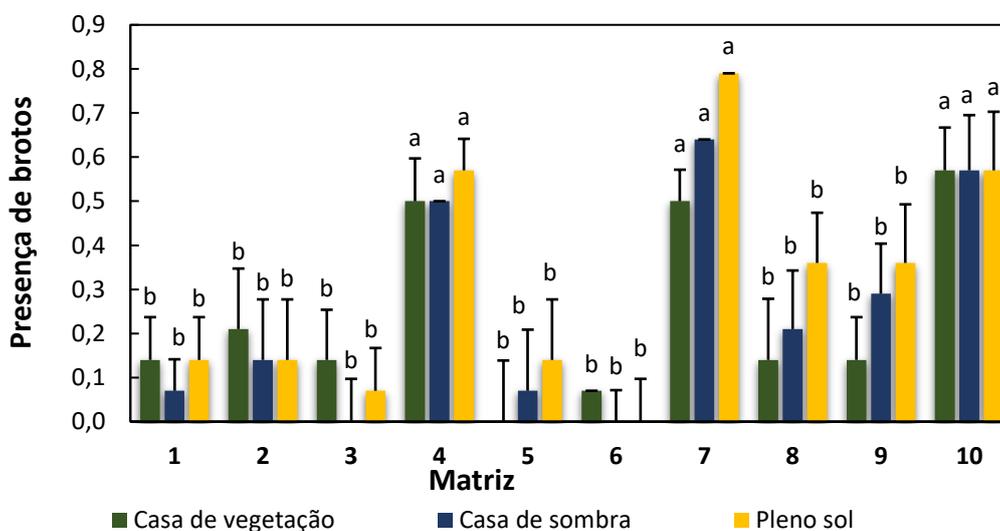
Quanto a emissão de brotos, apenas as matrizes 7, 8 e 9 foram estatisticamente superiores, em que aproximadamente 50 % das estacas emitiram brotos, enquanto a M6 e M5 apresentaram 7 % e nenhuma brotação, respectivamente (Figura 10).

Os genótipos que apresentaram maiores sobrevivência, também apresentaram formação de sistema radicular ao sair da casa de vegetação e, os genótipos 7, 8 e 9 já apresentaram formação de parte aérea, mostrando que o potencial de produção de muda varia de um genótipo para outro. A formação de raízes e parte aérea está relacionada as

concentrações de substâncias indutoras, como a relação auxina/citocinina, que é variável entre os diferentes materiais genéticos, mostrando a importância de encontrar genótipos que apresentem características de qualidade e alta capacidade de enraizamento, garantindo assim boa capacidade de formação de mudas (MAGGIONI et al., 2020; XAVIER WENDLING; SILVA, 2021).

A sobrevivência acima de 50 % em metade dos genótipos avaliados também pode estar relacionada as condições ambientais proporcionadas durante a permanência na casa de vegetação, que proporcionou condições de umidade e temperatura favoráveis a sobrevivência das estacas, mesmo com pouca emissão de parte aérea (MAGGIONI et al., 2020).

As matrizes 7, 4 e 10 foram as que obtiveram maiores porcentagens de sobrevivência, emissão de brotos e raízes no ambiente casa de sombra (Figura 10). A matriz M7 apresentou resultados superiores a 60 % para todas as variáveis analisadas. Para sobrevivência, as matrizes M7, M10, M4 e M8 apresentaram resultados superiores a 50 %, diferenciando-se estatisticamente das demais, que apresentaram sobrevivência inferior a 35 %, chegando à mortalidade total na matriz 6.



**Figura 10:** Agrupamento de médias da variável Presença de broto em estacas de matrizes adultas de *Schinus terebinthifolia* Raddi na saída dos ambientes casa de vegetação, casa de sombra e pleno sol aos 60, 120 e 180 dias após resgate, respectivamente, pelo teste de Scott-Knott a 5 % de significância.

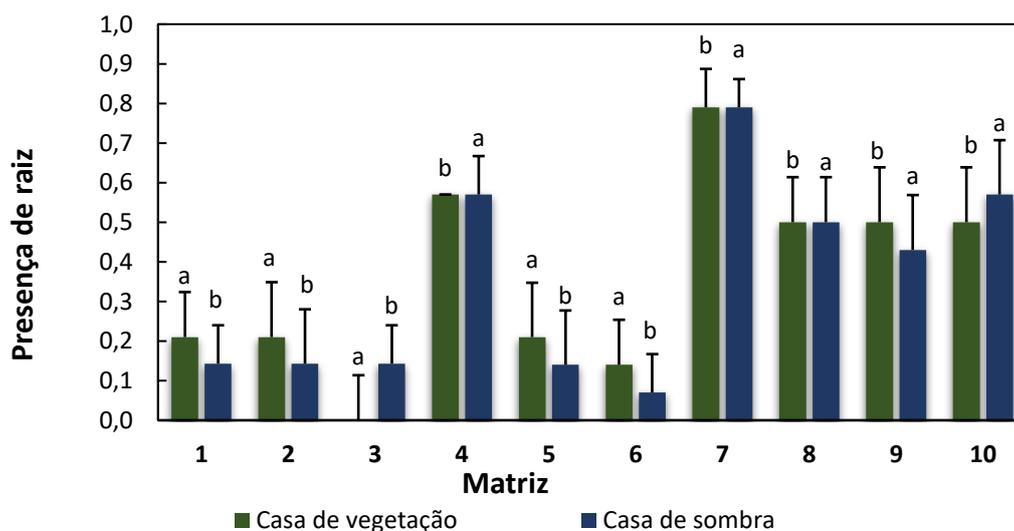
Quanto a emissão de brotos, as matrizes M7, M10 e M4 apresentaram 64 %, 57 % e 50 % das estacas com presença de brotos, respectivamente. Já as matrizes 3 e 6 não emitiram nenhuma brotação. Em todos os genótipos houve enraizamento, no entanto, apenas as matrizes M7, M10, M4, M8 e M9 foram significativamente superior, com

porcentagens acima de 40, as demais apresentaram emissão de raiz abaixo de 15 % nas estacas.

Holanda et al. (2012) ao avaliarem a técnica de estaquia para esta espécie, encontraram resultados semelhantes para as porcentagens de enraizamento utilizando a mesma concentração de AIB, entretanto a sobrevivência observada foi superior em aos 100 dias.

A sobrevivência das estacas pode estar relacionada com a não emissão de raízes, que são responsáveis pela absorção de água e nutrientes, e a falta de raízes pode ser devido à idade da planta matriz. O resgate foi realizado em plantas adultas, que perdem a capacidade rizogênica de acordo com o aumento da idade ontogenética da planta, aumentando o acúmulo de inibidores de enraizamento e presença de barreiras anatômicas no tecido lignificado entre o floema e o córtex (HARTAMANN et al., 2017). No entanto, muitas espécies mostram-se aptas a propagação vegetativa com adequação de algumas condições como o estado nutricional da planta matriz, o ambiente de propagação e tratamentos com aplicação de auxinas (BERNARDES et al., 2020).

Os genótipos 7, 10, 4, 8, e 9 foram estatisticamente superiores, com 78 %, 57 %, 57 %, 42 % e 35 % de estacas vivas em ambiente de pleno sol, respectivamente (Figura 9). Os demais genótipos mantiveram a sobrevivência da avaliação em casa de sombra. Os materiais genéticos 7, 10 e 4 tiveram maior produção de brotos, com emissão de brotos na mesma porcentagem de sobrevivência dos respectivos genótipos.



**Figura 11:** Agrupamento de médias da variável Presença de raiz em estacas de matrizes adultas de *Schinus terebinthifolia* Raddi na saída dos ambientes casa de vegetação e casa de sombra aos 60 e 120 dias após resgate, respectivamente, pelo teste de Scott-Knott a 5 % de significância.

Ao final do período de avaliação, foi observado que os genótipos que apresentaram melhor desempenho no período inicial em casa de vegetação continuaram com o mesmo desempenho após o período de formação de muda, apresentando além de sobrevivência, formação de parte aérea e sistema radicular.

O processo de formação de muda clonada inicia-se com o enraizamento, o qual é realizado em casa de vegetação para proporcionar condições ambientais favoráveis a propagação vegetativa. Após esta etapa é necessária aclimação das mudas em casa de sombra, com o intuito de proporcionar resistência as mudas, após este período transferidas para ambiente com pleno sol, etapa onde a muda irá se desenvolver em condições naturais (XAVIER; WENDLING; SILVA, 2021). Assim, é importante estudos que avaliem o processo de formação e desenvolvimento de mudas propagadas assexuadamente nos três ambientes.

Estes resultados evidenciam que cada genótipo apresenta viabilidade diferente para a propagação via estaquia, sendo dependente da qualidade de muda formada e do seu desempenho após a propagação. Isto ainda está relacionado com as condições que o ambiente proporciona a muda clonada, além do fornecimento exógeno de auxinas, uma vez que as estacas já possuem quantidades endógenas de hormônios promotores ou inibidores do enraizamento, a aplicação exógena pode não favorecer o balanço hormonal e cada genótipo responde de maneira específica (DIAS et al., 2012).

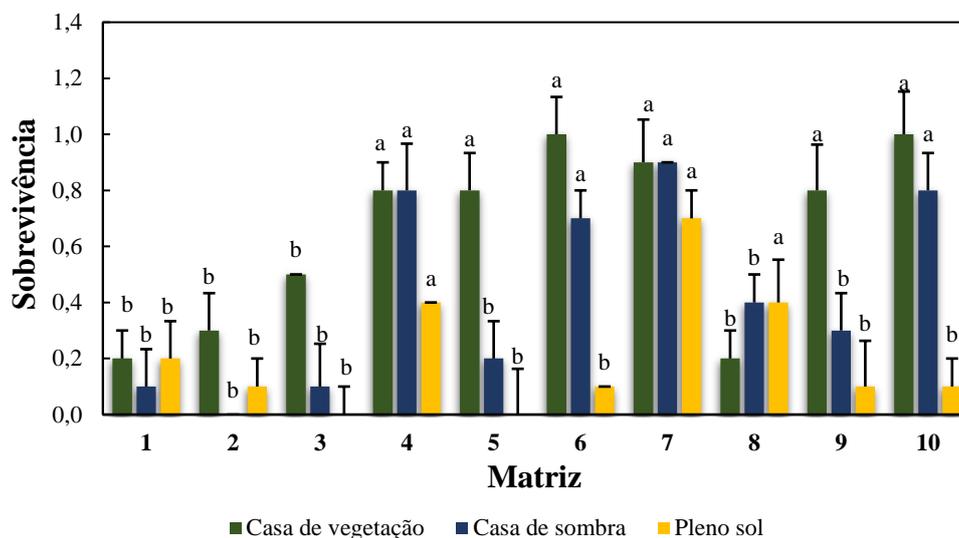
A formação de parte aérea também é um fator importante na formação da muda, algumas estacas que não emitiram raízes, mas mantiveram as folhas originais, permaneceram vivas, pois as folhas são responsáveis por promover a manutenção das auxinas e fotoassimilados que favorecem a emissão de raízes (SANTOS et al., 2021), tornando-se uma muda capaz de realizar processos que a manterá em desenvolvimento.

#### 4.2 Resgate vegetativo de galhos em arvores adultas

Ao final do período de avaliação, foram observadas diferenças significativas entre as matrizes de *Schinus terebinthifolia* na saída dos três ambientes (Casa de vegetação, Casa de sombra e Pleno sol) para as variáveis Sobrevivência (Figura 12) e Número de brotos (Figura 13). No entanto, a variável Tamanho de broto foi significativo apenas no ambiente Pleno sol (Figura 14).

As matrizes M4, M10 e M9 foram estatisticamente superiores as demais, com média de 9, 7 e 5 brotações por matriz, respectivamente (Figura 13). Durante o período

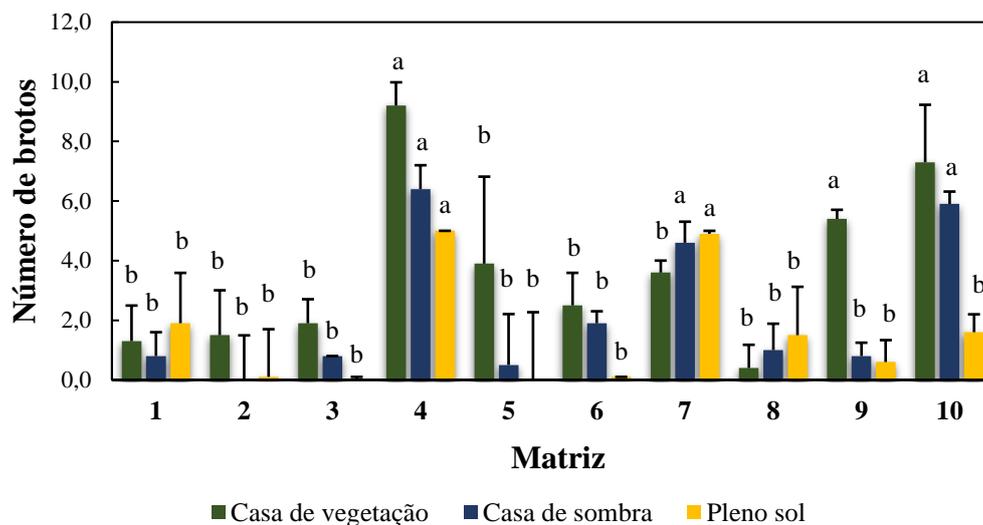
em casa de vegetação as brotações começaram a apresentar mortalidade, que pode ter sido causada pelo excesso de umidade, então foram transferidas para ambiente de casa de sombra. Quanto a sobrevivência, apenas as matrizes M3, M2, M1 e M8 tiveram sobrevivência inferior a 60 %, foram considerados vivos aqueles que emitiram alguma brotação (Figura 12). As matrizes M10 e M6 permaneceram com todos os galhos vivos.



**Figura 12:** Agrupamento de médias da variável Sobrevivência em galhos destacados de matrizes adultas de *Schinus terebinthifolia* Raddi na saída dos ambientes casa de vegetação, casa de sombra e pleno sol aos 30, 120 e 180 dias após resgate, respectivamente, pelo teste de Scott-Knott a 5 % de significância.

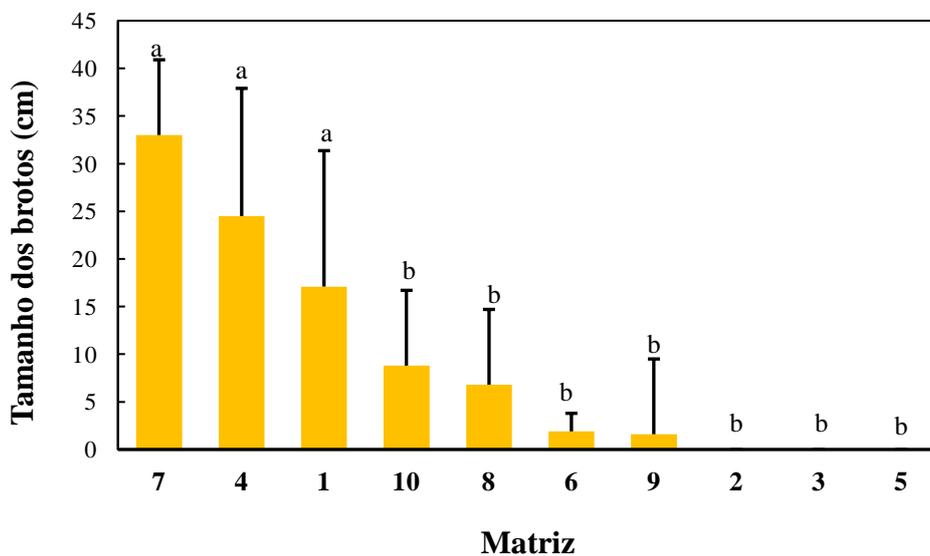
Todas as matrizes emitiram brotos na primeira avaliação, no entanto as matrizes 4, 3, 9, e 3 emitiram brotos aos 15 dias após o resgate. Conceição et al. (2020), avaliando a espécie *Bertholletia excelsa* Bonp (Castanha do Brasil) para esta técnica, observaram as primeiras brotações aos 10 dias após resgate e, assim como o presente estudo houve diferenças entre matrizes, resultado observado também por Lima et al. (2020) com a espécie *Myrciaria dubia* (Kunth) McVaugh (Camu-camu).

As matrizes M4 e M10 permaneceram com as maiores médias de brotações em casa de sombra, no entanto houve uma redução em relação ao período em casa de vegetação. Os galhos da matriz 2 não apresentou brotações, assim como não houve sobrevivência. As matrizes M7, M10, M4 e M6 foram as que apresentaram maiores sobrevivência, com 90, 80, 80 e 70 %, diferenciando-se estatisticamente das demais (Figura 12).



**Figura 13:** Agrupamento de médias da variável Número de brotos em galhos destacados de matrizes adultas de *Schinus terebinthifolia* Raddi na saída dos ambientes casa de vegetação, casa de sombra e pleno sol aos 30, 120 e 180 dias após resgate, respectivamente, pelo teste de Scott-Knott a 5 % de significância.

A maior produção de brotações epicórmicas no ambiente Pleno sol, foram observadas nas matrizes 7, 4 e 1, com uma média de 30, 20 e 15 cm. Os genótipos 2, 3 e 5 não apresentaram nenhuma brotação acima de 6 cm (Figura 13). Quanto a quantidade de brotos emitidos, apenas as matrizes M4 e M7 foram estatisticamente superiores, com média de 4 brotos por galho.



**Figura 14:** Agrupamento de médias da variável Tamanho dos brotos emitidos em galhos destacados de matrizes adultas de *Schinus terebinthifolia* Raddi na saída do ambiente pleno sol aos 180 dias após resgate, respectivamente, pelo teste de Scott-Knott a 5 % de significância.

Em relação a sobrevivência em pleno sol, os genótipos 7 e 4 permaneceram com as maiores taxas de sobrevivência, seguido do genótipo 8. Todas as repetições dos

genótipos 3 e 5 não apresentaram nenhum galho responsivo. Nas avaliações anteriores a matriz 2 não apresentava sobrevivência devido ser considerados vivos aqueles galhos com presença de brotos e no momento da avaliação os galhos desse genótipo apresentaram apenas brotações mortas.

Silva et al. (2021) avaliaram a produtividade de galhos para a espécie *Paratecoma peroba* (Record) Kuhlm. e observaram maiores produtividade nas primeiras coletas, assim como altas variações entre as matrizes, o que é explicado devido a capacidade específica de cada genótipo em emitir brotos e ao fato de que, quando os galhos são podados a quantidade de auxinas e citocinas armazenadas são suficientes para emissão de novos brotos, como observamos nos genótipos 4 e 7 ao longo de todo período experimental.

Ao decorrer das avaliações são observadas reduções em todas as variáveis avaliadas, a redução da emissão de brotos e sobrevivência dos galhos podem ser atreladas a redução das reservas nutricionais contidas nos galhos (CONCEIÇÃO et al., 2020). Ao decorrer das avaliações foi observado que alguns galhos sem brotações vivas, voltaram a emitir brotos. O que pode ser explicado com a possível emissão de raízes por estes galhos, visto que estavam em contato com substrato. A presença de raízes pode ter possibilitado a absorção de nutrientes e posterior emissão de novas brotações.

#### 4.2.4 Miniestaquia

Após saída do ambiente casa de vegetação e casa de sombra, as variáveis enraizamento, sobrevivência e presença de brotos, avaliadas nas miniestacas não apresentaram diferenças significativas entre as matrizes. Já a avaliação final, houve diferenças significativas ( $p < 0,05$ ) entre as matrizes estudadas para a variável massa de matéria seca (g).

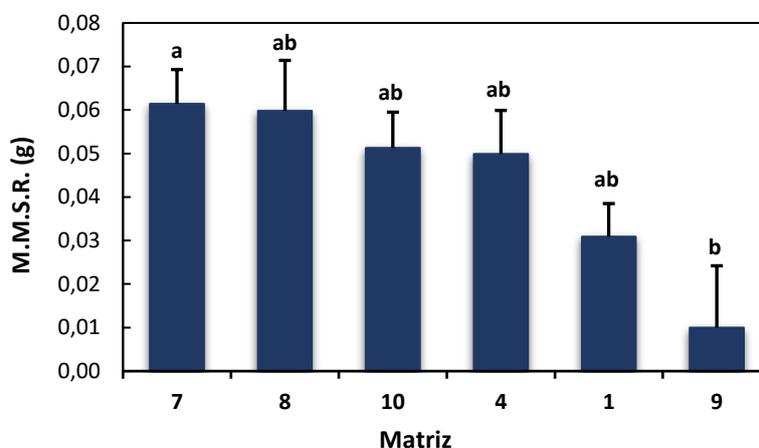
Todas as miniestacas vivas formaram raízes, no entanto, nem todas as miniestacas vivas emitiram brotos. Apenas as matrizes M4, M8 e M9 tiveram todas as miniestacas vivas com emissão de brotos. Com exceção das matrizes M4 e M6, todas as matrizes tiveram sobrevivência de ao menos 50 % das miniestacas aos 90 dias após estaqueamento. O mesmo resultado foi observado para a emissão de raízes.

Em estudo realizado por Dutra et al (2021), avaliando diferentes concentrações de AIB no enraizamento de miniestacas para a espécie *S. terebinthifolia* encontraram resultados semelhantes quanto a porcentagem de sobrevivência ser semelhante a taxa de

enraizamento das miniestacas. No entanto, constataram apenas 35 % de enraizamento e sobrevivência das miniestacas intermediárias aos 60 dias.

A sobrevivência de miniestacas é influenciada por condições do ambiente ao qual são expostas, como alta temperatura e baixa umidade relativa do ar, que pode acontecer em casas de vegetação (DUTRA et al., 2021). Estes fatores aliados ao manejo que as miniestacas são submetidas e condições fisiológicas do material vegetativo pode interferir na sobrevivência e conseqüentemente o enraizamento (XAVIER; WENDLING; SILVA, 2021).

Para a produção de massa de matéria seca de raízes, a matriz M9 foi a que produziu menor MMSR, sendo estatisticamente inferior a matriz M7 (Figura 15).



**Figura 15:** Médias da massa de matéria seca das raízes (M.M.S.R. - g) de miniestacas advindas de brotações de galhos resgatados em matrizes de *Schinus terebinthifolia* Raddi pelo teste de Tukey a 5 %.

A capacidade das miniestacas de emitir e desenvolver raízes adventícias também depende de alguns fatores, é específica de cada genótipo e espécie, sendo influenciada pelos reguladores de crescimentos e suas concentrações, além da influência das condições ambientais que são submetidas (GIBSON et al., 2021).

Além dos fatores citados acima, o enraizamento é reduzido com o aumento da idade ontogenética da planta, tamanho e tipo de propágulo, área foliar da miniestaca e época do ano (HARTAMANN et al., 2017). As miniestacas avaliadas foram confeccionadas a partir de brotações de galhos podados resgatados de matrizes adultas. Este tipo de resgate não rejuvenesce completamente o material vegetativo (ALFENAS et al., 2009), o que pode ocasionar a redução na emissão de raízes.

Apenas a matriz 9 não apresentou sistema radicular bem desenvolvido, as demais tiveram uniformidade e desenvolvimento do sistema radicular. O desenvolvimento e qualidade de raízes formadas estão relacionadas a capacidade do genótipo, o substrato e

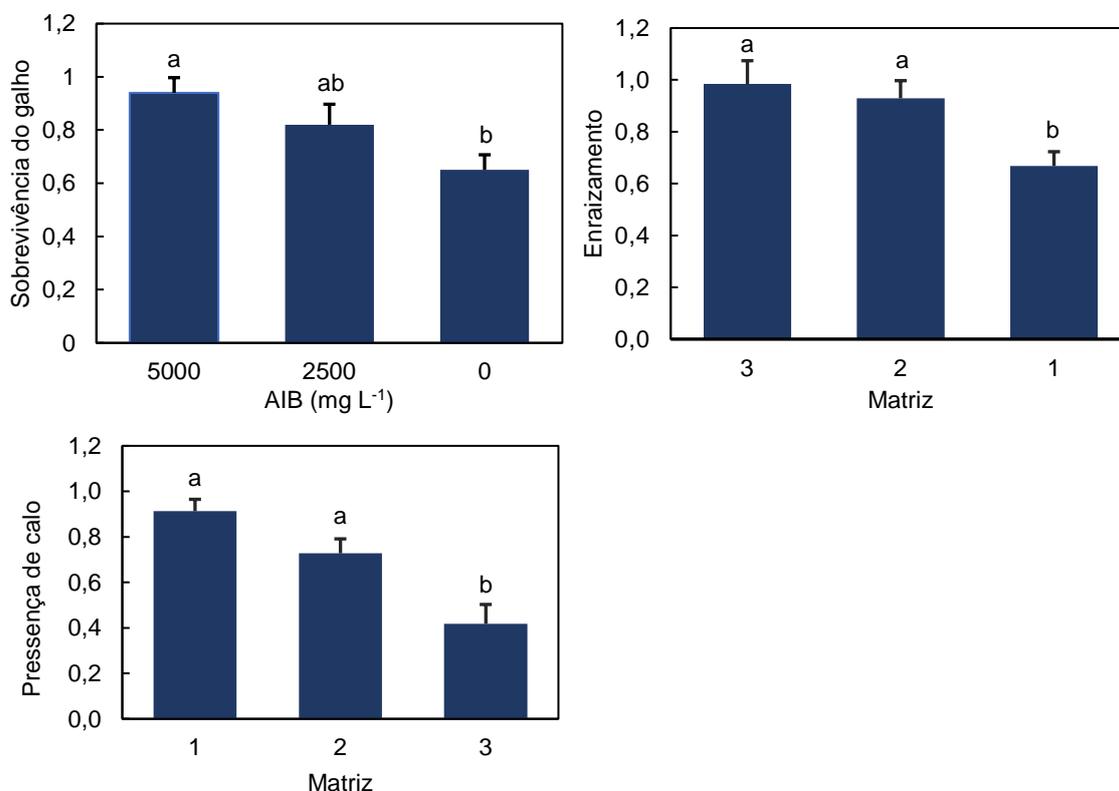
ao uso de auxinas exógenas, que aumentam a quantidade e qualidade do sistema radicular (HARTMANN, et al., 2017; MANTOVANI et al., 2017).

A técnica de galhos podados para resgate vegetativo e posterior propagação via miniestaquia, mostrou-se eficiente para a espécie *S. terebinthifolia*, visto que foi possível concluir as duas etapas. É importante ressaltar a necessidade de novos estudos para adequar técnicas de manejo que possibilitem maior produção de mudas clonadas pela técnica, seja para fins de restauração ou comercial.

### 4.3 Resgate vegetativo de alporques em arvores adultas

#### 4.3.1 Coleta dos alporques em campo

Aos 45 dias após anelamento dos galhos foi possível realizar o resgate dos 3 genótipos. O uso do indutor de enraizamento proporcionou as maiores taxas de sobrevivência dos ramos anelados, a concentração 5.000 (mg.L<sup>-1</sup>) de AIB proporcionou a sobrevivência de 77,7 %, seguido da concentração 2.500 (mg.L<sup>-1</sup>) com 69,4 %, e a menor sobrevivência (55,5 %) foi observada nas testemunhas. No entanto a testemunha foi semelhante estatisticamente da concentração 2.500 mg.L<sup>-1</sup> (Figura 16).



**Figura 16:** Médias da sobrevivência dos galhos quanto as diferentes concentrações de ácido indolbutírico; enraizamento e quanto as matrizes; presença de calo quanto as matrizes aos 45 dias após estabelecimento dos alporques em matrizes de *Schinus terebinthifolia* Raddi pelo teste de Tukey a 5 %.

Alguns estudos com alporquia conseguem manter 100 % de sobrevivência dos ramos após o anelamento (CASSOL et al., 2015), no entanto em alguns casos há mortalidade do galho ainda ligado à planta mãe, como foi observado no presente estudo.

A interação genótipos em relação ao uso das concentrações de AIB, proporcionou diferenças estatísticas apenas nas M2 e M1, em que o uso do indutor aumentou a sobrevivência dos ramos anelados, portanto a concentração 2.500 e 5.000 mg.L<sup>-1</sup> foram semelhantes (Tabela 13). Quando considerado o efeito das concentrações de AIB nos diferentes genótipos, apenas a M3 na ausência do AIB foi significativo, ou seja, obteve maior sobrevivência (83,3%) (Tabela 6).

As taxas de enraizamento variaram em função do genótipo (fator isolado), a M3 e M2 apresentaram maiores porcentagens de alporques enraizados de *S. terebinthifolia* (Figura 16), apresentando 66 % e 69 %, respectivamente. No entanto, para a presença de calo ocorreu o oposto, a matriz 3 teve os menores percentuais, enquanto a M1 obteve a maior, diferindo estatisticamente entre si e semelhante ao genótipo 2.

De forma geral, os alporques que permaneceram vivos e não enraizaram criaram calos, isto é importante pois a presença de calos indica que houve diferenciação celular, visto que calos e raízes são estimulados pelos mesmos fatores, isto pode indicar que a planta reagiu aos tratamentos (SILVA et al., 2019).

**Tabela 6.** Médias da sobrevivência dos galhos que foram anelados aos 45 dias após estabelecimento dos alporques em matrizes de *Schinus terebinthifolia* Raddi quanto as matrizes e interação Matriz x AIB pelo teste de Tukey a 5 % de significância.

| Matriz | AIB (mg.L <sup>-1</sup> ) |          |          |
|--------|---------------------------|----------|----------|
|        | 0                         | 2.500    | 5.000    |
| M3     | 0,991 aA                  | 1,005 aA | 1,017 aA |
| M2     | 0,624 bB                  | 1,004 aA | 1,00 aA  |
| M1     | 0,333 bB                  | 0,925 aA | 0,813 aA |

Letras maiúsculas indicam diferença significativa entre as colunas. Letras minúsculas indicam diferença significativa entre as linhas.

Para o efeito da interação matriz X AIB no enraizamento dos alporques, apenas a matriz 1 apresentou resultado significativo, e inferior na concentração 0 mg.L<sup>-1</sup> de AIB, para as demais concentrações e material genótipo foram semelhantes estatisticamente (Tabela 7). O uso do indutor de enraizamento a 2.500 e 5.000 mg.L<sup>-1</sup> proporcionou os melhores resultados nas matrizes M2 e M3.

O efeito da cor do material utilizado para envolver o alporque foi significativo na interação com os genótipos, favorecendo a formação de calos (Tabela 8). Para a matriz 1

não houve diferença quanto a cor da embalagem que envolveu o alporque, na M2 as embalagens transparente, vermelha e preta propiciaram a maior quantidade de alporques com calos, enquanto a M3 apenas com as embalagens transparente e preto.

**Tabela 7.** Medias do enraizamento dos alporques aos 45 dias após o estabelecimento em matrizes de *Schinus terebinthifolia* Raddi com interação Matriz x AIB pelo teste de Tukey ao nível de 5 % de significância.

| Matriz | AIB (mg.L <sup>-1</sup> ) |         |         |
|--------|---------------------------|---------|---------|
|        | 0                         | 2.500   | 5.000   |
| M1     | 0,33 Bb                   | 0,92 Aa | 0,75 Aa |
| M2     | 0,95 Aa                   | 0,81 Aa | 1,03 Aa |
| M3     | 0,89 Aa                   | 1,01 Aa | 0,98 Aa |

Letras maiúsculas indicam diferença significativa entre as colunas. Letras minúsculas indicam diferença significativa entre as linhas.

Diversos fatores podem interferir nas taxas de sucesso durante o resgate da técnica alporquia, dentre eles o tipo de embalagem, sendo necessários estabelecer aqueles que proporcionem melhores taxas de sobrevivência e enraizamento. Alguns tipos de embalagens contribuem com o aumento da temperatura do substrato e assim contribuído com o desenvolvimento das raízes (SILVA *et al.*, 2019). No presente estudo, as embalagens testadas só influenciaram na porcentagem de alporques com formação de calos.

Embalagens que proporcionem o aquecimento do substrato tendem a ser mais propícios, o aquecimento estimula o enraizamento pois estimula a divisão celular, o que favorece a diferenciação celular e, posterior formação das raízes (CASSOL *et al.*, 2015).

A formação de raízes em alporques ainda é influenciado pela quantidade/qualidade de luz na área do corte, por essa razão são testados cores em luzes como vermelho e azul nas áreas de enraizamentos (HARTMANN *et al.*, 2017). Assim a importância de avaliar embalagens em cores que proporcionem as condições ideais para a formação de raízes.

**Tabela 8.** Medias da presença de calo nos alporques aos 45 dias após o estabelecimento em matrizes de *Schinus terebinthifolia* Raddi com interação Matriz x Cor da embalagem pelo teste de Tukey ao nível de 5 % de significância.

| Matriz | Cor Embalagem |              |          |         |
|--------|---------------|--------------|----------|---------|
|        | Azul          | Transparente | Vermelho | Preto   |
| M1     | 1,00 Aa       | 1,00 Aa      | 0,98 Aa  | 0,67 Aa |
| M2     | 0,55 Ab       | 0,65 Aa      | 0,97 Aa  | 0,74 Aa |
| M3     | 0,38 Ab       | 0,36 Aa      | 0,32 Ab  | 0,67 Aa |

Letras maiúsculas indicam diferença significativa entre as colunas. Letras minúsculas indicam diferença significativa entre as linhas.

Quanto ao uso de AIB em relação as matrizes para a formação de calo, a M1 não apresentou diferença significativa, a M2 apresentou superioridade para as concentrações 2.500 e 5.000 mg.L<sup>-1</sup>, enquanto a M3 quando não houve uso do indutor de enraizamento (Tabela 9). De forma geral, quando houve o aumento da concentração de AIB, reduziu o número de calos formados nos alporques, efeito contrário ao ocorrido na formação de raízes.

**Tabela 9.** Médias da presença de calo nos alporques aos 45 dias após anelamento dos galhos em matrizes de *Schinus terebinthifolia* Raddi quanto a interação Matriz x AIB pelo teste de Tukey a 5 % de significância.

| Matriz | AIB (mg.L <sup>-1</sup> ) |            |           |
|--------|---------------------------|------------|-----------|
|        | 0                         | 2.500      | 5.000     |
| M1     | 1,00 Aa                   | 0,9054 Aa  | 0,8333 Aa |
| M2     | 0,3867 Bb                 | 0,9081 Aa  | 0,8883 Aa |
| M3     | 0,8921 Aa                 | 0,4659 Aab | 0,1978 Bb |

Letras maiúsculas indicam diferença significativa entre as colunas. Letras minúsculas indicam diferença significativa entre as linhas.

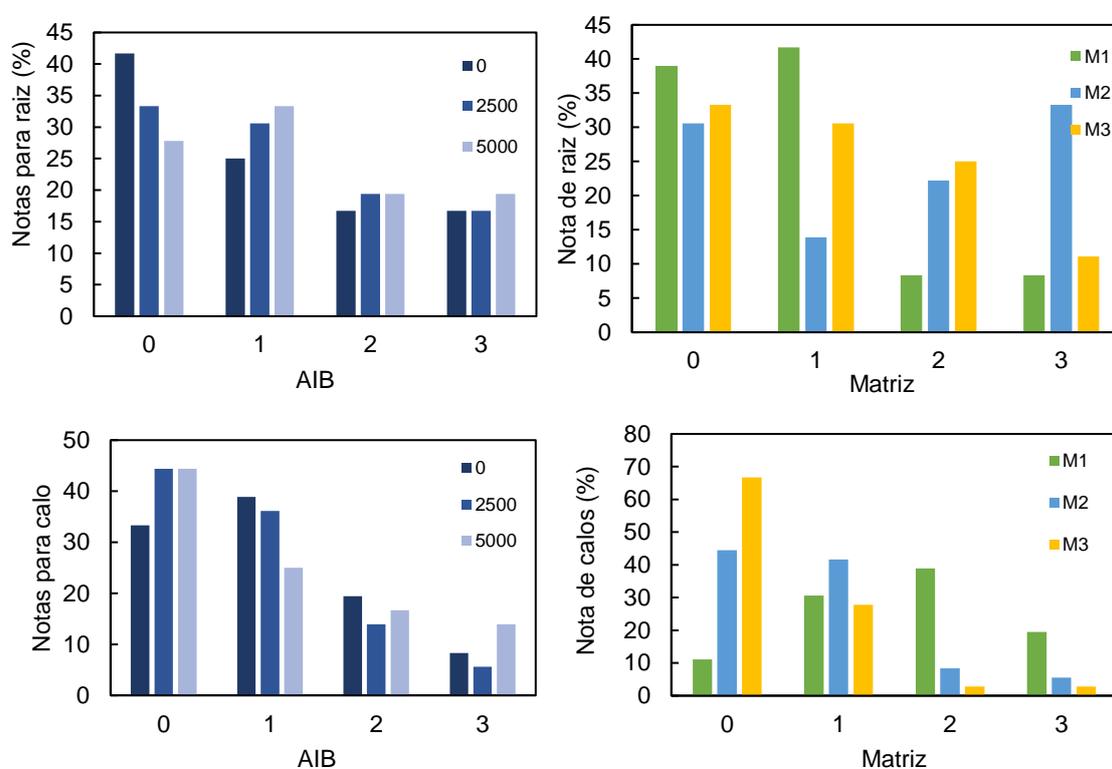
Estudo realizado por Mantovani et al. (2010), avaliando o potencial da técnica de alporquia no resgate vegetativo de genótipos de *Bixa orellana* L. (urucum), também verificaram diferenças significativas entre os genótipos para as taxas de enraizamento, no entanto não foi observado formação de calos. Já Barbosa Filho et al. (2016), encontraram maiores taxas de enraizamento para alporques de *Swietenia macrophylla* King, com o aumento das concentrações de AIB e maiores quantidades de calos na ausência da auxina, resultado semelhante ao que encontramos no presente trabalho, apesar de não haver diferenças significativas, a frequência de alporques sem raízes foi maior na ausência da auxina, bem como a maior frequência de calos foram detectadas na presença das maiores concentrações de AIB (Figura 16).

Dutra et al. (2012) observaram diferenças na qualidade e quantidade de raízes formadas com o aumento das concentrações de AIB em *Spondias tuberosa* Arr. Cam. (umbuzeiro) aos 180 dias após anelamento dos galhos, evidenciando a importância do uso da auxina tanto para o processo de enraizamento quanto para o desenvolvimento do sistema radicular.

O uso do indutor de enraizamento tem como principal função estimular a emissão de raízes, no entanto determinadas concentrações podem inibir o desenvolvimento das raízes, assim como o enraizamento depende de outros fatores (PIZZATO et al., 2011). Dentre eles o ramo em que foi realizado o alporque, pois quanto mais desenvolvido, maiores as chances de sucesso da técnica, pois o ramo terá maiores quantidades de reserva (COSTA et al., 2012).

Desconsiderando o fator matriz, 41 % dos alporques sem uso de indutor de enraizamento não enraizaram (nota 0), ao utilizar 2.500 mg.L<sup>-1</sup> de AIB houve a redução de alporques enraizados (33,3 %), no entanto as porcentagens de raízes com nota 3 permaneceu igual. Quando utilizou a concentração 5.000 mg.L<sup>-1</sup>, as porcentagens de raízes em melhor formação e tamanho aumentaram (Figura 17).

Quando consideramos apenas o fator matriz, a M1 obteve a maior porcentagem de alporque sem formação de raiz (38,9 %) e a menor com mais e maiores raízes formadas, apenas 8,3 %, seguida da M3. A matriz 2 alcançou a melhor formação e crescimento de raízes.



**Figura 17:** Frequência das notas dadas para a formação de raízes e calos nos alporques resgatados de matrizes de *Schinus terebinthifolia* Raddi.

Quanto a formação de calos, a maior parte dos alporques não apresentaram presença de calo, independentemente do uso de AIB, e apenas 8,3 %, 5,6 % e 13,9 % dos alporques apresentaram formação de calo nota 3 para as concentrações 0, 2.500 e 5.000 mg.L<sup>-1</sup> de AIB, respectivamente (Figura 17). Considerando os diferentes genótipos, a M2 e M3 apresentaram 44,4 % e 66,7 % de alporques sem calo.

Para algumas espécies a formação de calo pode preceder a formação das raízes, no entanto, para a *S. terebinthifolia* a maioria dos alporques que enraizaram não apresentaram calos, o que pode estar relacionado com a não dependência da diferenciação

de calos para que haja a formação de raízes (STUEPP et al., 2013; VIGNOLO et al., 2014). A formação de calos também está relacionada com o balanço entre auxina e citocinina, sendo responsável pela formação dos calos, no entanto, alterações neste balanço podem provocar a formação de outras estruturas como raízes, brotos ou gemas adventícias (GOLLE et al., 2020).

Além desses fatores, é importante enfatizar que a época do ano em que o resgate foi realizado também pode interferir. Silva e Sousa (2016), ao avaliar a eficiência da técnica de alporquia em diferentes épocas do ano para o resgate de *Campomanesia adamantium* (marmeleiro-do-cerrado), observaram que a época de coleta dos ramos afetou a produção de raízes, com maior volume de massa radicular sendo obtido na primavera.

O presente estudo foi realizado entre os meses de abril e maio, época que a espécie está entrando em período de florescimento, o que pode causar diminuição da relação Carbono/Nitrogênio, influenciando negativamente a diferenciação celular e o aumento de inibidores de enraizamento, acarretando diminuição na formação de raízes (TELEGINSKI et al., 2018).

#### 4.3.2 Avaliação do minijardim formado com alporques resgatados de matrizes adultas de *S. terebinthifolia*.

Foram avaliadas as mudas advindas dos alporques como minijardim, fonte de propágulos para uma possível posterior propagação vegetativa da espécie. Aos 85 dias após o resgate dos alporques e implantação do minijardim, foram verificadas diferenças significativas, para efeito de matriz nas variáveis tamanho dos brotos, número de brotos, massa seca da raiz e interação Matriz X AIB na variável volume de raiz (Tabela 10).

**Tabela 10.** Médias do volume de raízes aos 85 dias após estabelecimento do minijardim formado dos alporques resgatados de matrizes de *Schinus terebinthifolia* Raddi quanto a interação Matriz x AIB pelo teste de Tukey a 5% de significância.

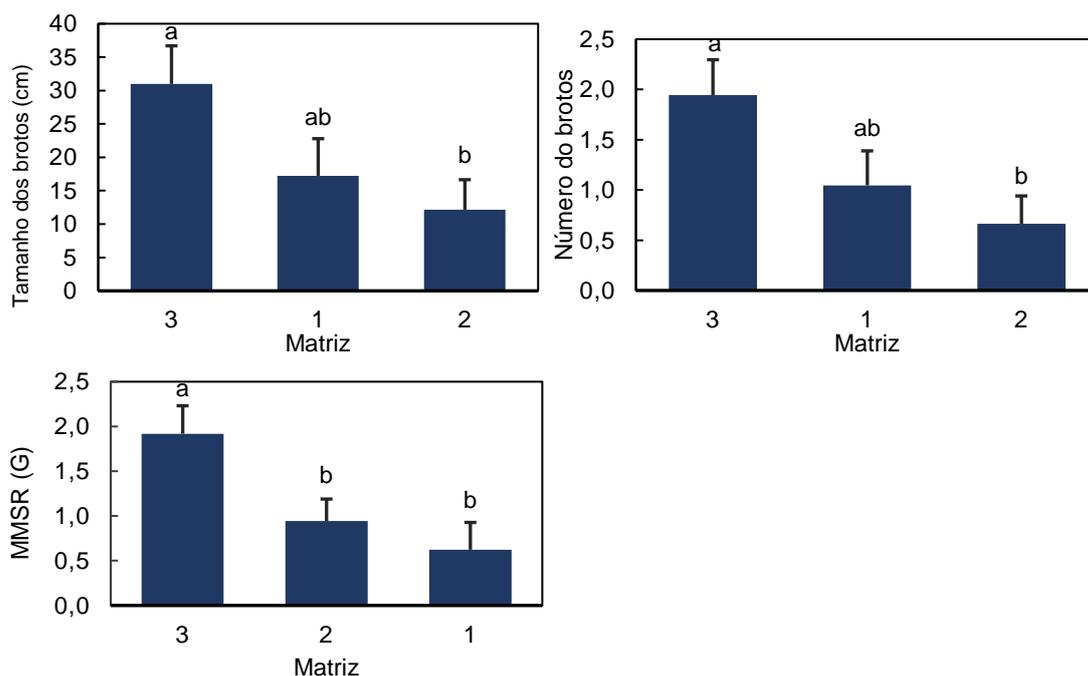
| Matriz | AIB (mg.L <sup>-1</sup> ) |            |            |
|--------|---------------------------|------------|------------|
|        | 0                         | 2.500      | 5.000      |
| M1     | 5,3667 Aa                 | 7,7245 ABa | 4,0753 Aa  |
| M2     | 4,8247 Ab                 | 19,2778 Aa | 5,0434 Ab  |
| M3     | 12,2507 Aa                | 4,6984 Ba  | 10,2398 Aa |

Letras maiúsculas indicam diferença significativa entre as colunas. Letras minúsculas indicam diferença significativa entre as linhas.

O volume de raízes na matriz 1 e 3 não foi distinto quanto ao uso de AIB, já M2 obteve o melhor resultado na concentração 2.500 mg L<sup>-1</sup> (Tabela 10). Apenas a

concentração  $2.500 \text{ mg L}^{-1}$  apresentou diferenças entre as matrizes, sendo identificado inferioridade para matriz M3.

A maior produção de brotos ocorreu no genótipo 3, tanto em quantidade quanto em tamanho, seguido da maior massa de matéria de raiz (Figura 18), apresentando em média 1,9 brotos, com 31 cm de comprimento e 1,9 g de massa de matéria seca de raízes. O genótipo 2 apresentou resultados inferiores estatisticamente para tamanho e número de brotos, com 12 cm e 0,2 brotos, respectivamente. Para a massa de matéria seca das raízes, o genótipo 1 foi o que obteve significância inferior, apresentando média 0,6 g.



**Figura 18:** Médias do tamanho dos brotos (cm); número de brotos e; massa de matéria seca das raízes quanto as matrizes aos 85 dias após estabelecimento do minijardim formado dos alporques resgatados de matrizes de *Schinus terebinthifolia* Raddi pelo teste de Tukey a 5% de significância.

Após o resgate, é essencial avaliar o desenvolvimento da planta resgatada em campo, bem como sua produção, isto pode ser resultado do sucesso do enraizamento (CASSOL et al., 2015). Mantovani et al. (2010), observam sobrevivência total de todos os 10 genótipos de *Bixa orellana* (urucum) estudados após 30 dias do resgate dos alporques, obtiveram também brotações, possibilitando mantê-las como fonte de propágulos vegetativos.

A produtividade de minicepas é dependente da espécie/genótipo, condições ambientais e manejo empregado, além das condições fisiológicas da minicepa (XAVIER; WENDLING; SILVA, 2021). No caso da minicepa formada a partir dos alporque, é importante que a minicepa tenha vigor fisiológico para suportar a poda das brotações.

A técnica de alporquia permitiu além do enraizamento dos alporques em campo, manter os genótipos produzindo brotações, tornando uma técnica potencial para a propagação da espécie *S. terebinthifolia*. Assim como nos resgates da espécie por estaquia e galhos destacados, foi possível observar diferença na produtividade de brotações e desenvolvimento das raízes nos diferentes genótipos, evidenciando a importância de selecionar os genótipos mais responsivos a propagação vegetativa.

#### 4.4 Parâmetros genéticos dos genótipos a diferentes técnicas de resgate vegetativo

##### 4.4.1 Responsividade dos genótipos a técnica de estaquia em diferentes ambientes

Os valores referentes as estimativas dos parâmetros genéticos para os caracteres avaliados durante 180 dias de permanência das estacas de *S. terebinthifolia* em 3 ambientes (casa de vegetação, casa de sombra e ambiente com sol pleno) estão apresentados na Tabela 11.

**Tabela 11.** Componentes da variância estacas de *Schinus terebinthifolia* Raddi submetidos a diferentes ambientes para as variáveis P.B (Presença de brotos), S (Sobrevivência) e R. (Enraizamento).

|   | <b>P. B.</b>  | <b>S.</b>     | <b>R.</b>     |
|---|---------------|---------------|---------------|
| <b>Vg</b>                                 | 0,047         | 0,049         | 0,049         |
| <b>Vint</b>                               | 0,000         | 0,000         | 0,000         |
| <b>Ve</b>                                 | 0,152         | 0,185         | 0,178         |
| <b>Vf</b>                                 | 0,110         | 0,234         | 0,227         |
| <b>h<sup>2</sup>g</b>                     | 0,235 ± 0,067 | 0,208 ± 0,062 | 0,217 ± 0,064 |
| <b>h<sup>2</sup>mg</b>                    | 0,927         | 0,915         | 0,919         |
| <b>Acurácia Média</b>                     | 0,913         | 0,907         | 0,907         |
| <b>c<sup>2</sup>int</b>                   | 0,0013        | 0,001         | 0,001         |
| <b>rgloc</b>                              | 0,994         | 0,993         | 0,995         |
| <b>CVgi%</b>                              | 82,012        | 60,163        | 62,571        |
| <b>CVe%</b>                               | 147,804       | 117,283       | 118,87        |
| <b>Média</b>                              | 0,264         | 0,367         | 0,355         |
| <b>Dev. mod. Comp.</b>                    | 212,01        | 140,55        | 155,11        |
| <b>Dev. mod. Incomp. (h<sup>2</sup>)</b>  | 183,11        | 115,91        | 125,4         |
| <b>Significância</b>                      | *             | *             | *             |
| <b>Dev. mod. Comp.</b>                    | 212,01        | 140,55        | 155,11        |
| <b>Dev. mod. Incomp. (c<sup>2</sup>1)</b> | 212,01        | 140,54        | 155,11        |
| <b>Significância</b>                      | ns            | ns            | ns            |

Vg: variância genotípica; Vint: variância da interação genótipo x ambiente; Ve: variância residual; Vf: variância fenotípica individual; h<sup>2</sup>g: herdabilidade de parcelas individuais no sentido amplo, ou seja, dos efeitos genotípicos totais; c<sup>2</sup>int: coeficiente de determinação dos efeitos da interação genótipo x ambiente; h<sup>2</sup>mg: herdabilidade da média de genótipo, assumindo sobrevivência completa; rgloc: correlação genotípica entre o desempenho nos vários ambientes; CVgi%: coeficiente de variação genotípica; CVe%: coeficiente de variação residual.

A análise de deviance mostrou efeito significativo de genótipos ( $p < 0,05$ ) para as três características avaliadas, no entanto não foi significativo para o efeito do ambiente. Todos os caracteres apresentaram acurácia acima de 0,90, indicando coerência dos dados e procedimentos utilizados na predição dos valores genéticos. A acurácia está relacionada com a precisão da seleção, quanto mais próximo de 1, mais confiável a avaliação genética do indivíduo (PIMENTEL et al., 2014).

Quanto ao coeficiente de variação genotípica ( $CV_{gi}\%$ ) as variáveis apresentaram altos valores, em torno de 60 % para S. e R.F.T., e 82 % para P.B. Para a seleção são requeridos altos valores de  $CV_{gi}$ , pois estes valores quantifica a variação genética do indivíduo (PIMENTEL et al., 2014). Os valores de  $CV_{gi}$  encontrados para as características avaliadas, indicam possibilidade de seleção com ganhos em genótipos de *S. terebinthifolia* resgatados via estaquia visando o enraizamento adventício (OLIVEIRA; DIAS; ALMEIDA, 2015).

A variância genotípica ( $V_g$ ) foi inferior a variância residual ( $V_e$ ) para todas as variáveis, indicando que há efeito de matriz na expressão dessas características, sugerindo ainda que existe diversidade genética entre matrizes e, o genótipo tem maior influência que o ambiente na expressão do enraizamento, emissão de brotos e sobrevivência das estacas de *S. terebinthifolia*.

As estimativas de herdabilidade individual no sentido amplo revelaram valores em torno de 0,20 para todos os caracteres, herdabilidade considerada intermediária. Já para a herdabilidade média dos genótipos foi obtido valores altos, todos acima de 0,90, isto ressalta o forte controle genético dos genótipos para estes caracteres (MENEGATTI et al., 2016) e possibilidade moderada de ganho na seleção dos genótipos para o enraizamento, emissão de brotos e sobrevivência de estacas de *S. terebinthifolia* (OLIVEIRA; DIAS; ALMEIDA, 2015).

A herdabilidade das características das plantas varia de 0 a 1, se classificada em herdabilidade baixa quando é menor que 0,15, mediana quando varia de 0,15 a 0,50 e alta quando maior que 0,50 (RESENDE, 2007).

Os valores de correlação genotípica entre os ambientes ( $rg_{loc}$ ) foram todos próximos de 1, considerado correlação alta para todas as variáveis analisadas, indicando que não houve interação dos genótipos com os ambientes, que para todos os ambientes os genótipos se mantem estáveis no desenvolvimento destas características (NUNES, 2015).

#### 4.4.1.2 Rank dos genótipos resgatados por estaquia quanto a estabilidade e adaptabilidade diferentes ambientes de aclimação

Na Tabela 12 estão dispostos o ordenamento dos valores genotípicos para os genótipos avaliados para as variáveis P.B., S. e R. Na seleção dos genótipos, os que obtiveram o melhor desempenho para todas as características observadas foram as matrizes 7, 10 e 4. Estes genótipos demonstram que não sofrem influência no processo de mudança ambiental, sendo os mais recomendados para o resgate por estaquia nessas condições, podendo serem selecionados já em fase de casa de vegetação.

O estudo da estabilidade de materiais genéticos é essencial para o melhoramento genético de uma espécie, ele irá observar o comportamento deste genótipo em diferentes condições ambientais, é desejável que o material apresente pequenas variações no seu desenvolvimento quando submetido a diferentes condições ambientais (RESENDE, 2007).

Um método que permite e facilita a seleção de genótipos superiores baseados na adaptabilidade e estabilidade é o método da média harmônica de desempenho dos valores genotípicos (MHPRVG), por meio de valores genotípicos preditos via modelos mistos fornece o valor genotípico dos genótipos estudados penalizado pela instabilidade e capitalizado pela adaptabilidade (SILVA, 2019).

**Tabela 12:** Estabilidade e adaptabilidade dos valores genotípicos de estacas de *Schinus terebinthifolia* Raddi para os caracteres P.B. (Presença de broto), S. (Sobrevivência) e R. (enraizamento).

| Ordem | P.B. |        |           | S. |        |           | R. |        |           |
|-------|------|--------|-----------|----|--------|-----------|----|--------|-----------|
|       | G    | MHPRVG | MHPRVG*MG | G  | MHPRVG | MHPRVG*MG | G  | MHPRVG | MHPRVG*MG |
| 1     | 7    | 2,335  | 0,6171    | 7  | 1,9464 | 0,7137    | 7  | 1,9979 | 0,7088    |
| 2     | 10   | 1,9997 | 0,5285    | 4  | 1,5245 | 0,559     | 4  | 1,5645 | 0,555     |
| 3     | 4    | 1,9159 | 0,5063    | 10 | 1,5243 | 0,5589    | 10 | 1,4406 | 0,5111    |
| 4     | 9    | 0,9911 | 0,2619    | 8  | 1,3416 | 0,4919    | 9  | 1,3784 | 0,489     |
| 5     | 8    | 0,8222 | 0,2173    | 9  | 1,2808 | 0,4696    | 8  | 1,3166 | 0,4671    |
| 6     | 2    | 0,6533 | 0,1727    | 3  | 0,5957 | 0,2184    | 1  | 0,5692 | 0,2019    |
| 7     | 1    | 0,4814 | 0,1272    | 5  | 0,5342 | 0,1959    | 2  | 0,5692 | 0,2019    |
| 8     | 3    | 0,3071 | 0,0812    | 1  | 0,5331 | 0,1955    | 5  | 0,5065 | 0,1797    |
| 9     | 5    | 0,3047 | 0,0805    | 2  | 0,4679 | 0,1716    | 3  | 0,315  | 0,1118    |
| 10    | 6    | 0,1208 | 0,0319    | 6  | 0,0616 | 0,0226    | 6  | 0,313  | 0,111     |

G: Genótipo; MHPRVG: Média harmônica de desempenho relativo dos valores genotípicos; MHPRVG\*G: Referente a MHPRVG multiplicada pela média geral em todos os ambientes.

Com base nos resultados obtidos, podemos inferir que a hipótese ii é verdadeira, ou seja, há diferenças entre os genótipos quanto à capacidade de adaptação ao enraizamento adventício e produção de brotos quando submetidos às diferentes técnicas

de resgate vegetativo. Portanto, é possível selecionar genótipos que apresentam maior aptidão para o resgate vegetativo e posterior formação de mudas clonadas por meio da técnica de estaquia. Esses genótipos se mostraram superiores em relação à produção de brotos e enraizamento adventício.

#### 4.4.1.3 Componentes da variância para avaliação de mudas clonadas pela técnica estaquia

As estimativas genotípicas da avaliação final das mudas formadas por meio do resgate de estacas de *S. terebinthifolia* estão apresentadas na Tabela 13. As variáveis V.R., T.B., N.B., N.F. e R, tiveram acurácia alta, variando de 0,80 a 0,97. Já M.M.S.R., M.M.S.P.A. e A.F. obtiveram acurácias baixas, variando de 0,22 a 0,41.

**Tabela 13.** Componentes da variância para mudas formadas por resgate vegetativo de estacas de *Schinus terebinthifolia* Raddi para as variáveis: V.R (Volume de raiz), T.B (Tamanho do broto), N.F. (Número de folhas), R (Enraizamento), M.M.S.R (Massa de matéria seca das raízes), M.M.S.P.A (Massa de matéria seca da parte aérea) e A.F (Área foliar).

| FV                      | V.R     | T.B     | N.B     | N.F     | R       | M.M.S.R. | M.M.S.P.A. | A.F     |
|-------------------------|---------|---------|---------|---------|---------|----------|------------|---------|
| <b>Vg</b>               | 0,039   | 0,597   | 0,051   | 1,309   | 0,049   | 0,000    | 0,000      | 3,702   |
| <b>Ve</b>               | 0,197   | 4,538   | 0,171   | 1,099   | 0,181   | 0,002    | 0,040      | 941,419 |
| <b>Vf</b>               | 0,237   | 5,135   | 0,222   | 2,408   | 0,229   | 0,002    | 0,041      | 945,121 |
|                         | 0,166 ± | 0,116 ± | 0,230 ± | 0,544 ± | 0,212 ± | 0,015 ±  | 0,006 ±    | 0,004 ± |
| <b>h<sup>2</sup>g</b>   | 0,174   | 0,145   | 0,115   | 0,314   | 0,110   | 0,051    | 0,032      | 0,027   |
| <b>h<sup>2</sup>mc</b>  | 0,736   | 0,648   | 0,807   | 0,943   | 0,790   | 0,176    | 0,078      | 0,052   |
| <b>Acurácia</b>         | 0,858   | 0,805   | 0,898   | 0,971   | 0,889   | 0,419    | 0,279      | 0,228   |
| <b>CV<sub>gi</sub>%</b> | 14,291  | 20,255  | 75,304  | 34,303  | 68,581  | 6,492    | 2,769      | 22,081  |
| <b>CV<sub>e</sub>%</b>  | 32,067  | 55,841  | 137,915 | 31,423  | 132,275 | 52,584   | 35,714     | 352,093 |
| <b>CV<sub>r</sub></b>   | 0,446   | 0,363   | 0,546   | 1,092   | 0,518   | 0,123    | 0,078      | 0,063   |
| <b>PEV</b>              | 0,010   | 0,210   | 0,010   | 0,074   | 0,010   | 0,000    | 0,000      | 3,509   |
| <b>SEP</b>              | 0,102   | 0,458   | 0,099   | 0,272   | 0,101   | 0,005    | 0,015      | 59,239  |
| <b>Média</b>            | 1,386   | 3,815   | 0,300   | 3,336   | 0,321   | 0,087    | 0,563      | 275,572 |

Vg: variância genotípica; Ve: variância residual; Vf: variância fenotípica individual; h<sup>2</sup>g: herdabilidade de parcelas individuais no sentido amplo, ou seja, dos efeitos genotípicos totais; h<sup>2</sup>mc: herdabilidade da média de genótipo, assumindo ausência de perda de parcelas; CV<sub>gi</sub>%: coeficiente de variação genotípica; CV<sub>e</sub>%: coeficiente de variação residual; CV<sub>r</sub>: coeficiente de variação relativa; PEV: variância do erro de predição dos valores genotípicos, assumindo ausência de perda de parcelas; SEP: desvio padrão do valor genotípico predito, assumindo ausência de perda de parcelas.

Os valores de acurácia desejados são aqueles próximos de 1, aqueles valores próximos de 0 indicam baixa precisão (RESENDE; DUARTE, 2007), assim as variáveis que melhor representam a qualidade de muda clonal formada por meio do resgate por estaquia, nas condições em que a pesquisa foi desenvolvida são: volume de raiz, tamanho do broto, número de folhas e brotos e enraizamento.

Os valores encontrados para o coeficiente de variação genotípico (CV<sub>gi</sub>) para estas características foram acima de 14 % (V.R., T.B., N.F., A.F.), considerados de moderados a alto com 75 % e 68 % para N.B., R., com exceção de M.M.S.R. e M.M.S.P.A., com 6,4 % e 2,7 %, respectivamente. Diante disso, altos valores de CV<sub>gi</sub> indicam maiores chances de seleção, pois expressa em porcentagem o quanto de variação genética existe entre as matrizes (CRUZ et al., 2020).

Para a variável número de folhas foi observado os maiores valores de herdabilidade individual no sentido amplo, com 54% e 94% para herdabilidade média. Volume de raiz, número de brotos e enraizamento obtiveram herdabilidade consideradas intermediária. As variáveis massa de matéria seca da raiz e parte aérea e área foliar apresentaram baixos valores de herdabilidade, variando de 0,6 % a 1,5 %. Todos os valores de variância genotípica foram inferiores a variância residual, com exceção da variável N.F., que obteve alta herdabilidade.

A propagação vegetativa permite selecionar genótipos com maiores ganhos genéticos que a propagação seminal. O enraizamento é um dos principais fatores que determina o sucesso da propagação vegetativa (XAVIER; WENDLING; SILVA, 2021), no entanto, são reduzidos os estudos sobre seleção de genótipos responsivos quanto ao enraizamento adventício nos programas de melhoramento florestal (OLIVEIRA; DIAS; ALMEIDA). Por esta razão a importância de estudos para selecionar genótipos que viabilizem o resgate e propagação vegetativa da espécie.

#### 4.4.2 Responsividade dos genótipos a técnica de galhos podados

##### 4.4.2.1 Responsividade dos genótipos a técnica de resgate por galhos podados em diferentes ambientes

Os valores referentes aos componentes da variância para os caracteres avaliados no resgate por galhos de *S. terebinthifolia* estão apresentados na Tabela 14. As variáveis N.B. e S. apresentaram significância para a análise de deviance ( $P < 0,05$ ), já o tamanho das brotações emitidas não foi significativo, quando considerou o efeito genotípico, já para efeito de ambiente, apenas sobrevivência foi significativo.

Destaca-se que os valores de acurácia foram especialmente altos para o número de brotos, ultrapassando a marca de 80%. Já em relação às demais variáveis, como sobrevivência e tamanho dos brotos, os valores foram considerados intermediários, em torno de 79% e 75%, respectivamente. Isso significa que os dados dessas variáveis

possuem uma precisão intermediária, mas ainda assim são confiáveis para uso em análises posteriores (SOUZA et al., 2011).

**Tabela 14.** Estimativa de parâmetros genéticos para Número de brotos, Sobrevivência e Tamanho dos brotos em galhos podados de *Schinus terebinthifolia* Raddi submetidos a diferentes ambientes.

|                                    | <b>N. B.</b>   | <b>S.</b>      | <b>T. Brotos</b> |
|------------------------------------|----------------|----------------|------------------|
| <b>Vg</b>                          | 5,756          | 0,0401         | 176,059          |
| <b>Vint</b>                        | 0,064          | 0,0363         | 4,502            |
| <b>Ve</b>                          | 16,837         | 0,144          | 454,643          |
| <b>Vf</b>                          | 22,657         | 0,221          | 635,204          |
| <b>h<sup>2</sup>g</b>              | 0,254 +- 0,125 | 0,182 +- 0,070 | 0,277 +- 0,167   |
| <b>h<sup>2</sup>mg</b>             | 0,905          | 0,703          | 0,91             |
| <b>Acurácia média</b>              | 0,816          | 0,7956         | 0,758            |
| <b>c<sup>2</sup>int</b>            | 0,003          | 0,165          | 0,007            |
| <b>rgloc</b>                       | 0,989          | 0,525          | 0,975            |
| <b>CVgi%</b>                       | 42,648         | 46,22          | 40,637           |
| <b>CVe%</b>                        | 72,938         | 87,656         | 65,302           |
| <b>Média</b>                       | 5,626          | 0,433          | 32,652           |
| <b>Dev. Comp.</b>                  | 439,17         | 138,73         | 391,59           |
| <b>Dev. Incomp.-h<sup>2</sup></b>  | 450,14         | 133,95         | 394,51           |
| <b>Significância</b>               | *              | *              | ns               |
| <b>Dev. Incomp.-c<sup>2</sup>1</b> | 439,17         | 119,57         | 391,59           |
| <b>Significância</b>               | ns             | *              | ns               |

Vg: variância genotípica; Vint: variância da interação genótipo x ambiente; Ve: variância residual; Vf: variância fenotípica individual; h<sup>2</sup>g: herdabilidade de parcelas individuais no sentido amplo, ou seja, dos efeitos genotípicos totais; c<sup>2</sup>int: coeficiente de determinação dos efeitos da interação genótipo x ambiente; h<sup>2</sup>mg: herdabilidade da média de genótipo, assumindo sobrevivência completa; rgloc: correlação genotípica entre o desempenho nos vários ambientes; CVgi%: coeficiente de variação genotípica; CVe%: coeficiente de variação residual.

A herdabilidade individual no sentido amplo para todas as características foram intermediárias, variando de 18% a 27%. Assim como a variância genotípica foi maior que a variância residual. Os coeficientes de variação genotípica (CVgi) foi em torno de 40 % para todos os caracteres, valor considerado alto, reforçando que existe variabilidade entre as matrizes, e que, parte dessa variação é genotípica (ROSADO et al., 2012), sendo possível seleção entre os genótipos.

A herdabilidade é a parte da variação fenotípica que pode ser herdável, característica que pode ser explorada no ato da seleção, tornando-se um dos parâmetros genéticos mais importantes (ROSADO et al, 2012). A herdabilidade varia de acordo com cada característica, acredita-se que aquelas que são expressas em um curto período sofrem menos influência do ambiente, apresentando assim maior herdabilidade que aquelas que demandam mais tempo para expressar o fenótipo (BOREM; MIRANDA, 2011).

A variância da interação genótipo x ambiente foram baixas em relação a variância genotípica, esta medida avalia o quanto da variação total representa a interação genótipo x ambiente, valores de pequenas dimensões indicam que o fenótipo foi pouco influenciado pela interação, ou seja, o genótipo que apresentou bom desempenho em determinado local, se desenvolveria bem em ambientes diversos (MAIA et al., 2009).

As variáveis N.B. e T.B. tiveram correlação genotípica entre os ambientes (rgloc) acima de 0,90, já com a sobrevivência dos galhos foi de 0,52. Isto indica que a sobrevivência dos galhos podados teve correlação genotípica baixa entre os 3 ambientes, ou seja, a sobrevivência foi influenciada pelo ambiente, quanto menor o rgloc, maior a interação do genótipo com o ambiente (CASTRO et al., 2018).

#### 4.4.2.3 Rank dos genótipos quanto a estabilidade e adaptabilidade diferentes ambientes de aclimação

Na Tabela 15 são apresentados os valores dos dez genótipos em relação à estabilidade e adaptabilidade para as variáveis número de brotos e sobrevivência. Constatou-se que, para o número de brotos, os genótipos 4, 10 e 9 foram os três melhores classificados, enquanto para a sobrevivência os genótipos 7, 4 e 10 apresentaram os melhores resultados.

**Tabela 15:** Ordenamento da estabilidade e adaptabilidade dos valores genotípicos de galhos podados de *Schinus terebinthifolia* Raddi para os caracteres N.B. (Número de broto) e S. (Sobrevivência).

| Ordem | N.B. |        |           | S. |        |           |
|-------|------|--------|-----------|----|--------|-----------|
|       | G    | MHPRVG | MHPRVG*MG | G  | MHPRVG | MHPRVG*MG |
| 1     | 4    | 1,8353 | 10,325    | 7  | 1,9234 | 0,8335    |
| 2     | 10   | 1,3628 | 7,6667    | 4  | 1,5522 | 0,6726    |
| 3     | 9    | 1,0766 | 6,0568    | 10 | 1,1947 | 0,5177    |
| 4     | 1    | 1,0301 | 5,7947    | 6  | 1,1383 | 0,4933    |
| 5     | 2    | 0,9837 | 5,5339    | 9  | 0,7766 | 0,3365    |
| 6     | 3    | 0,8885 | 4,9982    | 8  | 0,7742 | 0,3355    |
| 7     | 7    | 0,8693 | 4,8905    | 1  | 0,4383 | 0,1899    |
| 8     | 5    | 0,7599 | 4,2748    | 5  | 0,426  | 0,1846    |
| 9     | 6    | 0,5559 | 3,1273    | 2  | 0,2546 | 0,1103    |
| 10    | 8    | 0,55   | 3,0939    | 3  | 0,1474 | 0,0639    |

G: Genótipo; MHPRVG: Média harmônica de desempenho relativo dos valores genotípicos; MHPRVG\*G: Referente a MHPRVG multiplicada pela média geral em todos os ambientes.

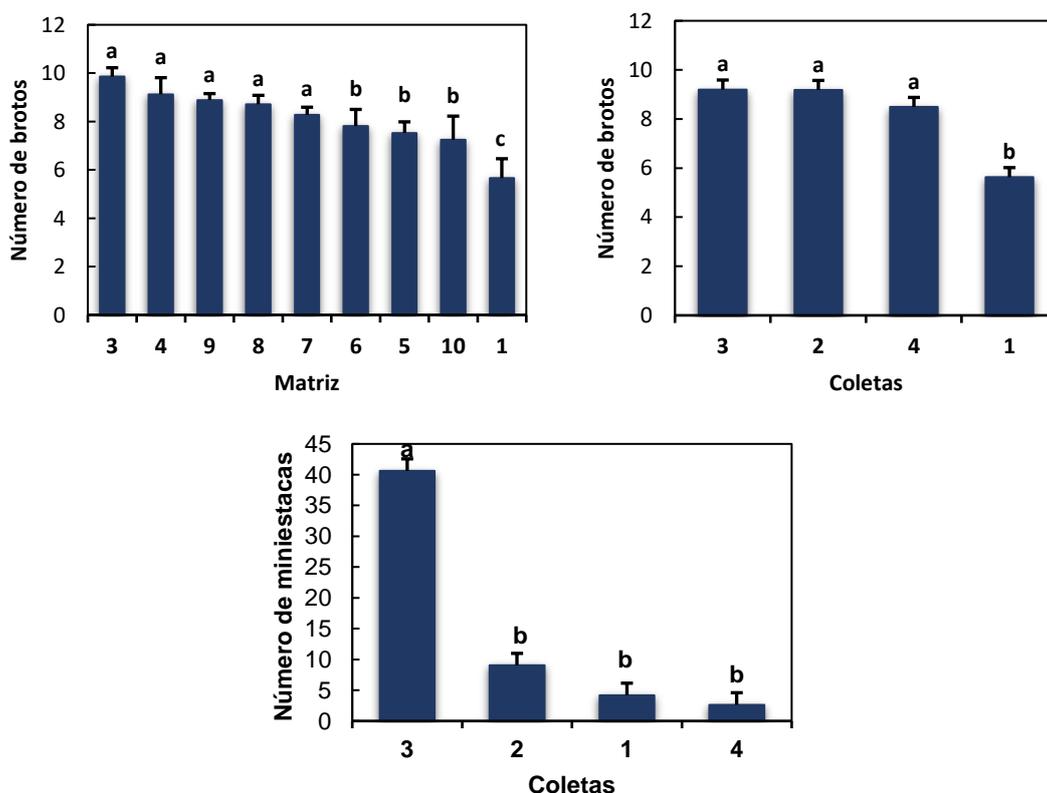
A avaliação da adaptabilidade e estabilidade dos genótipos é crucial e complementar a avaliação da interação genótipo x ambiente, pois permite avaliar o comportamento dos genótipos em diferentes ambientes, identificando os que se desenvolvem de maneira favorável as variações ambientais (CASTRO et al., 2018).

Os genótipos ranqueados nos primeiros lugares, são aqueles que tiveram desempenho superior independente do ambiente, que independente do objetivo da propagação, serão mais adaptáveis e estáveis as condições adversas, se mantendo produtivos mesmo com a variação ambiental (MORAES et al., 2012).

No resgate por galhos podados, apenas os genótipos 4 e 10 ficaram entre os 3 primeiros no ordenamento de estabilidade e adaptabilidade para os caracteres avaliados. Estes genótipos também foram os de melhor desempenho para o resgate por estaquia, juntamente do genótipo 7, mostrando a superioridade destes genótipos para as duas técnicas de resgate vegetativo da espécie.

#### 4.5 Mini jardim clonal de mudas seminais

O número médio de brotações do minijardim clonal de mudas seminais de *S. terebinthifolia* apresentou diferença significativa ( $p < 0,05$ ) para o efeito isolado matriz e para o efeito de coleta. Já o número de miniestacas foi significativo apenas para o efeito de coleta (Figura 19).



**Figura 19.** Número de brotos em relação aos efeitos de matriz e coletas a cada 30 dias e; número de miniestacas em relação ao efeito coleta, em minicepas de *Schinus terebinthifolia* Raddi. Pelo teste de média Scott-Knott a 5 % de significância.

Não houve diferenças significativas para sobrevivência das minicepas, durante as coletas 1, 2 e 3 não houve mortalidade e, apenas 3 minicepas morreram na última coleta.

Isto mostra que as minicepas se adaptam as sucessivas coletas, pois a sobrevivência permaneceu estável (NEUBERT et al., 2017).

As matrizes 3, 4, 9, 8 e 7 foram estatisticamente superiores, com média 9 brotos por minicepa. Já a matriz 1 obteve a menor produção de brotos, com uma média 6 brotos por minicepa (Figura 19).

Houve diferença significativa no número de brotos no decorrer das sucessivas coletas, sendo possível observar uma inferioridade na primeira coleta. As coletas 3, 2 e 4 foram superiores, com 9, 9 e 8 brotos por coleta. O número reduzido de miniestacas na primeira coleta pode estar relacionado com o estresse que as minicepas são submetidos após a decepa, bem como gemas que não se desenvolvem devido a dominância apical em algumas brotações (NEUBERT et al., 2017).

Em relação ao número de miniestacas produzidas, a coleta 3 obteve maior quantidade, com uma média de 40 miniestacas, se distinguindo das demais coletas, que obtiveram valores inferiores a 10 miniestacas por coleta. Sendo possível observar que o número de miniestacas foi aumentando até a terceira coleta e, reduzindo na quarta coleta.

É possível notar uma redução também no número e comprimento das brotações na coleta 4. Essa redução pode ser causada pelo estresse que a remoção dos brotos causa a cada coleta, uma vez que além do estresse, a remoção dos brotos diminuem a área foliar (FERRIANI, et al., 2011).

O manejo e nutrição das minicepas são fatores importantes para manter o vigor fisiológico, pois afetam diretamente o fornecimento de propágulos (HARTMANN et al., 2017). A boa produtividade das minicepas durante o período de estudo mostra que o manejo e estado nutricional estavam adequados. A manutenção de condições ideais para as minicepas é importante não só para a produção de brotos, mas também para obtenção de miniestacas com percentuais satisfatórios de enraizamento (NEUBERT et al., 2017; XAVIER; WENDLING; SILVA, 2021).

Para o tamanho dos brotos houve significância ( $p < 0,05$ ) entre a interação dos efeitos matriz x coleta (Tabela 16). Em relação as coletas, na terceira e quarta, as matrizes foram estatisticamente semelhantes pelo teste de Sckot-Knott. Na coleta 1, as matrizes 3, 4, 8 e 9 foram as que tiveram os brotos com maiores comprimentos, variando de 35 a 40 cm. Na segunda coleta, as matrizes 3, 9, 6 e 7 obtiveram maiores brotações, com média variando de 87 a 74 cm.

Já em relação as matrizes, todas foram estatisticamente superiores, com maiores brotos na coleta 2 e com os menores na coleta 3, seguida da quarta coleta.

**Tabela 16.** Médias do tamanho das brotações das minicepas em minijardim clonal formado com mudas seminais de *Schinus terebinthifolia* Raddi quanto a interação dos fatores Matriz x Coleta pelo teste de Scott Knott a 5% de significância.

| <b>Matriz</b> | <b>Coleta 1</b> | <b>Coleta 2</b> | <b>Coleta 3</b> | <b>Coleta 4</b> |
|---------------|-----------------|-----------------|-----------------|-----------------|
| <b>3</b>      | 40,17Ab         | 87,50Aa         | 4,35Ac          | 18,00Ac         |
| <b>4</b>      | 39,37Ab         | 54,12Ca         | 5,25Ad          | 23,62Ac         |
| <b>8</b>      | 36,35Ab         | 68,35Ba         | 6,64Ac          | 15,57Ac         |
| <b>9</b>      | 35,68Ab         | 76,77Aa         | 6,85Ac          | 23,74Ab         |
| <b>10</b>     | 29,75Bb         | 65,00Ba         | 1,50Ac          | 23,00Ab         |
| <b>6</b>      | 27,25Bb         | 74,75Aa         | 7,50Ac          | 22,50Ab         |
| <b>7</b>      | 25,05Bb         | 81,94Aa         | 5,78Ac          | 22,94Ab         |
| <b>5</b>      | 24,55Bb         | 46,50Ca         | 6,22Ac          | 18,33Ab         |
| <b>1</b>      | 19,83Bb         | 45Ca            | 5,66Ab          | 15,33Ab         |

Letras maiúsculas indicam diferença significativa entre as colunas. Letras minúsculas indicam diferença significativa entre as linhas.

As diferenças entre genótipos podem ser atribuídas a variabilidade genéticas entre elas, variação de fenótipos em mudas seminais são resultantes de interações entre fatores genotípicos, ambientais e interação genótipo x ambiente. Visto que todos os genótipos foram submetidos as mesmas condições ambientais e manejo, as diferenças são atribuídas ao desenvolvimento fisiológico e morfológico individual de cada genótipo (NEUBERT et al., 2017; XAVIER; WENDLING; SILVA, 2021).

## 5. CONCLUSÕES

A espécie *Schinus terebinthifolia*, nas condições em que foi desenvolvido este estudo indica que a espécie tem potencial para propagação vegetativa de genótipos adultos por meio de técnicas como estaquia, galhos podados e alporquia.

Nos resgates por estaquia e galhos, os genótipos 7, 4 e 10 apresentam melhores desempenhos, mantiveram-se produtivos a cada mudança de ambiente, descartando a hipótese que a interação genótipo x ambiente influenciariam no comportamento dos galhos e estacas.

É possível realizar o resgate de espécie por alporquia e formação de minijardim clonal como fonte de propágulos.

Há diferenças na responsividade dos genótipos para enraizamento adventício e adaptabilidade, sendo possível a seleção de genótipos que submetidos a técnica de estaquia, apresentam respostas favoráveis a produção de mudas clonais.

O estudo também identificou genótipos com maior produtividade e tolerância à poda, o que pode ser útil na seleção de plantas para cultivo comercial. Tornando possível identificar alguns genótipos com maior produtividade, validando a hipótese que existe diferenças entre genótipos tolerantes a poda e produção de brotos.

O estudo mostra o potencial da espécie para resgate e propagação vegetativa da espécie *Schinus terebinthifolia*. No entanto, recomenda-se estudos adicionais para avaliar o desempenho dessas mudas clonais em campo e, conseqüentemente a viabilidade econômica para produção em larga escala.

## REFERÊNCIAS

ALFENAS, A. C. et al. **Clonagem e doenças do eucalipto**. 2. ed. Viçosa, MG: Ed da UFV, 2009. 500 p.

ALMEIDA, F. D.; XAVIER, A.; DIAS, J. M. M. Propagação vegetativa de árvores selecionadas de *Eucalyptus cloeziana* F. Muell. por estaquia. *Revista Arvore*, v. 31, n. 3, p. 445-453, 2007. DOI: <https://doi.org/10.1590/S0100-67622007000300010>.

ANDRADE, M. L. F.; BOARETTO, A. E. Deficiência nutricional em plantas jovens de aroeira-pimenteira (*Schinus terebinthifolius* Raddi). *Scientia Forestalis*, Piracicaba, v. 40, n. 95, p. 383-392, 2012.

ANDRADE, H. S. F. et al. Parâmetros genéticos de crescimento inicial e frutificação de *Dipteryx alata* Vogel em teste de progênie e espaçamento. *Scientia Forestalis*, v. 48, n.126, p. 3074, 2020. DOI: <https://doi.org/10.18671/scifor.v48n126.17>.

BARBOSA FILHO, J. et al. Propagation of *Khaya anthotheca*: interspecific grafting with *Swietenia macrophylla* and air layering. *Cerne*, v. 22, p. 475-484, 2016.

BATISTA, C. M. et al. Estimativas de parâmetros genéticos e a variabilidade em procedências e progênies de *Handroanthus vellosi*. *Pesquisa Florestal Brasileira*, Colombo, v. 32, n. 71, p. 269-276, 2012.

BELHOSSAINE, O. et al. Chemical composition, antioxidant, insecticidal activity, and comparative analysis of essential oils of leaves and fruits of *Schinus molle* and *Schinus terebinthifolius*. **Evidence-Based Complementary and Alternative Medicine**. Volume 2022, Doi: <https://doi.org/10.1155/2022/4288890>.

BERNARDES, V. P. et al. Resgate vegetativo e propagação clonal de *Lecythis pisonis* Cambess. **Floresta e ambiente**, v. 27, n. 4, 2020. Doi: <https://doi.org/10.1590/2179-8087.026118>.

BEZERRA, J. J. L. et al. Usos medicinais de *Schinus terebinthifolia* Raddi (ANACARDIACEAE) em diferentes regiões do Brasil: uma revisão. **Ethnoscintia-Brazilian Journal of Ethnobiology and Ethnoecology**, v. 7, n. 1, p. 89-108, 2022.

BHERING, L.L. Rbio: A Tool For Biometric And Statistical Analysis Using The R Platform. **Crop Breeding and Applied Biotechnology**, v.17: 187-190p, 2017.

BONAMIGO, T et al. Substratos e níveis de luminosidade no crescimento inicial de mudas de *Tocoyena formosa* (Cham. & Schltdl.) K. Schum. (RUBIACEAE). **Ciência Florestal**, Santa Maria, v. 26, n. 2, p. 501-511, 2016.

BORÉM, A.; MIRANDA, G. V. **Melhoramento de plantas**. 6 ed., editora UFV. 2013

BRASIL. **Informações Sistematizadas da Relação Nacional de Plantas Medicinais de Interesse ao SUS: *Schinus terebinthifolius* Raddi, Anacardiaceae (Aroeira-da-praia)** [recurso eletrônico] / Ministério da Saúde, Secretaria de Ciência, Tecnologia, Inovação e Insumos Estratégicos em Saúde, Departamento de Assistência Farmacêutica e Insumos Estratégicos. – Brasília: Ministério da Saúde, 2021. 81 p.

CARMONA, R. et al. Air layering in *Caryocar brasiliense*-effect of stem diameter. **Ciência Rural**, v. 52, n. 9, 2022. Doi: <http://doi.org/10.1590/0103-8478cr20201040>.

CARVALHO, P. E. R. et al. Aroeira-pimenteira: *Schinus terebinthifolius*. In: **Espécies arbóreas brasileiras**. Brasília: Embrapa Informação Tecnológica; Colombo: Embrapa Florestas, 2003. v. 1, p. 169-175.

CARVALHO, S.V.A.; SILVA-MANN, R.; FERREIRA, R.A.; MELO, M.F.V.; SOUZA, D.C.L. Diversidade genética. In: GOMES, L.J.; SILVA-MANN, R.; MATTOS, P.P.; RABBANI, A.R.C. **Pensando a biodiversidade: aroeira (*Schinus terebinthifolius* Raddi)**. Editora UFS, São Cristovao, CE. 2013.

CASSOL, D. A. et al. Embalagem, época e ácido indolbutírico na propagação de jabuticabeira por alporquia. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 37, n. 1, p. 267-272, 2015. DOI: <https://doi.org/10.1590/0100-2945-011/14>.

CASTRO, C. A. O. et al. Comportamento da interação genótipos por locais aos três e nove anos em clones de eucalipto. **Scientia forestalis**, v. 46, n. 120, p. 594-605, 2018. DOI: [dx.doi.org/10.18671/scifor.v46n120.08](https://doi.org/10.18671/scifor.v46n120.08).

CESARIO, L. F.; GAGLIANONE, M. C. Biologia floral e fenologia reprodutiva de *Schinus terebinthifolius* Raddi (Anacardiaceae) em Restinga do Norte Fluminense. **Acta botânica brasileira**. v. 22, n. 3, p. 828-833, 2008.

CONCEIÇÃO, J. B. F.; FERREIRA, S. A. N.; LIMA, N. N. Vegetative rescue potential of Brazil nut through epicormic shoots on detached branches. **Acta Amazônica**, v. 50, p. 199-203, 2020. DOI: <https://doi.org/10.1590/1809-4392201904091>.

**Consultas - Agência Nacional de Vigilância Sanitária**. Disponível em: <<https://consultas.anvisa.gov.br/#/medicamentos/q/?substancia=21654>>. Acesso em: 20 nov. 2022.

CORADIN, L.; CAMILLO, J.; PAREYN, F. G. C. (Ed.). **Espécies nativas da flora brasileira de valor econômico atual ou potencial: plantas para o futuro: região Nordeste**. Brasília, DF: MMA, 2018. (Série Biodiversidade; 51) Disponível em: <http://www.mma.gov.br/publicacoes/biodiversidade/category/142-serie-biodiversidade.html>.

COSTA, D. N. et al. Mapeamento prospectivo científico e tecnológico da família Anacardiaceae R. Br. **Research, Society and Development**, v. 10, n. 12, p. 2021. Doi: <http://dx.doi.org/10.33448/rsd-v10i12.20746>.

COSTA, A. C. et al. Alporquia e regulador de crescimento na propagação de lichieira. **Revista de Ciências Agrárias Amazonian Journal of Agricultural and Environmental Sciences**, v. 55, n. 1, p. 40-43, 2012.

CUNHA, A. L. B. et al. Propagação vegetativa de estacas de *Piper hispidum* Sw. em diferentes substratos. **Revista brasileira de plantas medicinais**, v. 17, n. 4, p. 685-692, 2015.

CRUZ, S. L. et al. Parâmetros genéticos e seleção inicial de procedências e progênes de taxi-branco (*Tachigali vulgaris*) em Roraima. **Ciência Florestal**, v. 30, p. 258-269, 2020. DOI: <https://doi.org/10.5902/1980509831631>.

NOBERTO, M. N. S. et al. Substratos alternativos na clonagem de faveleira (*Cnidocolus quercifolius*) pela técnica de alporquia. **AGROPECUÁRIA CIENTÍFICA NO SEMIÁRIDO**, v. 15, n. 1, p. 48-55, 2019. Doi: <http://dx.doi.org/10.30969/acsa.v15i1.1048>.

MENEZES FILHO, A. C. P. *Schinus molle* e *Schinus terebinthifolius*: Revisão sistemática da classificação, e aspectos químicos, fitoquímicos, biológicos e farmacobotânicos. 2020.

DIAS, P. C. et al. Estaquia e miniestaquia de espécies florestais lenhosas do Brasil. **Pesquisa Florestal Brasileira**, Colombo, v. 32, n. 72, p. 453-462, 2012.

DIAS, P. C. et al. Propagação vegetativa de *Schizolobium amazonicum* por estaquia. **Cerne**, v. 21, n. 3, p. 379-386, 2015.

DELGADO, L. G. M. et al. Qualidade morfológica de mudas de ingá sob diferentes manejos hídricos. **Revista Irriga**, Botucatu, v. 22, n. 3, p. 420-429, 2017.

DIÓGENES, A. G. et al. Avaliação da produção de miniestacas em minicepas de *Myracrodruon urundeuva* Fr. All. (Aroeira). **Revista Científica Eletrônica de Engenharia Florestal**, Garça, v.21, n.1, p. 49-57, 2013.

DUARTE, R. I. et al. Características de Desenvolvimento Inicial em Teste de Progênie de uma População de Araucária na Flona de Três Barras-SC. **Biodiversidade Brasileira**, v. 2. n. 2, p. 114-123, 2012.

DUTRA, T. R. et al. Ácido indolbutírico e substratos na alporquia de umbuzeiro. **Pesquisa Agropecuária Tropical** [online]. 2012, v. 42, n., pp. 424-429. <https://doi.org/10.1590/S1983-40632012000400010>.

DUTRA, F. B. et al. Minicutting technique and IBA application in vegetative propagation of *Schinus terebinthifolia* Raddi. **Research, Society and Development**, v. 10, n. 14, p. e553101422610, 2021. DOI: 10.33448/rsd-v10i14.22610.

ESTEVIÃO, L. R. M. et al. *Schinus terebinthifolius* Raddi (Aroeira) leaves oil attenuates inflammatory responses in cutaneous wound healing in mice. **Acta Cirúrgica Brasileira**, v. 32, n.9, p. 726-735, 2017.

FERRARI, M. P.; GROSSI, F.; WENDLING, I. **Propagação vegetativa de espécies florestais**. Colombo: Embrapa Florestas, 2004.

FERRIANI, A. P. et al. Miniestaquia aplicada a espécies florestais. **Revista Agro@ambiente**, v. 4, n. 2, p. 102-109, 2010.

FERRIANI, A. P. et al. Produção de brotações e enraizamento de miniestacas de *Piptocarpha angustifolia*. **Pesquisa florestal brasileira**, v. 31, n. 67, p. 257-264, 2011.

FONSECA, A. L. C. **Resgate e propagação vegetativa de *Eremanthus erythropappus* (DC.) MacLeish em povoamentos naturais**. Dissertação de mestrado, Pós-Graduação em Engenharia Florestal - Universidade Federal de Lavras, 2019.

GALLO, R. et al. Propagacion vegetativa de Eucalyptus y produccion de plantas. In: **Mejoramiento de Mejoramiento genético de eucalipto**, Colombia. 2017, 280 p

GIBSON, E. L. et al. Responsiveness of *Melanoxylon brauna* to mini-cuttings technique. **Rhizosphere**, v. 17, 2021. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.rhisph.2020.100303>.

GLORIA, L. L. et al. Compostos fenólicos presentes *Schinus terebinthifolius* Raddi influenciam na redução da pressão arterial em ratos. **Molecules**, v. 22, n. 10, 2017.

GOLLE, D. P. et al. Fitorreguladores na calogênese e rizogênese em *Eugenia involucrata*. **Pesquisa florestal brasileira**, Colombo, v. 40, e201901908, p. 1-9, 2020. <http://doi.org/10.4336/2020.pfb.40e201901908>.

GOMES, R. B. A. et al. Residues from the Brazilian pepper tree (*Schinus terebinthifolia* Raddi) processing industry: Chemical profile and antimicrobial activity of extracts against hospital bacteria. **Industrial Crops and Products**, v. 143, 2020. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2019.05.079>.

GUIMARÃES, J. F. R. **Efeito da interação dominância x ambiente na habilidade de predição genômica**. Viçosa-MG. 39f. Tese (Doutorado em Genética e Melhoramento) - Universidade Federal de Viçosa, 2016.

GRISSI, F. A. **Aspectos fisiológicos de aroeira (*Schinus terebinthifolius* Raddi), sob níveis distintos de saturação hídrica em ambiente protegido, e área ciliar em processo de recuperação**. Curitiba-PR. 127f. Tese (Doutorado em Engenharia Florestal) - Universidade Federal do Paraná, 2010.

HARTMANN, H.T.; KESTER, D.E.; DAVIES, F.T.; GENEVE, R.L. Hartmann & Kester's Plant propagation principles and practices. Hartmann Kester Davies Geneve. 9th Edition. Pearson, Harlow. 2017, 1024p.

HOLANDA, F. S. R. et al. Propagation through cutting technique of species occurring in the lower São Francisco River in Sergipe state with different concentrations of indolbutiric acid. **Revista Árvore**, Viçosa, v. 36, n. 1, p. 75-82, 2012.

HOSSEL, C. et al. 'Cerejeira da mata' and 'guabijuzeiro' propagation by air layering. **Comunicata Scientiae**, v. 8, n. 4, p. 581-586, 2017. DOI: 10.14295/CS.v8i4.2194.

IZOTON, K. B. et al. Meiotic behavior and diploidy in *Schinus terebinthifolia* (Anacardiaceae). **Rodriguésia**, v. 72, 2021. DOI: <http://dx.doi.org/10.1590/2175-7860202172120>.

LEGUÉ, V. et al. Adventitious root formation in tree species: involvement of transcription factors. **Physiologia plantarum**, v. 151, n. 2, p. 192-198, 2014.

LI, Y. et al. Genotype by environment interactions in forest tree breeding: review of methodology and perspectives on research and application. **Tree Genetics & Genomes**, 2017. DOI: 10.1007/s11295-017-1144-x.

LIMA, N. N. et al. Vegetative rescue of Camu-Camu from epicormic sprouts of detached branches. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 42, 2020. <https://doi.org/10.1590/0100-29452020020>.

LOPES, J. T. **Distribuição espacial dos atributos químicos do solo e sua relação com a ocorrência de aroeira vermelha (*Schinus Terebinthifolius Raddi*)**. 2017. Dissertação de mestrado, Programa de pós-graduação em engenharia agrícola, Faculdade de Ciências Agrárias.

LUCENA, R. J. et al. Níveis de anelamento, AIB e proteção do substrato na clonagem de *Cnidocolus quercifolius* por alporquia. **Revista Verde de Agroecologia e Desenvolvimento Sustentável**, v. 9, n. 2, p. 26, 2014.

MAIA, M. C. R. et al. Propriedades terapêuticas da espécie *Schinus terebinthifolius* Raddi (aroeira-vermelha). **Revista Eletrônica Acervo Saúde**, v. 13, n. 4, p. 6791, 2021.

MAIA, M. C. C. et al. Seleção simultânea para produção, adaptabilidade e estabilidade genotípicas em clones de cajueiro, via modelos mistos. **Pesquisa Agropecuária Tropical**, v. 39, n. 1, p. 43-50, 2009.

MAGGIONI, R. A. et al. *Araucaria angustifolia*: ácido indol butírico e diferentes clones no enraizamento de estacas. **Advances in Forestry Science**, v. 7, n. 1, p. 861-866, 2020.

MANTOVANI, N. et al. cultivo de canafístula (*Peltophorum dubium*) em minijardim clonal e propagação por miniestacas. *Ciência Florestal*, v. 27, n. 1, 2017. DOI: <https://doi.org/10.5902/1980509826461>.

MANTOVANI, N. C. et al. Resgate vegetativo por alporquia de genótipos adultos de urucum (*Bixa orellana* L.). **Ciência Florestal**, v. 20, n. 3, p. 403-410, 2010.

MARTIN, N. et al. Uso do software ImageJ na estimativa de área foliar para a cultura do feijão. **Interciencia**, v. 38, n. 12, 2013, pp. 843-848.

MENDES G.G.C. et al. Flowering acceleration in native Brazilian tree species for genetic conservation and breeding. **Annals of Forest Research**, v. 63, n. 1, p. 39-52, 2020. DOI: 10.15287/afr.2019.1751.

MENDONÇA, V. M. et al. Prospecção tecnológica de óleo essencial de aroeira-da-praia (*Schinus terebinthifolius* RADDI.). **Revista GEINTEC-Gestão, Inovação e Tecnologias**, v. 4, n. 1, p. 704-715, 2014.

MENEGATTI, R. D. et al. Parâmetros genéticos para caracteres de crescimento inicial de progênies de bracatinga em Lages, SC. **Pesquisa Florestal Brasileira**, Colombo, v. 36, n. 87, p. 235-243, 2016. DOI: 10.4336/2016.pfb.36.87.1003.

MILANI, J. E. F. et al. Fenologia vegetativa e reprodutiva de *Schinus terebinthifolius* Raddi (Anacardiaceae) em um fragmento de Floresta Ombrófila Mista Aluvial – Araucária (PR). **Estudos de biologia**. v. 35, n. 85, p. 135-142, 2013.

MORAES, C. B. et al. Variabilidade genética em progênies de meios-irmãos de eucaliptos para tolerância ao frio. **Revista Árvore**, Viçosa, v.39, n.6, p.1047-1054, 2015.

MORAES, M. C. et al. Diversidade genética de matrizes e progênies de *Euterpe edulis* Mart. em área manejada e em populações naturais por marcadores microssatélites. **Ciência Florestal**, Santa Maria, v. 30, n. 2, p. 583-594, 2020. DOI: DOI: <https://doi.org/10.5902/1980509837647>.

MORAIS, E. et al. Variação genética, interação genótipo solo e ganhos na seleção em teste de progênies de *Corymbia citriodora* Hook em Luiz Antonio, São Paulo. **Scientia Forestalis**, Piracicaba, v. 38, n. 85, p. 11-18, 2010.

MORAES, M. A. et al. Produtividade, estabilidade e adaptabilidade em progênies de *Myracrodruon urundeuva* FF & MF Allemão-Anacardiaceae. **Scientia Forestalis/Forest Sciences**, p. 69-76, 2012.

NASCIMENTO, B. et al. Three epicormic shoot techniques in *I. paraguariensis* mother trees and its cutting according to the material rejuvenation degree. **Cerne**, v. 24, n. 3, p. 240-248, 2018. DOI: 10.1590/01047760201824032584.

NEUBERT, V. F. et al. Production of mini-cuttings and the influence of leaf reduction on rooting of vinhático (*Plathymenia foliolosa* Benth.). **Revista Arvore**, v. 14, n. 4, 2017. DOI: <https://doi.org/10.1590/1806-90882017000400002>.

NEVES, E.J.M et al. **Cultivo da aroeira-vermelha (*Schinus terebinthifolius* Raddi) para produção de pimenta rosa**. Colombo: Embrapa Florestas, 2016. 10p. (Documentos, 294). Disponível em: <https://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/147129/1/Doc-294-1270-Completo.pdf>. Acesso em: 26 jul. 2021.

NOGUEIRA, T. A. P. C. et al. Estimativa de parâmetros genéticos em progênies de irmãos completos de eucalipto e otimização de seleção. **Scientia Forestalis**, Piracicaba, vol. 47, n. 123, p. 451-462, 2019. DOI: [doi.org/10.18671/scifor.v47n123.07](https://doi.org/10.18671/scifor.v47n123.07).

NUNES, A. C. P. **Qualidade da madeira, critérios de seleção e interação genótipos x ambientes de clones de Eucalyptus no Rio Grande do Sul**. - 2015. UFV, Viçosa, 2015.

OLIVEIRA, J. A. R. et al. Tipos de estacas e uso de AIB na propagação vegetativa de fisális. **Revista Agro @mbiente On-line**, v. 9, n. 3, p. 342-346, 2015. DOI: 10.18227/1982-8470ragro.v9i3.2571.

OLIVEIRA, L. S.; DIAS, P. C.; ALMEIDA, M. Avaliação genética do enraizamento de miniestacas de uma procedência de *Eucalypto cloeziana*. **Pesquisa florestal brasileira**, Colombo, v. 35, n. 84, pág. 391-397, 2015.

PAULUS, D. et al. Ácido indolbutírico na propagação vegetativa de alecrim. **Horticultura Brasileira**, v. 34, p. 520-528, 2016.

PEIXOTO, P. H. P. **Propagação de Plantas - Princípios e Práticas**. Juiz de Fora, MG: Universidade Federal de Juiz de Fora, 2017.

PEREIRA, D. P. et al. Potencial biotecnológico da aroeira vermelha (*Schinus terebinthifolius* Raddi): uma revisão narrativa. **Revista Saúde e Meio Ambiente**, Três Lagoas v. 13 n. 1, p. 25-37, 2021.

PÍCCOLO, M. P. et al. Análise fitoquímica e microbiológica de amostras de pimentarosa obtidas de propriedades familiares da região norte do Espírito Santo. **Revista Brasileira de Agropecuária Sustentável**, v. 8, n. 3, 2018.

PIMENTEL, A. J. B. et al. Estimação de parâmetros genéticos e predição de valor genético aditivo de trigo utilizando modelos mistos. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 49, p. 882-890, 2014.

PIMENTEL, N. et al. Produtividade de minicepas e enraizamento de miniestacas de clones de erva-mate (*Ilex paraguariensis* A. St.-Hil.). **Ciência Florestal.**, Santa Maria, v. 29, n. 2, p. 559-570, 2019. DOI: <https://doi.org/10.5902/1980509827009>.

PIZZATTO, M. et al. Influência do uso de AIB, época de coleta e tamanho de estaca na propagação vegetativa de hibisco por estaquia. **Revista Ceres**, v. 58, p. 487-492, 2011.

POP, T. I. et al. Auxin control in the formation of adventitious roots. **Notulae Botanicae Horti Agrobotica Cluj-Napoca**, v. 39, n. 1, p. 307-316, 2011.

RASBAND, W. S. ImageJ: U.S. National Institutes of Health, Bethesda, Maryland, EUA, 1997-2021. Disponível em: <https://imagej.nih.gov/ij/>.

RESENDE, M. D. V.; ALVES, R. S. Genética: estratégias de melhoramento e métodos de seleção. In: OLIVEIRA, E. B. de; PINTO JUNIOR, J. E. (Ed.). **O eucalipto e a**

**Embrapa: quatro décadas de pesquisa e desenvolvimento.** Brasília, DF: Embrapa, cap. 3, p. 171-202, 2021.

RESENDE, M. D. V. **Genética biométrica e estatística no melhoramento de plantas perenes.** Brasília: Embrapa informações tecnológicas, 2002.

RESENDE, M.D.V. **Métodos estatísticos ótimos na análise de experimentos de campo.** Colombo: Embrapa Florestas, 2004. 65p. (Embrapa - Documentos, 100).

RESENDE, M. D. V.; DUARTE, J. B. Precisão e controle de qualidade em experimentos de avaliação de cultivares. **Pesquisa Agropecuária Tropical**, v. 37, n. 3, p. 182–194, 2007.

RESENDE, M. D. V. Software SENElegen-REML/BLUP: A useful tool for plant breeding. **Crop Breeding and Applied Biotechnology**, v. 16, n. 4, p. 330–339, 2016. <https://doi.org/10.1590/1984-70332016v16n4a49>.

ROCHA, P. S. et al. Microbiological quality, chemical profile as well as antioxidant and antidiabetic activities of *Schinus terebinthifolius* Raddi. **Comparative Biochemistry and Physiology Part C: Toxicology & Pharmacology**, v. 220, p. 36-46, 2019.

ROCHA, R. B. et al. Adaptabilidade e estabilidade de progênies de meios-irmãos de pinhão-mansão em diferentes regiões do Brasil. **Revista Ceres**, Viçosa, v. 63, n.2, p. 174-182, 2016.

RONCHI, H. S. et al. Ambientes e substratos na produção de mudas de pata de vaca (*Bauhinia forficata* Link). **Enciclopédia Biosfera**, Goiânia, v. 13, n. 23, p. 50-61, 2016.

ROSADO, A. M. et al. Simultaneous selection of eucalyptus clones based on yield, stability and adaptability. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 47, p. 964-971, 2012. DOI: <https://doi.org/10.1590/S0100-204X2012000700013>

RUAS, F. G. et al. Indicação de Procedência “São Mateus” para a Pimenta-Rosa no Espírito Santo. **Incaper em Revista**, Vitória, v. 11 e 12, p. 79-98, 2021. DOI: 10.54682/ier.v11e12-p79-98.

SANTOS, C. C. et al. Número de folhas e bokashi na brotação e custos de produção de mudas de *Schinus terebinthifolius* Raddi. por estaquia. **Revista em Agronegócio e Meio Ambiente**, Maringá, v. 12, n. 1, p. 219-232, 2019.

SANTOS JR, C. F. et al. Vegetative rescue of *Cedrela fissilis* Vell. by the rooting of cuttings from epicormic and canopy sprouts. **Ciência Rural**, v. 51, 2021. <https://doi.org/10.1590/0103-8478cr20200775>.

SANTOS, M. R. A. et al. Composição química e atividade inseticida do óleo essencial de *Schinus terebinthifolius* Raddi (Anacardiaceae) sobre a broca-do-café (*Hypothenemus hampei*) Ferrari. **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais**, Campinas, v.15, n.4, p.757-762, 2013. DOI: <https://doi.org/10.1590/S1516-05722013000500017>.

SASSO, S. A. Z. et al. Propagação de jabuticabeira por enxertia e alporquia. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 32, n. 2, p. 571-576, 2010. DOI: <https://doi.org/10.1590/S0100-29452010005000055>.

SILVA-LUZ, C.L.; PIRANI, J.R.; PELL, S.K.; MITCHELL, J.D. *Anacardiaceae in Flora e Funga do Brasil*. Jardim Botânico do Rio de Janeiro. Disponível em: <<https://floradobrasil.jbrj.gov.br/FB15471>>. Acesso em: 02 set. 2022.

SILVA-LUZ, C. L. et al. **Phylogeny of *Schinus* L. (Anacardiaceae) with a new infrageneric classification and insights into evolution of spinescence and floral traits**. *Molecular Phylogenetics and Evolution*, v. 133, p. 302-351, 2019. Disponível em: <http://dx.doi.org/10.1016/j.ympev.2018.10.013>. Acesso em: 20 set. 2022.

SILVA, K. N. et al. Produção de mudas de frameira negra por métodos diferentes de plantas vegetativas. **Ciência Rural**, v. 42, N. 3, p. 418-422, 2012.

SILVA, M. M. et al. *Schinus terebinthifolius*: phenolic constituents and in vitro antioxidant, antiproliferative and in vivo anti-inflammatory activities. *Revista Brasileira de Farmacognosia*, v. 27, n. 4, p. 445-452, 2017. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.bjp.2016.12.007>.

SILVA, M. et al. Propagação de jamboleiro [*Syzygium cumini* (L.) Skeels] por alporquia. **Ciência Florestal**, v. 29, n. 3, p. 1296-1306, 2019. DOI: <https://doi.org/10.5902/1980509835226>.

SILVA, A. P. **Interação genótipo x ambiente, adaptabilidade e estabilidade de híbridos de melão Cantaloupe**. 2019. Trabalho de Conclusão de Curso. Universidade Federal do Rio Grande do Norte.

SILVA, R. D. et al. Vegetative rescue of *Paratecoma peroba* adult trees: Adventitious rooting of epicormic sprouts from detached branches. **Rhizosphere**, v. 19, p. 100419, 2021.

SOUZA, C. S. et al. Estimativas de parâmetros genéticos para caracteres quantitativos em progênies de polinização aberta de *Eucalyptus urophylla*. **FLORESTA**, Curitiba, PR, v. 41, n. 4, p. 847 - 856, 2011.

SOUZA, E. M. S. et al. *Schinus terebinthifolia* Raddi: a comparative framework on population genetic structure in a restored area after 12 years. **Genetic Resources and Crop Evolution**, v. 69, p. 2459–2467, 2022. DOI: <https://doi.org/10.1007/s10722-022-01384-9>.

STUEPP, C. A. et al. Enraizamento de melaleuca: influência da altura de coleta das estacas e aplicação de iba. In: **Colloquium Agrariae**. v. 9, n. 1, p. 01-09, 2013. DOI: [10.5747/ca.2013.v09.n1.a083](https://doi.org/10.5747/ca.2013.v09.n1.a083).

STUEPP, C. A. et al. Vegetative propagation and application of clonal forestry in Brazilian native tree species. **Pesquisa agropecuária brasileira**, v. 53, n. 9, p. 985-1002, 2018. Doi: <https://doi.org/10.1590/S0100-204X2018000900002>.

TAMWING, G. S. et al. Concentrations of indolebutyric acid on air-layering of guava cv. Paluma. **Comunicata Scientiae**, v. 12, p. e3460-e3460, 2021. DOI: <https://doi.org/10.14295/CS.v12.3460>.

TOPPA, E. V. B.; JADOSKI, C. O uso de marcadores moleculares no melhoramento genético de plantas. **Scientia Agraria Paranaensis**, v. 12, n. 1, p. 1-5, 2013.

WENDLING, I.; TRUEMAN, S. J.; XAVIER, A. Maturation and related aspects in clonal forestry—Part I: Concepts, regulation and consequences of phase change. **New Forests**, v. 45, n. 4, p. 449-471, 2014.

WENDLING, I.; XAVIER, A. Gradiente de maturação e rejuvenescimento aplicado em espécies florestais. **Floresta e Ambiente**, v. 8, n. único, p. 187-194, 2012.

VIGNOLO, G. K. et al. Presença de folhas no enraizamento de estacas de amoreira-preta. **Ciência Rural**, v. 44, p. 467-472, 2014. DOI: <https://doi.org/10.1590/S0103-84782014000300013>.

XAVIER, A.; WENDLING, I.; SILVA, R. S. **Silvicultura Clonal - Princípios e Técnicas** - 3ª Ed. Editora UFV. 275 p., 2021.

XAVIER, M. A. **Propagação vegetativa e conservação in vitro de *Astronium fraxinifolium* Schott**. 2021. UFMG.

## APÊNDICES

**Apêndice 1.** Resumo da análise de variância de avaliação aos 60 dias após o estaqueamento de estacas da copa em matrizes adultas de *S. terebinthifolia* em casa de vegetação.

| FV                | S.                         | P.B.       | R.F.T.     |
|-------------------|----------------------------|------------|------------|
| <b>P valor</b>    | 0,00019**                  | 0,000338** | 0,000036** |
| <b>Q. M. Res.</b> | 0,20806                    | 0,15238    | 0,17906    |
| <b>CV (%)</b>     | 96,76                      | 160,74     | 116,16     |
| <b>G.L.</b>       | Matrizes = 9 / TOTAL = 139 |            |            |

F.V.: Fontes de variação; Q.M.Res.: Quadrado Médio do Resíduo; CV (%): Coeficiente de Variação Experimental; G.L.: Graus de Liberdade. S.: Sobrevivência; P.B.: Presença de Brotos; R.F.T.: Raiz no Fundo do Tubete. \*\*Significativo a 5%.

**Apêndice 2.** Resumo da análise de variância de avaliação aos 60 dias após o estaqueamento de estacas da copa de 10 matrizes de *S. terebinthifolia* em casa de sombra.

| F.V.              | S.                         | P.B.      | R.F.T.     |
|-------------------|----------------------------|-----------|------------|
| <b>P valor</b>    | 0,000007**                 | 0,00000** | 0,000007** |
| <b>Q. M. Res.</b> | 0,17509                    | 0,14683   | 0,17076    |
| <b>C.V (%)</b>    | 122,04                     | 153,27    | 118,07     |
| <b>G.L.</b>       | Matrizes = 9 / TOTAL = 139 |           |            |

F.V.: Fontes de variação; Q.M.Res.: Quadrado Médio do Resíduo; CV (%): Coeficiente de Variação Experimental; G.L.: Graus de Liberdade. S.: Sobrevivência; P.B.: Presença de Brotos; R.F.T.: Raiz no Fundo do Tubete. \*\*Significativo a 5%. NS: Não significativo.

**Apêndice 3.** Resumo da análise de variância de avaliação aos 180 dias após o estaqueamento de estacas da copa de matrizes de *S. terebinthifolia* em pleno sol.

| FV          | S.                         | P.B;    | ENR                 | V.R.                | T.B                 | N.B                 | N.F                 | M.S.R               | M.S.P.A             | A.F                 |
|-------------|----------------------------|---------|---------------------|---------------------|---------------------|---------------------|---------------------|---------------------|---------------------|---------------------|
| P valor     | 0,000**                    | 0,000** | 0,089 <sup>NS</sup> | 0,528 <sup>NS</sup> | 0,367 <sup>NS</sup> | 0,278 <sup>NS</sup> | 0,104 <sup>NS</sup> | 0,562 <sup>NS</sup> | 0,759 <sup>NS</sup> | 0,885 <sup>NS</sup> |
| Q. M.       | 0,177                      | 0,169   | 0,057               | 0,430               | 5,231               | 0,127               | 2,640               | 0,002               | 0,059               |                     |
| CV %        | 127,97                     | 130,7   | 25,58               | 50,92               |                     | 40,84               | 46,28               | 55,93               | 45,16               | 482,23              |
| <b>G.L.</b> | Matrizes = 9 / TOTAL = 139 |         |                     |                     |                     |                     |                     |                     |                     |                     |

F.V.: Fontes de variação; Q.M.Res.: Quadrado Médio do Resíduo; CV (%): Coeficiente de Variação Experimental; G.L.: Graus de Liberdade. S.: Sobrevivência; P.B.: Presença de Brotos; ENR.: Enraizamento; V.R.: Volume de Raiz; T.B.: Tamanho do Broto; N.F.: Número de Folhas; M.S.R.: Massa Seca da Raiz; M.S.P.A.: Massa Seca de Parte Aérea; A.F.: Area Foliar. \*\*Significativo a 5%. NS: Não significativo.

**Apêndice 4.** Resumo da análise de variância de avaliação aos 30 dias após o resgate de galhos podados de 10 matrizes de *S. terebinthifolia* em casa de vegetação.

| FV                | N.B.    | T.B                  | S.      |
|-------------------|---------|----------------------|---------|
| <b>P valor</b>    | 0,001** | 0,4889 <sup>NS</sup> | 0,001** |
| <b>Q. M. Res.</b> | 19,51   | 137,46               | 1,071   |
| <b>CV %</b>       | 119,37  | 212,98               | 58,70   |

| <b>G.L.</b>   | <b>Matrizes = 9 / TOTAL = 81</b> |  |  |
|---|----------------------------------|--|--|
| F.V.: Fontes de variação; Q.M.Res.: Quadrado Médio do Resíduo; CV (%): Coeficiente de Variação Experimental; G.L.: Graus de Liberdade. S.: Sobrevivência; N.B.: Número de Brotos; T.B.: Tamanho dos brotos. **Significativo a 5 %. NS: Não significativo. |                                  |  |  |

**Apêndice 5.** Resumo da análise de variância de avaliação aos 90 dias de galhos podados de 10 matrizes de *S. terebinthifolia* em casa de sombra.

| <b>FV</b>         | <b>N.B.</b>                      | <b>T.B</b>           | <b>S.</b> |
|-------------------|----------------------------------|----------------------|-----------|
| <b>P valor</b>    | 0,001**                          | 0,1624 <sup>NS</sup> | 0,001**   |
| <b>Q. M. Res.</b> | 8,11                             | 416,40               | 1,157     |
| <b>CV %</b>       | 125,45                           | 231,49               | 88,35     |
| <b>G.L.</b>       | <b>Matrizes = 9 / TOTAL = 81</b> |                      |           |

F.V.: Fontes de variação; Q.M.Res.: Quadrado Médio do Resíduo; CV (%): Coeficiente de Variação Experimental; G.L.: Graus de Liberdade. S.: Sobrevivência; N.B.: Número de Brotos; T.B.: Tamanho dos brotos. \*\*Significativo a 5 %. NS: Não significativo.

**Apêndice 6.** Resumo da análise de variância de avaliação aos 60 dias de galhos podados de 10 matrizes de *S. terebinthifolia* em ambiente com pleno sol.

| <b>FV</b>         | <b>N.B.</b>                      | <b>T.B</b> | <b>S.</b> |
|-------------------|----------------------------------|------------|-----------|
| <b>P valor</b>    | 0,0117*                          | 0,0307*    | 0,001**   |
| <b>Q. M. Res.</b> | 14,31                            | 624,66     | 0,499     |
| <b>CV %</b>       | 240,96                           | 266,74     | 177,15    |
| <b>G.L.</b>       | <b>Matrizes = 9 / TOTAL = 81</b> |            |           |

F.V.: Fontes de variação; Q.M.Res.: Quadrado Médio do Resíduo; CV (%): Coeficiente de Variação Experimental; G.L.: Graus de Liberdade. S.: Sobrevivência; N.B.: Número de Brotos; T.B.: Tamanho dos brotos. \*Significativo a 5%.

**Apêndice 7.** Resumo da análise de variância das características avaliadas aos 45 dias após o estabelecimento dos alporques em matrizes de *S. terebinthifolia*.

| <b>FV</b>             | <b>GL</b> | <b>SG</b>            | <b>Raiz</b>          | <b>Calo</b>          |
|-----------------------|-----------|----------------------|----------------------|----------------------|
|                       |           |                      | <b>QM</b>            |                      |
| <b>M</b>              | 1         | 0,231 <sup>NS</sup>  | 0,9529**             | 0.4772*              |
| <b>C.E.</b>           | 2         | 0,1514 <sup>NS</sup> | 0,0806 <sup>NS</sup> | 0.0573 <sup>NS</sup> |
| <b>AIB</b>            | 1         | 1.1057**             | 0,4922*              | 0.1838 <sup>NS</sup> |
| <b>Bloco</b>          | 2         | 0,0796 <sup>NS</sup> | 0,2616 <sup>NS</sup> | 0.1696 <sup>NS</sup> |
| <b>M x C.E.</b>       | 5         | 0,0872               | 0,0701 <sup>NS</sup> | 0.3184**             |
| <b>M x AIB</b>        | 3         | 0.5942**             | 0,4568**             | 0.9698**             |
| <b>C.E x AIB</b>      | 5         | 0,116 <sup>NS</sup>  | 0,0534 <sup>NS</sup> | 0.1401 <sup>NS</sup> |
| <b>M x C.E. x AIB</b> | 11        | 0,153 <sup>NS</sup>  | 0,097 <sup>NS</sup>  | 0.1276 <sup>NS</sup> |
| <b>Resíduo</b>        | 50        | 0,0835               | 0,1062               | 0.0932               |

F.V.: Fontes de variação; Q.M.Res.: Quadrado Médio do Resíduo; G.L.: Graus de Liberdade. M.: Matriz; C.E.: Cor da Embalagem do alporque; AIB: Doses de Ácido Indolbutírico. \*Significativo a 5%. NS: Não significativo.

**Apêndice 8.** Resumo da análise de variância das características avaliadas no minijardim formado dos alporques aos 85 dias após resgate em matrizes de *S. terebinthifolia*.

|              |    | TB       | NB    | PR    | VR      | NF     | MMSR  | MMSPA |
|--------------|----|----------|-------|-------|---------|--------|-------|-------|
| FV           | GL | QM       |       |       |         |        |       |       |
| Matriz       | 2  | 1736,33* | 7,98* | 0,014 | 84,31   | 426,47 | 7,35* | 13,62 |
| AIB          | 2  | 35,35    | 0,20  | 0,014 | 91,55   | 15,32  | 0,27  | 1,31  |
| Bloco        | 2  | 1.125,92 | 5,18  | 0,033 | 56,79   | 313,57 | 1,05  | 12,56 |
| Matriz x AIB | 4  | 658,24   | 3,07  | 0,011 | 233,29* | 191,03 | 3,60  | 11,55 |
| Resíduo      | 55 | 508,58   | 1,94  | 0,015 | 72,31   | 164,88 | 1,53  | 8,38  |

F.V.: Fontes de variação; Q.M.Res.: Quadrado Médio do Resíduo; G.L.: Graus de Liberdade. TB.: Tamanho do broto (cm); NB.: Número de brotos; PR.: Presença de raiz; VR.: Volume de raiz (ml); NF.: Número de folhas; MMSR.: Matéria de massa seca da raiz (g); MMSPA.: Matéria de massa seca da parte aérea (g). \*Significativo a 5%.

**Apêndice 9.** Resumo da análise de variância das características avaliadas nas miniestacas coletadas de galhos podados de *S. terebinthifolia* em saída de casa de vegetação aos 30 dias.

| FV      | S.                         | R.F.T.               | N. B.                |
|---------|----------------------------|----------------------|----------------------|
| P valor | 0,328 <sup>ns</sup>        | 0,5681 <sup>ns</sup> | 0,3116 <sup>ns</sup> |
| Q.M.    | 0,2821                     | 0,1369               | 0,0297               |
| CV (%)  | 82,8                       | 194,67               | 61,861               |
| G. L.   | Matrizes = 6 / Total = 111 |                      |                      |

F.V.: Fontes de variação; Q.M.: Quadrado Médio; G.L.: Graus de Liberdade. S.: Sobrevivência; R.F.T.: Raiz no fundo do tubete; NB.: Número de brotos. Ns: Não significativo

**Apêndice 10.** Resumo da análise de variância das características avaliadas nas miniestacas coletadas de galhos podados de *S. terebinthifolia* em saída de casa de sombra aos 60 dias.

| FV      | S.                         | R.F.T.               | N. B.                |
|---------|----------------------------|----------------------|----------------------|
| P valor | 0,339 <sup>ns</sup>        | 0,3686 <sup>ns</sup> | 0,5652 <sup>ns</sup> |
| Q.M.    | 0,2875                     | 0,3686               | 0,1593               |
| CV (%)  | 100,04                     | 104,33               | 193,97               |
| G. L.   | Matrizes = 6 / Total = 111 |                      |                      |

F.V.: Fontes de variação; Q.M.: Quadrado Médio; G.L.: Graus de Liberdade. S.: Sobrevivência; R.F.T.: Raiz no fundo do tubete; NB.: Número de brotos. Ns: Não significativo

**Apêndice 11.** Resumo da análise de variância das características avaliadas nas mudas formadas das miniestacas coletadas de galhos podados de *S. terebinthifolia* em saída de área com sol pleno aos 90 dias.

| FV      | S.                         | R. | N. B.              | V.R.               | T.B.               | A.F                | N.F.               | M.M.S.R. | M.M.S.P.A.         |
|---------|----------------------------|----|--------------------|--------------------|--------------------|--------------------|--------------------|----------|--------------------|
| P valor | 0,41 <sup>ns</sup>         |    | 0,72 <sup>ns</sup> | 0,07 <sup>ns</sup> | 0,78 <sup>ns</sup> | 0,65 <sup>ns</sup> | 0,68 <sup>ns</sup> | 0,012*   | 0,25 <sup>ns</sup> |
| Q.M.    | 0,25                       |    | 0,10               | 0,21               | 0,76               | 2,45               | 1,33               | 0,002    | 0,01               |
| CV (%)  | 103,84                     |    | 52,91              | 45,33              | 78,73              | 91,91              | 71,92              | 61,2     | 43,51              |
| G. L.   | Matrizes = 6 / Total = 111 |    |                    |                    |                    |                    |                    |          |                    |

F.V.: Fontes de variação; Q.M.: Quadrado Médio; G.L: Graus de Liberdade. TB.: Tamanho do broto (cm); NB.: Número de brotos; R.: Enraizamento; VR.: Volume de raiz (ml); NF.: Número de folhas; MMSR.: Matéria de massa seca da raiz (g); MMSPA.: Matéria de massa seca da parte aérea (g); A.F.: Area foliar; S.: Sobrevivência. \*Significativo a 5%. Ns: Não significativo.

**Apêndice 12.** Resumo da análise de variância das características avaliadas no minijardim formado por mudas seminais de *S. terebinthifolia* em 4 coletas.

|                |     | N.B                | T.B       | N.M                  | S.                   |
|----------------|-----|--------------------|-----------|----------------------|----------------------|
| FV             | GL  | QM                 |           |                      |                      |
| <b>Matriz</b>  | 8   | 34,96*             | 858,79*   | 184,82 <sup>ns</sup> | 0,0165 <sup>ns</sup> |
| <b>Coleta</b>  | 3   | 138,87*            | 32748,88* | 15426,57*            | 0,0051 <sup>ns</sup> |
| <b>M X C</b>   | 24  | 4,69 <sup>ns</sup> | 557,10*   | 205,94 <sup>ns</sup> | 0,0072 <sup>ns</sup> |
| <b>Resíduo</b> | 348 | 7,57               | 282,28    | 187,14               | 0,0103               |

F.V.: Fontes de variação; Q.M.: Quadrado Médio; G.L: Graus de Liberdade. TB.: Tamanho do broto (cm); NB.: Número de brotos; N.M.: Número de miniestacas; S.: Sobrevivência. \*Significativo a 5%. Ns: Não significativo.