

UNIVERSIDADE TECNOLÓGICA FEDERAL DO PARANÁ
DEPARTAMENTO ACADÊMICO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM AGRONOMIA

MARCIÉLI DA SILVA

PROPAGAÇÃO DE JAMBOLEIRO [*Syzygium cumini* (L.) SKEELS]

DISSERTAÇÃO

PATO BRANCO

2017

**UNIVERSIDADE TECNOLÓGICA FEDERAL DO PARANÁ
DEPARTAMENTO ACADÊMICO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM AGRONOMIA**

MARCIÉLI DA SILVA

PROPAGAÇÃO DE JAMBOLEIRO [*Syzygium cumini* (L.) SKEELS]

DISSERTAÇÃO

PATO BRANCO

2017

MARCIÉLI DA SILVA

PROPAGAÇÃO DE JAMBOLEIRO [*Syzygium cumini* (L.) SKEELS]

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Agronomia da Universidade Tecnológica Federal do Paraná, Câmpus Pato Branco, como requisito parcial à obtenção do título de Mestre em Agronomia - Área de Concentração: Produção Vegetal.

Orientador: Prof. Dr. Américo Wagner Júnior

PATO BRANCO

2017

S586p Silva, Marciéli da.
Propagação do jamboleiro [*Syzygium cumini* (L.) SKEELS] /
Marciéli da Silva. – 2017.
112 f. : il. ; 30 cm.

Orientador: Prof. Dr. Américo Wagner Júnior.
Dissertação (Mestrado) - Universidade Tecnológica Federal do Paraná.
Programa de Pós-Graduação em Agronomia. Pato Branco, PR, 2017.
Bibliografia: f. 87 – 102.

1.Enraizamento. 2. Germinação. 3. *Myrtaceae*. I. Wagner Júnior,
Américo, orient. II. Universidade Tecnológica Federal do Paraná.
Programa de Pós-Graduação em Agronomia. III. Título.

CDD 22. ed. 630

Ficha Catalográfica elaborada por
Maria Juçara Silveira CRB-9/1359
Biblioteca da UTFPR Campus Pato Branco



Ministério da Educação
Universidade Tecnológica Federal do Paraná
Câmpus Pato Branco
Diretoria de Pesquisa e Pós-Graduação
Programa de Pós-Graduação em Agronomia



TERMO DE APROVAÇÃO

Título da Dissertação nº XXX

Propagação de jamboleiro [*Syzygium cumini* (L.) Skeels]

por

MARCIÉLI DA SILVA

Dissertação apresentada às 13 horas 30 min. do dia 23 de março de 2017 como requisito parcial para obtenção do título de MESTRE EM AGRONOMIA, Linha de Pesquisa – Sistema de Produção Vegetal, Programa de Pós-Graduação em Agronomia (Área de Concentração: Produção vegetal) da Universidade Tecnológica Federal do Paraná, Câmpus Pato Branco. O candidato foi arguido pela Banca Examinadora composta pelos membros abaixo designados. Após deliberação, a Banca Examinadora considerou o trabalho APROVADO.

Banca examinadora:

Prof. Dr. Moeses Andriago Danner
UTFPR

Prof. Dr. Simone Neumann Wendt
UTFPR

**Pesquisador Dr. Newton Alex
Mayer**
Embrapa Clima Temperado

Prof. Dr. Américo Wagner Júnior
UTFPR
Orientador

Prof. Dr. Moeses Andriago Danner
Coordenador do PPGA

A folha de aprovação assinada encontra-se na coordenação do programa.

Dedico este trabalho a Deus que sempre ilumina meus caminhos e me fortalece nos momentos mais difíceis, me ajudando a nunca desistir dos meus objetivos e sempre seguir em frente por mais longo que seja o caminho, pois seus braços são o meu refúgio e sem ele nada do que estou vivendo seria possível.

AGRADECIMENTOS

Inicialmente, agradeço a Deus, por tudo que ele tem me dado.

Agradeço aos meus pais Antônio L. da Silva e Edite da Silva pelo amor, dedicação e incentivo a mim concedido nestes longos anos de estudos.

Ao meu namorado Cassio F. Foquesatto por todo apoio, ajuda e compreensão prestados em todos os momentos que precisei.

Ao meu orientador professor Dr. Américo Wagner Júnior por todo conhecimento, ajuda, paciência, incentivo e dedicação prestados a mim ao longo destes anos, por ter me ensinado o verdadeiro valor da pesquisa e por sempre incentivar a seguir adiante não só a mim, mas também aos demais colegas do grupo de pesquisa. Por todos os conselhos e correções, por sempre ter respondido meus questionamentos, ter sanado minhas dúvidas inclusive quando em férias.

A todo grupo Myrtaceae Wélida Tomazoni Keller, Karina Guollo, Juliana Castro, Juliana Radaelli, Natália Venciguerra, Kamila Cristina Fabiane, Cristiano Hossel, Edna H Zimbro, Daiane Bressan, Jéssica Chiele, Gisely Correa de Moura, Juliano Zanela, Alexandre Hack Porto, Adriana Dallago, Carlos Kosera, Lucas Oliveira, Vitor Furline, Rayanah Stival Svidzinski, Maira Casagrande, Isadora Bischoff, Clovis Alves Alves, Henrique Moura, Eduardo Zanetti, Andreia Pereira e Alberto Ricardo Stefani que de uma forma ou de outra contribuíram para a formação deste trabalho desde conversas paralelas, discutindo dúvidas, análises, até mesmo avaliações em dias de chuva (Kamila Fabiane) ou mesmo os dias que chegamos as 8:00 e saíamos as 20:00 da UTFPR sem reclamar alegrando cada momento (Juliana Castro, Welida, Daiane, Jéssica Chiele), com rizadas e direito a karaokê com somente uma música no play (Eduardo Zanetti).

Em especial a Juliana C. Radaelli, Gisely Correa de Moura e Carlos Kosera que além de amizade, sempre me ajudaram na pesquisa deste trabalho, e muitos outros. Foram muitos feriados e finais de semana na companhia de cada um de vocês no laboratório da universidade, muitos aprendizados, algumas brigas, um pouco de choro e muitas risadas e momentos inesquecíveis lembrados pelo Lattes.

As Marias (Juliana Castro, Welida, Daiane, Jéssica Chiele) que sempre me auxiliaram, não tenho palavras agradecer, agradeço cada momento, cada estaca

confeccionada, cada banho de substrato, cada escalada nas árvores, cada dedo congelado em dias de frio, cada medição de raiz, cada anotação, cada identificação de plaquinha, cada música cantada, cada risada. Lembro que este trabalho é tanto meu quanto de cada uma de vocês.

Aos meus vizinhos e amigos Maura Colombo e Lucas Perin que me auxiliaram em muitos momentos e contribuíram de forma significativa neste trabalho.

Aos professores que passaram por meu caminho ao longo desta jornada e seus conhecimentos que contribuíram e muito para a minha formação.

A UTFPR que manteve minha pesquisa com infraestrutura, professores e tudo que foi necessário ao longo destes dois anos.

A população brasileira que fornece a oportunidade do estudo, custeando as universidades públicas para que todos possam ter a chance de cursar o ensino superior, e em segundo ao governo brasileiro que torna isso possível investindo em educação, pesquisa e extensão, com o entendimento que isso facilita para o país crescer economicamente e também em termos culturais.

Sábio é aquele que conhece os limites da própria ignorância.

Sócrates

Se A é o sucesso, então A é igual a X mais Y mais Z. O trabalho é X; Y é o lazer; e Z é manter a boca fechada.

Albert Einstein

A persistência é o caminho do êxito.

Charles Chaplin

A cada dia que vivo mais me convenço de que o desperdício da vida está no amor que não damos, nas forças que não usamos, na prudência egoísta que nada arrisca, e que, esquivando-nos do sofrimento, perdemos também a felicidade.

Carlos Drummond de Andrade

Não é digno de saborear o mel, aquele que se afasta da colmeia com medo das picadas das abelhas.

William Shakespeare.

RESUMO

SILVA, Marciéli. Propagação de jamboleiro [*Syzygium cumini* (L.) Skeels]. 111 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) – Programa de Pós-Graduação em Agronomia (Área de Concentração: Produção vegetal), Universidade Tecnológica Federal do Paraná. Pato Branco, 2017.

Syzygium cumini (L.) Skeels é espécie exótica nativa da Ásia, porém seu cultivo está espalhado em vários países, nos quais inclui-se o Brasil. Apesar de existir poucos plantios comerciais dessa fruteira, ela apresenta inúmeras possibilidades de uso, desde o mercado de frutas frescas até o processamento como compotas, licores, vinagre, geleias, tortas e doces. O objetivo deste trabalho foi testar técnicas de propagação visando obter protocolo apropriado para esta espécie. Os experimentos foram feitos no Laboratório de Fisiologia Vegetal e Unidade de Ensino e Pesquisa Viveiro de Produção de Mudas, da Universidade Tecnológica Federal do Paraná - Câmpus Dois Vizinhos. O armazenamento de sementes de jamboleiro foi realizado nos tempos de 0, 30, 60, 90, 120, 150, 180, 210, 240, 270, 300, 330 e 360 dias. O armazenamento seguido de hidrocondicionamento foi em temperatura de 25 °C por 0, 12, 24, 36, 48, 60, 72, 84, 96, 108, 120, 132, 144 e 156 horas. Em ambos, percorrido cada período de tempo, as sementes foram postas para germinar e aos 60 dias avaliaram-se a porcentagem de germinação, índice de velocidade de germinação e tempo médio de germinação. Na mini-estaquia testou-se concentrações de ácido indol-butírico (AIB) (0, 2000, 3000 e 4000 mg.L⁻¹) e tipo de estaca (Apical, mediana e basal). No experimento de estaquia testou-se concentrações de AIB (0, 5000 e 10000 mg.L⁻¹) e concentrações de Benzilaminopurina (BAP) (0, 250 e 500 mg.L⁻¹). No segundo experimento de estaquia testou-se técnicas de condicionamento (Ttestemunha, anelamento e alumínio), tempo de condicionamento (40, 60, 80 e 100 dias) e concentrações de AIB (0, 2000 e 4000 mg.L⁻¹). Na alporquia foram empregados tipos de revestimento (papel transparente, papel alumino e plástico preto), concentrações de AIB (0, 2000 e 4000 mg.L⁻¹), presença ou não de algodão e estações do ano. Tanto para mini-estaca, estaquias e alporquia analisaram-se a porcentagem de enraizamento, número de raiz, comprimento das três maiores raízes e presença de calo para alporquia e estaquia. Para o jamboleiro recomendou-se o armazenamento seguido de hidrocondicionamento por até 156 horas, a mini-estaquia mediana e basal sem a aplicação de AIB. E a alporquia foi o método que mais se destacou com maiores valores de enraizamento.

Palavras-chave: Enraizamento. Germinação. Myrtaceae.

ABSTRACT

SILVA, Marciéli. Propagation of *Syzygium cumini* (L.) Skeels. 111 f. Dissertation (Masters in Agronomy)– Programa de Pós-Graduação em Agronomia (Área de Concentração: Produção vegetal), Federal University of Technology - Paraná. Pato Branco, 2017.

Syzygium cumini (L.) Skeels is an exotic species native to Asia, but it is cultivated a lot of countries, including Brazil. Although there are few commercial plantations of this fruit tree, it has many possibilities of commercialization, market of fresh fruits to processing such as jams, liqueurs, vinegar, jellies, pies and sweets. The objective of the work was to test propagation techniques in order to obtain an appropriate protocol for this species. The experiments were carried out in the Laboratory of Plant Physiology and Unit of Teaching and Research Nursery, at Federal Technological University of Paraná - Câmpus Dois Vizinhos. The storage of *S. cumini* seeds was during 0, 30, 60, 90, 120, 150, 180, 210, 240, 270, 300, 330, 360 days. The storage followed by hydrocondicionamento in temperature of 25 °C during 0, 12, 24, 36, 48, 60, 72, 84, 96, 108, 120, 132, 144 and 156 hours. The germination percentage, germination speed index and average germination time after 60 days were evaluated, according each time. In the mini-cuttings, indole-butyric acid (IBA) concentrations (0, 2000, 3000, 4000 mg.L⁻¹) and type of cuttings (apical, middle and basal) were tested. In the cutting experiment, IBA concentrations (0, 5000, 10000 mg.L⁻¹) and Benzylaminopurine (BAP) concentrations (0, 250 and 500 mgL⁻¹) were evaluated. In the second cutting experiment, conditioning techniques (control, ringing and etiolation), conditioning time (40, 60, 80 and 100 days) and IBA concentrations (0, 2000, 4000 mg.L⁻¹) were tested. In the air layering we used types of coating (withoutcolor plastic, aluminum paper and black plastic), IBA concentrations (0, 2000 and 4000 mg.L⁻¹), presence or not of cotton and seasons of the year. In order to evaluate the percentage of rooting, root number, length of the three largest roots, and presence of callus by cuttingFor the *S. cumini* it was recommended the storage followed by hydrocondicionamento for up to 156 hours, the use of middle and basal minicuttings without the IBA application. The air layering was the technique propagation that it was possible higher rooting values.

Keywords: Rooting. Germination. Myrtaceae.

LISTA DE ILUSTRAÇÕES

- Figura 1** - Porcentagem de germinação de sementes jamboleiro (*S. cumini*) armazenadas em garrafas PET®, de acordo com o tempo de armazenamento. UTFPR, Dois Vizinhos - PR, 2017.30
- Figura 2** - Índice de Velocidade de Germinação (IVG) de sementes de jamboleiro (*S. cumini*) armazenadas em garrafas PET de acordo com o tempo de armazenamento, UTFPR – Dois Vizinhos, 2017.30
- Figura 3** - Tempo Médio de germinação (TMG) de sementes de jamboleiro (*S. cumini*) armazenadas em garrafas PET de acordo com o tempo de armazenamento, UTFPR – Dois Vizinhos, 2017.30
- Figura 4** - Porcentagem de emergência de sementes jamboleiro (*S. cumini*) de acordo com o tempo de secagem, posterior ao hidrocondicionamento, UTFPR – Dois Vizinhos, 2017.33
- Figura 5** - Índice de velocidade de emergência de jamboleiro (*S. cumini*) de acordo com o tempo de secagem, posterior ao hidrocondicionamento, UTFPR – Dois Vizinhos, 2017.34
- Figura 6** - Tempo médio de emergência de jamboleiro (*S. cumini*) de acordo com o tempo de secagem, posterior ao hidrocondicionamento, UTFPR – Dois Vizinhos, 2017.35
- Figura 7** - Mini-estacas de jamboleiro (*S. cumini*), em tubetes cônicos dispostos em bandejas (96 células, 100 cm³), em casa de vegetação, UTFPR – Dois Vizinhos, 2017.41
- Figura 8** - Enraizamento de mini-estacas mediana e basal de jamboleiro (*S. cumini*), UTFPR – Dois Vizinhos, 2017.43
- Figura 9** - Porcentagem de enraizamento de estacas lenhosas de jamboleiro de acordo com a concentração de AIB (mg.L⁻¹), UTFPR – Dois Vizinhos, 2017.52
- Figura 10** - Enraizamento de estacas lenhosas de jamboleiro com aplicação de 5000 mg.L⁻¹ de AIB, UTFPR – Dois Vizinhos, 2017.52
- Figura 11** - Número de estacas lenhosas mortas de jamboleiro de acordo com a concentração de AIB (mg.L⁻¹), UTFPR – Dois Vizinhos, 2017.53
- Figura 12** - Porcentagem de enraizamento de estacas lenhosas de jamboleiro de acordo com concentrações de BAP (mg.L⁻¹), UTFPR – Dois Vizinhos, 2017.54
- Figura 13** - Número de raízes de estacas lenhosas de jamboleiro de acordo com concentrações de BAP (mg.L⁻¹), UTFPR – Dois Vizinhos, 2017.54
- Figura 14** - Tamanho médio das três maiores raízes de estacas lenhosas de jamboleiro de acordo com concentrações de BAP (mg.L⁻¹), UTFPR – Dois Vizinhos, 2017.55
- Figura 15** - Número de estacas lenhosas mortas de jamboleiro de acordo com as

concentrações de BAP (mg.L^{-1}), UTFPR – Dois Vizinhos, 2017.....	56
Figura 16 - Comprimento das brotações de estacas lenhosas de jamboleiro de acordo com a concentração de BAP e AIB, UTFPR – Dois Vizinhos, 2017.....	56
Figura 17 - Número de brotações de estacas lenhosas de jamboleiro de acordo com a concentração de BAP e AIB, UTFPR – Dois Vizinhos, 2017.....	57
Figura 18 - Brotações de estacas lenhosas de jamboleiro de acordo com a aplicação de 250 mg.L^{-1} de BAP, UTFPR – Dois Vizinhos, 2017.....	57
Figura 19 - (A) Anelamento na largura de 3 cm realizado como condicionamento em jamboleiro; (B) estiolamento preparado por meio do revestimento dos ramos de jamboleiro com o uso de papel alumínio, UTFPR – Dois Vizinhos, 2017.....	63
Figura 20 - Enraizamento de estacas de jamboleiro (<i>S. cumini</i>) condicionadas previamente com estiolamento (papel alumínio), UTFPR – Dois Vizinhos, 2017.....	66
Figura 21 - Porcentagem de enraizamento de estacas de jamboleiro de acordo com o prévio tempo de condicionamento, UTFPR – Dois Vizinhos, 2017.....	67
Figura 22 - Número de raízes por estaca de jamboleiro, de acordo com o tempo de condicionamento, UTFPR – Dois Vizinhos, 2017.....	67
Figura 23 - Número de brotação de estacas de jamboleiro (<i>S. cumini</i>) de acordo com o tempo de condicionamento x concentração de AIB, UTFPR – Dois Vizinhos, 2017.....	69
Figura 24 - Número de estacas mortas de jamboleiro (<i>S. cumini</i>) segundo tempo de condicionamento x concentração de AIB. UTFPR – Dois Vizinhos, 2017.....	71
Figura 25 - Procedimento de anelamento e início do revestimento com algodão realizado em plantas de jamboleiro (<i>S. cumini</i>) para realização da alporquia, UTFPR – Câmpus Dois Vizinhos, 2017.....	75
Figura 26 - Tipos de revestimento utilizados em alporques de jamboleiro (<i>S. cumini</i>), (A) Revestimento com papel alumínio; (B) Revestimento com plástico preto; (C) Revestimento com plástico transparente, UTFPR – Câmpus Dois Vizinhos, 2017.....	76
Figura 27 - Enraizamento de alporques de jambolão (<i>S. cumini</i>) (A) com uso do algodão e (B) sem uso do algodão, UTFPR – Câmpus Dois Vizinhos, 2017.....	79
Figura 28 - Porcentagem de alporques enraizados de acordo com a concentração de AIB, UTFPR - Dois Vizinhos - PR, 2017.....	80
Figura 29 - Enraizamento de alporques de jamboleiro de acordo com o revestimento sendo: (A) Papel alumínio; (B) Plástico preto; (C) Plástico transparente, UTFPR - Dois Vizinhos - PR, 2017.....	83
Figura 30 - Comprimento médio das raízes de alporques de jamboleiro (<i>S. cumini</i>) de acordo com a concentração de AIB, Dois Vizinhos - PR, 2017.....	84

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 - Peso de 100 sementes de jambolão (<i>S. cumini</i>), pós-hidrocondicionamento e pós-secagem de acordo com cada tempo de secagem (tratamento). UTFPR – Dois Vizinhos, 2017.....	32
Tabela 2 - Porcentagem de enraizamento de mini-estacas de jamboleiro (<i>S. cumini</i>), de acordo com o segmento do ramo, UTFPR – Dois Vizinhos, 2017.....	42
Tabela 3 – Porcentagem de sobrevivência de mini-estacas de jamboleiro (<i>S. cumini</i>), de acordo com o local de obtenção no ramo, UTFPR – Dois Vizinhos, 2017.....	45
Tabela 4 - Porcentagem de enraizamento e número de raízes de acordo com o condicionamento utilizado em estacas de jamboleiro (<i>S. cumini</i>), UTFPR – Dois Vizinhos, 2017.....	65
Tabela 5 - Número de brotação de estacas de jamboleiro segundo tempo x técnica de condicionamento, UTFPR – Dois Vizinhos, 2017.....	68
Tabela 6 - Tamanho de brotações de estacas de jamboleiro (<i>S. cumini</i>) de acordo com o tempo de condicionamento x concentração de AIB x técnica de condicionamento, UTFPR – Dois Vizinhos, 2017.....	69
Tabela 8 – Número de estacas mortas de jamboleiro (<i>S. cumini</i>) de acordo com o tipo de condicionamento UTFPR – Dois Vizinhos, 2017.	70
Tabela 9 - Porcentagem de alporques enraizados de jamboleiro, segundo a presença ou não de algodão embebido em AIB, UTFPR - Dois Vizinhos - PR, 2017.	78
Tabela 10 - Porcentagem de alporques de jamboleiro enraizados de acordo com a estação do ano, UTFPR - Dois Vizinhos - PR, 2017.	79
Tabela 11 - Número de raízes por alporque de jamboleiro (<i>S. cumini</i>), de acordo com a estação do ano e presença ou não de algodão embebido em AIB, UTFPR - Dois Vizinhos - PR, 2017.....	81
Tabela 12 - Número de raízes por alporque de jamboleiro (<i>S. cumini</i>) de acordo com a concentração de AIB e presença ou não de algodão de revestimento, UTFPR - Dois Vizinhos - PR, 2017.....	81
Tabela 13 - Número de raízes por alporque de jamboleiro (<i>S. cumini</i>) de acordo com a estação do ano e concentração de AIB, UTFPR - Dois Vizinhos - PR, 2017.	82
Tabela 14 - Número e comprimento de raízes por alporque de jamboleiro (<i>S. cumini</i>) de acordo o tipo de revestimento, UTFPR - Dois Vizinhos - PR, 2017.	83
Tabela 15 - Comprimento (cm) médio de raízes por alporque de jamboleiro (<i>S. cumini</i>) de acordo com a estação do ano, Dois Vizinhos - PR, 2017.....	84
Tabela 16 - Calogênese em alporques de jamboleiro (<i>S. cumini</i>) de acordo com a interação entre estação do ano x tipo de revestimento x concentração de AIB Dois Vizinhos - PR, 2017.....	85

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO GERAL	15
2 ARMAZENAMENTO EM ATMOSFERA MODIFICADA E TOLERÂNCIA A DESSECAÇÃO DE SEMENTES PRÉ-HIDROCONDICIONADAS DE JAMBOLEIRO (<i>S. cumini</i>)	22
2.1 INTRODUÇÃO.....	23
2.2 MATERIAL E MÉTODOS.....	27
2.2.1 Armazenamento de sementes de jamboleiro (<i>S. cumini</i>) em atmosfera modificada.....	27
2.2.2 Hidrocondicionamento e posteriores tempos de secagem.....	28
2.3 RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	29
2.3.1 Armazenamento de sementes de jamboleiro (<i>S. cumini</i>) em atmosfera modificada.....	29
2.3.2 Hidrocondicionamento e posteriores tempos de secagem.....	32
2.4 CONCLUSÕES.....	36
3 PROPAGAÇÃO DE JAMBOLEIRO POR MINIESTAQUIA	37
3.1 INTRODUÇÃO.....	38
3.2 MATERIAL E MÉTODOS.....	40
3.3 RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	42
3.4 CONCLUSÕES.....	45
4 ESTAQUIA DE JAMBOLEIRO UTILIZANDO DIFERENTES CONCENTRAÇÕES DE AIB (ácido indolbutírico) E BAP (6-benzilaminopurina)	46
4.1 INTRODUÇÃO.....	47
4.2 MATERIAL E MÉTODOS.....	49
4.3 RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	51
4.4 CONCLUSÕES.....	58
5 PROPAGAÇÃO DE JAMBOLEIRO POR ESTAQUIA – TÉCNICAS DE CONDICIONAMENTO E CONCENTRAÇÕES DE AIB	59
5.1 INTRODUÇÃO.....	60
5.2 MATERIAL E MÉTODOS.....	62
5.3 RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	64
5.4 CONCLUSÕES.....	71
6 PROPAGAÇÃO VEGETATIVA DE JAMBOLEIRO POR ALPORQUIA CONFORME ÉPOCA, EMBALAGEM E CONCENTRAÇÃO DE AIB	72
5.1 INTRODUÇÃO.....	73
5.2 MATERIAL E MÉTODOS.....	75
5.3 RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	77
5.4 CONCLUSÕES.....	85
7 CONSIDERAÇÕES FINAIS	86
REFERÊNCIAS	87

1 INTRODUÇÃO GERAL

A família Myrtaceae é pantropical, contendo aproximadamente 3.800 espécies arranjadas em perto de 130 gêneros (LUCAS et al., 2005). Segundo Sobral et al. (2010), no Brasil esta família é representada por 26 gêneros e cerca de 1.000 espécies.

No Brasil, as Myrtaceae, normalmente, não produzem madeiras valiosas, limitando-se ao uso como lenha e pequenas peças ou objetos, além de outras formas de uso local (MARCHIORI; SOBRAL, 1997). Por outro lado, existem também muitas espécies frutíferas pertencentes neste gênero, com algumas até mesmo exploradas comercialmente (LANDROUM; KAWASAKI 1997), nos quais podem ser citadas a goiabeira (*Psidium guajava*), jaboicabeira (*Plinia sp.*), o araçazeiro (*Psidium cattleianum* Sabine) e o jangleiro (*Syzygium cumini* (L.) Skeels).

Esta última é fruteira exótica nativa da Ásia, porém, seu cultivo está espalhado em vários países, nos quais se inclui o Brasil. Para sua descrição utiliza-se também a classificação como *Eugenia jambolana* e *E. cumini*, com ambas aceitas como sinônimos. Popularmente, os frutos dessa fruteira são conhecidos como jangleão, cereja, jangleão, kambol, jangle, azeitona-do-nordeste, ameixa roxa, murta, baga de freira, guapê, jangle, azeitona-da-terra, entre outros nomes (VEIGAS et al., 2007; VIZZOTTO; FETTER, 2009).

A planta tem como característica ser de grande porte, medindo cerca de 10 metros de altura, atingidos comumente aos 40 anos de idade. A projeção da copa é de 3 a 4,5 metros de diâmetro, com folhas adensadas, simples, pecioladas, lanceoladas ou lanceoladas-oblongas até elípticas, com margens onduladas, ápices cuspidados e bases cuneadas. A nervação é penínervia, com nervura marginal. Os ramos são de coloração acinzentada-claro, com fendas escuras e cicatrizes foliares muito evidentes. O caule é aéreo, ereto, com tronco lenhoso e cilíndrico, com ramificação caulinar do tipo simpodial e ramos retorcidos (MORTON, 1987; LANDROUM; KAWASKI, 1997; MIGLIATO, 2005).

As flores são hermafroditas (com cálice gamossépalo e corola dialipétala) de coloração branca a creme, axilares, racemosas, plurifloras compostas dispostas em inflorescência, com pedúnculo e pedicelos pouco retorcidos, assim como nos ramos (MORTON, 1987; LANDROUM; KAWASKI, 1997; MIGLIATO, 2005).

Os frutos possuem pericarpo de coloração escura intensa medindo cerca de 3 a 4 cm de comprimento e 2 cm de diâmetro, são carnosos do tipo baga, elípticos, com apenas uma semente de aspecto oval e coloração marrom escura.

O mesocarpo é carnosos e suculento apresentando sabor ácido e adocicado, tendo assim intenso efeito de adstringência (MORTON, 1987; ROSS, 1990; OLIVEIRA; AKISUE, 2000; ALBERTON et al., 2001; MIGLIATO, 2005), o que torna tal condição sensorial muito apreciada pela população, mas ainda pouco disponível em mercados, podendo ser consequência de poucos plantios comerciais existentes em nosso país.

Apesar dos poucos plantios comerciais, ela apresenta inúmeras possibilidades de comercialização, indo desde o mercado de frutas frescas até o processamento como compotas, licores, vinagre, geleias, tortas e doces (BENHERLAL, 2007).

Além disso, seu fruto apresenta inúmeras propriedades medicinais, que podem ser usadas contra agentes patogênicos bacterianos, fúngicos e virais, cujos extratos são usados para tratar tosse, resfriado, febre, problemas de pele, garganta, intestinos e úlceras do trato geniturinário (KIRTIKAR; BASU, 1991). Além de ação hipoglicemiante, antimicrobiana, hipotensiva, diurética, cardiotônica, adstringente, anti-inflamatória, antiemética, estimulante do sistema nervoso central, antipirética, anticonvulsivante, anti-hemorrágica, carminativa e antiescorbútica (PEPATO et al., 2001; ZANOELLO et al., 2002; DAMASCENO et al., 2002; TIMBOLA et al., 2002; SHARMA et al., 2003; PEREIRA et al., 2004; MICHELIN et al., 2005; BARBOSA-FILHO et al., 2005).

Nas sementes de jamboleiro foram descobertos taninos hidrolisáveis (ácido gálico, elágico, corilágico), quercetina, antimelina, óleo essencial (α - e β -pineno, canfeno, mirceno, limoneno, cis-ocimeno, trans-ocimeno, γ -terpineno, acetato de bornila, α -copaeno, α -humuleno e candineno), materiais resinosos e glicose. E nas cascas foram encontrados ácido acetil oleanólico, triterpenóides, ácido elágico, isoquercetina, quercetina, canferol e miricetina. Nas folhas foram descobertas presença de ácido gálico, metilgalato, canferol, miricetina, ácido elágico, ácido clorogênico, quercetina e nilocitina e nas flores, o ácido oleanólico (ALBERTON et al., 2001; MAHMOUD et al., 2001; DAMASCENO et al., 2002; TIMBOLA et al., 2002;

SHARMA, 2003; MIGLIATO et al., 2006).

Tais características tornam o fruto desta fruteira como alimento funcional e as folhas por apresentarem tais compostos podem ser aproveitados pela indústria farmacêutica. Com isso, têm-se potencial de cultivo, que envolve desde a criação de pomares comerciais, uso para recuperação de área degradadas, em sistemas de agroflorestas e agrosilvipastoris, em áreas de preservação permanente etc.

Todavia, para fazer-se uso desta potencialidade e torná-la possível como atividade agrícola a ser inserida na propriedade é necessário a obtenção de mudas que permitam gerar plantas saudáveis e com características genéticas idênticas a planta matriz.

Normalmente, a propagação do jamboleiro é feita por sementes, (CAVALCANTI, 2010), sendo esta vantajosa para espécie pelo fato de apresentar a poliembrião, possibilitando encontrar de 9 a 10 embriões por semente (GURGEL; SOUBICHE SOBRINHO, 1951), gerando assim de 9 a 10 mudas, além de que a quase totalidade produzida mantém as mesmas características da planta matriz, devido a ocorrência de apomixia na espécie. Todavia, ainda não é possível identificar visualmente quais mudas são apomíticas ou que tem sua origem pela propagação sexuada.

Apesar disso, as sementes de jamboleiro nem sempre oferecem boa capacidade germinativa, uma vez que Muxfeldt (2008) obteve 10% de germinação quando a umidade foi reduzida para 25%. Para tentar resolver esse problema, poder-se-ia testar sua viabilidade, aliando-se a capacidade de conservação da mesma ao longo do tempo, com hidrocondicionamento ao pré-armazenamento das sementes. Esta técnica normalmente é utilizada para acelerar o processo germinativo de algumas espécies (TEIXEIRA et al., 2011).

Contudo, para evitar com que a semente umedecida germine durante armazenamento, tal técnica requer a inclusão do uso de embalagens que modifiquem a atmosfera, de maneira a aumentar a relação CO_2/O_2 de forma a manter a atividade metabólica da semente baixa, sem ativar a germinação e ao mesmo tempo em que o processo respiratório não conduza a ocorrência dos processos fermentativos.

Neste caso, poder-se-ia então realizar testes com garrafas Pet® para

conservação da viabilidade da semente, objeto já adotado por agricultores rotineiramente para sementes ortodoxas, como milho de pipoca. Esse tipo de embalagem quando vedada com tampa rosqueável evita a troca de umidade das sementes com o ambiente externo e diminui a disponibilidade de oxigênio pela maior concentração de CO₂ liberado no processo respiratório das mesmas, mantendo assim a qualidade fisiológica por períodos maiores de armazenamento (BAUDET, 2003; SAUER, 1992).

Pirola (2013) conseguiu manter as sementes de jabuticabeira de cabinho (*Plinia trunciflora* O. Berg) viáveis até 180 dias quando armazenadas em garrafa PET®, fato que até então não se mantinha por período superior a 15 dias. A jabuticabeira é também fruteira da família Myrtaceae que não tolera a perda de umidade da semente.

Todavia, ainda não se tem informações do grau de tolerância de redução da umidade das sementes de jamboleiro que ocasione perda de viabilidade das mesmas. Andrade e Ferreira (2000) verificaram que as sementes de uvaieira (*Eugenia pyriformis*), mantiveram sua viabilidade por até 60 dias, mas observaram perda da mesma quando o teor de água foi reduzido para valores inferiores a 14%.

Delgado e Barbedo (2007) verificaram que outras sementes do gênero *Eugenia*, como pitangueira (*Eugenia uniflora*), grumixama (*E. brasiliensis*), cerejeira da mata (*E. involucrata*), uvaieira (*E. pyriformis*), baguaçu (*E. umbeliflora*) e cerejeira (*E. cerasiflora*) são sensíveis à redução do teor de água para valores inferiores a 45% e, acima deste valor, apresentaram diferentes graus de sensibilidade à dessecação. As sementes das espécies de *Eugenia* spp. perdem a viabilidade em teores de água de 15 a 20%.

Além da propagação via sementes, deve-se testar outras técnicas de propagação envolvidas com o método assexuado, como da mini-estaquia, estaquia e alporquia.

A mini-estaquia vem se mostrando promissora e com sucesso em espécies até então consideradas de difícil rizogênese adventícia, dentre elas, o eucalipto (ALFENAS et al., 2004), jabuticabeira, pitangueira e araçazeiro (HÖSSEL, 2017), todas espécies da família Myrtaceae. Essa técnica geralmente é utilizada para promover o rejuvenescimento do tecido vegetal (ALFENAS et al., 2004). A mini-

estaquia pode ser considerada variação da estaquia convencional (macroestaquia), utilizando basicamente brotações de plantas propagadas pelo processo de macroestaquia ou de mudas produzidas por sementes (WENDLING et al., 2002; ALFENAS et al., 2004), porém, normalmente herbáceas e de tamanho reduzido.

A estaquia é outra técnica de propagação assexuada muito utilizada nas fruteiras, apresentando resultados satisfatórios para o pessegueiro (DUTRA et al., 1999), figueira (CHALFUN et al., 2002), pereira (MURATA et al., 2002), aceroleira (GONTIJO et al., 2003), videira (BORDIN, et al., 2005), mirtilheiro (TREVISAN et al., 2008) e romãzeiro (BATISTA 2012). Porém, com Myrtaceae (LOPES, 2009; FRANZON, 2004; FACHINELLO et al., 2005), os resultados ainda não foram muito satisfatórios, devendo-se testar com jamboleiro algumas técnicas de manejo que buscam estimular a rizogênese.

Segundo Fachinello et al. (2005) quando o objetivo é estimular o enraizamento adventício de espécies de difícil propagação por estacas pode-se utilizar técnicas como a do prévio anelamento, do estiolamento, do arqueamento ou da aplicação de auxinas exógenas, além também de se buscar provocar o aquecimento do substrato.

O anelamento é técnica que visa a retirada de anel com cerca de 2-5 cm de casca do ramo, no qual pretende-se enraizar. A finalidade disso é interromper a circulação da seiva elaborada, a fim de retê-la próximo as gemas do anel retirado, o que impede a translocação de hormônios e de carboidratos promovendo a diferenciação e consequente formação de raízes (HARTMANN; KESTER, 1990).

O estiolamento é técnica eficaz para estimular a formação de raízes adventícias em estacas, consistindo na cobertura da porção basal do ramo antes de sua coleta, com material escuro, deixando que as folhas continuem se desenvolvendo com presença de luz (GARDNER, 1937), o que evita assim a degradação das auxinas internas, proporcionando maior acúmulo e distribuição da mesma.

A auxina é fitorregulador que pode ser aplicado de forma exógena, sendo responsável pela diferenciação celular e posterior rizogênese. Dentre estas, têm-se o AIA (ácido indol-acético), produzido endogenamente nas regiões de crescimento, como ápice caulinar, gemas e folhas (HINOJOSA, 2000). Todavia, segundo Pizzatto

et al. (2011), esta substância que induz a formação de raízes pode ser encontrada em grande quantidade, escassa ou mesmo ausente no interior da planta, dependendo da condição fisiológica e genética da estaca, bem como, da época do ano. Por isso, normalmente adota-se o uso de auxinas exógenas, como o ácido indolbutírico (AIB) para acelerar o processo de formação de raízes, desde que seja realizada na época de coleta e de realização da propagação adequadas.

A principal finalidade do uso de AIB exógeno é acelerar o processo de enraizamento da estaca, sendo que as concentrações empregadas variam de acordo com a época, tipo de estaca e espécie a ser propagada, existindo faixa considerada ótima para estimular esse processo (WENDLING; XAVIER, 2005).

Outra técnica que pode ser testada é da alporquia, que se mostrou promissora para jabuticabeira, outra Myrtaceae (MANICA, 2000; CITADIN et al., 2004; CASSOL et al., 2015) de difícil rizogênese e que apresentou resultados satisfatórios quando testada. Esta consiste em manter a ligação do ramo alporcado com a planta matriz até ocorrer o enraizamento, fazendo com que aumente as condições para que ocorra a rizogênese. Nesta técnica, após efetuado o anelamento, ou seja, a retirada da casca contendo o floema do ramo, os fotoassimilados e demais substâncias são impedidas de translocarem para as demais partes da planta se concentrando na região do anel e o fornecimento de nutrientes minerais e água continua na planta, já que o xilema não é atingido com o corte do anel (SIQUEIRA, 1998).

Hossel et al. (2017) estudando a alporquia em jamboleiro (*S. cumini*) nas concentrações de 0, 2.000 e 4.000 mg.L⁻¹ de ácido indol-butírico (AIB), verificaram que não houve significância para o fator estudado em nenhuma das variáveis, obtendo-se percentual de enraizamento, comprimento e número médio de raiz e percentual de sobrevivência pós-rizogênese de 62,22%; 13,86 cm; 8,96 e 77,59%, respectivamente. Com isso, estes autores recomendaram a prática da alporquia para o jamboleiro (*S. cumini*) sem a necessidade de uso de AIB, pelos resultados obtidos. Todavia, ainda não foi possível obter rizogênese com alporquia para jamboleiro acima de 80%, o que seria considerado como ideal para obtenção de mudas.

Assim, seria interessante testar técnicas de manejo com uso de diferentes

embalagens para o revestimento do substrato que mantém o alporque, de maneira a analisar aquela que proporcione maior aquecimento ou que a mantenha de maneira constante no substrato, uma vez que, caso haja maior temperatura na região em que deverá ocorrer a diferenciação e posterior formação de raízes adventícias, esta poderá ser acelerada, pela maior atividade metabólica estimulada por tal aumento e conseqüentemente formação de raízes adventícias.

Dessa forma, o objetivo do trabalho foi testar tais técnicas para obter protocolo eficiente de obtenção de mudas de jamboleiro.

2 ARMAZENAMENTO EM ATMOSFERA MODIFICADA E TOLERÂNCIA A DESSECAÇÃO DE SEMENTES PRÉ-HIDROCONDICIONADAS DE JAMBOLEIRO (*S. cumini*)

RESUMO

SILVA, Marciéli. Armazenamento em atmosfera modificada e tolerância a dessecação de sementes pré-hidrocondicionadas de jamboleiro (*S. cumini*). 111 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) – Programa de Pós-Graduação em Agronomia (Área de Concentração: Produção vegetal), Universidade Tecnológica Federal do Paraná. Pato Branco, 2017.

Resumo: O objetivo deste trabalho foi analisar o poder germinativo, número de plântulas por semente e o tempo de armazenamento de sementes de jambolão e também submetê-las a diferentes tempos de secagem posterior ao hidrocondicionamento. Dois experimentos foram realizados no Laboratório de Fisiologia Vegetal, da Universidade Tecnológica Federal do Paraná - Câmpus Dois Vizinhos. Foram utilizadas sementes de frutos maduros de jamboleiro (*S. cumini*). As sementes foram extraídas manualmente e mantidas a sombra por período de 24 horas, para retirada do excesso de água, em temperatura ambiente. Após o processo de secagem natural, para o primeiro experimento, as sementes foram pesadas para obtenção da massa de matéria fresca e armazenadas em garrafas Pet® em temperatura ambiente, com tempo de 0, 30, 60, 90, 120, 150, 180, 210, 240, 270, 300, 330 e 360 dias. Percorrido cada período as sementes foram semeadas em caixa gerbox®, tendo como substrato papel germitest® e colocadas para germinar em câmara com temperatura constante de 25 °C. O delineamento experimental empregado foi inteiramente casualizado, com 13 tratamentos, com quatro repetições de 100 sementes por unidade experimental. Aos sessenta dias após a semeadura de cada tratamento, foi analisado porcentagem de germinação (%), o índice de velocidade de germinação (IVE) (horas) (do quinto ao sexagésimo dia) e tempo médio de germinação. No segundo experimento, após o processo de secagem natural, as sementes foram pesadas e hidrocondicionadas em água por 24 horas, sendo efetuado sua pesagem para obtenção da massa de matéria fresca pós-hidrocondicionamento. Em seguida, as sementes hidrocondicionadas foram colocadas para secagem em B.O.D. usando a temperatura de 25 °C por tempo de 0, 12, 24, 36, 48, 60, 72, 84, 96, 108, 120, 132, 144 e 156 horas. Posterior a cada período de secagem, as sementes foram novamente pesadas para obtenção da massa de matéria fresca pós-secagem. Decorrido cada período de secagem, foi semeada uma semente por tubete, contendo areia como substrato. O delineamento experimental empregado foi inteiramente casualizado, com 14 tratamentos com quatro repetições de 100 sementes por unidade experimental. As mesmas variáveis do experimento 1 foram também avaliadas neste. O armazenamento de sementes de jamboleiro não deve ser realizado em garrafa Pet®, uma vez que estas sementes são recalcitrantes. Pode-se utilizar em sementes de jamboleiro, o hidrocondicionamento em água durante 24 horas seguido de sua secagem a 25°C até 6,5 dias.

Palavras-chave: Sementes recalcitrantes. Hidrocondicionamento. Germinação

ABSTRACT

SILVA, Marciéli. Storage in modified atmosphere and tolerance the pre-hydroconditioned *S. cumini* Seeds. 111 f. Dissertation (Masters in Agronomy)– Programa de Pós-Graduação em Agronomia (Área de Concentração: Produção vegetal), Federal University of Technology - Paraná. Pato Branco, 2017.

Abstract: The objective of this work was to analyze the germinative capacity, number of seedlings by seed and storage time of *S. cumini* seeds and also it to test these seeds to different drying times after hydropriming. Two experiments were carried out at the Laboratory of Plant Physiology, Universidade Tecnológica Federal do Paraná - Câmpus Dois Vizinhos. Seeds of mature *S. cumini* fruits were used. The seeds were extracted manually and kept in the shade during 24 hours, to remove excess water, at room temperature. After the natural drying process, the seeds were weighed to obtain the mass of fresh matter and stored in Pet® bottles at room temperature during 0, 30, 60, 90, 120, 150, 180, 210, 240, 270, 300, 330 and 360 days. The seeds were placed in a gerbox® and after a chamber with a constant temperature of 25 ° C. The experimental design was completely randomized, with 13 treatments, with four replicates of 100 seeds per experimental unit. Sixty days after started each treatment, the germination percentage (%), germination speed (from the fifth to the sixtieth day) and average time of germination were evaluated. In the experiment two, after the natural drying process, the seeds were weighed and the hydropriming was realized in water for 24 hours, being weighed again it to obtain the mass of fresh matter post-hydropriming. Then, the seeds water imbibited were placed for drying in B.O.D., using the temperature of 25 ° C during the times 0, 12, 24, 36, 48, 60, 72, 84, 96, 108, 120, 132, 144 and 156 hours. After each drying period, the seeds were again weighed to obtain the mass of fresh matter after drying. After each drying period, one seed was planted per recipient, containing sand as substrate. The experimental design was completely randomized, with 14 treatments and four replicates of 100 seeds per experimental unit. Sixty days after each planted, the same variables from experiment 1 were evaluated. The *S. cumini* storage seeds can't be in a Pet® bottle, because it is recalcitrant. The hydropriming in water for 24 hours can be used in seeds of *S. cumini* followed by its drying at 25°C up to 156 hours.

Keywords: Recalcitrant seeds. Hydropriming. Germination.

2.1 INTRODUÇÃO

O *Syzygium cumini* (L.) Skeels, pertence à família Myrtaceae, espécie exótica, nativa da Ásia, porém seu cultivo encontra-se em vários países, inclusive no Brasil.

É comumente citada na literatura por possuir atributos medicinais, sendo muito utilizada na medicina popular. O caule e as cascas são utilizados para controle

do diabetes (MATOS, 2002), além de possuir alta atividade antioxidante e apresentar alta produção de antocianinas, como a delphinidina-3-glicosídeo (REYNERTSON et al., 2008), a petunidina-3-glicosídeo e a malvidina-3-glicosídeo (VEIGAS et al., 2007).

O potencial de uso desta fruteira é bastante amplo, podendo ser utilizada para criação de pomares comerciais, recuperação de área degradadas, em sistemas de agroflorestais e agrosilvipastoris, em áreas de preservação permanente etc.

Todavia, para fazer-se uso desta potencialidade e torná-la possível como atividade agrícola a ser inserida na propriedade é necessário à obtenção de mudas que permitam gerar plantas sadias e com características superiores para as características desejáveis.

Normalmente, a propagação do jamboleiro é feita por sementes, no qual apresenta a característica da poliembrionia (CAVALCANTI, 2010). Em estudo realizado por Gurgel (1985), avaliando diferentes espécies da família Myrtaceae, verificou que dois jamboleiros de origens diferentes, apresentaram porcentagem de poliembrionia em 76,06 a 90,0% das sementes, o que o classifica como de alto grau de poliembrionia. Isso possibilita a obtenção de mais de uma muda por semente.

Contudo, as sementes nem sempre apresentam potencial germinativo, conforme ressaltado por MUXFELDT (2008), que percebeu queda significativa na germinação das sementes em função da perda de umidade, o que pode estar associado à característica de recalcitrância.

Estas sementes por apresentarem-se sensíveis à dessecação devem ser armazenadas úmidas (GREGGAINS et al., 2000). Contudo, mesmo em condições de umidade, a longevidade pode ser curta, variando de poucas semanas a alguns meses, dependendo da espécie (ROBERTS; KING, 1980). Dentre as causas da perda da viabilidade de sementes recalcitrantes armazenadas é o fato destas permanecerem metabolicamente ativas durante o armazenamento, requerendo, assim, umidade adicional, que não é, obviamente, fornecida, resultando em estresse hídrico crescente (PAMMENTER et al., 1994). Assim, a redução das taxas metabólicas pode prolongar a longevidade dessas sementes no armazenamento (BERJAK; PAMMENTER, 2003).

Uma das maneiras de se buscar tal conservação das sementes é a

utilização de garrafas PET®, fechadas com sua tampa rosqueável, pois dessa forma reduz-se a troca de gases, concentrando-se internamente maior concentração de CO₂ e diminui-se a perda de umidade para o meio externo. Tal característica benéfica da garrafa PET® na conservação de sementes recalcitrantes, como cerejeira da mata, jaboticabeira, guabijuzeiro, guabirobeira foram demonstrados por Pirola (2013).

Contudo, torna-se necessário observar previamente ao armazenamento a quantidade limite de umidade tolerável para sementes de jangleiro, principalmente posterior ao seu hidrocondicionamento, se utilizado para conservá-la por maior período possível. De acordo com Castro e Hilhorst (2004), a perda de água durante o armazenamento pode resultar em danos mecânicos estruturais que não são corrigidos mesmo durante a reidratação.

O uso da técnica de pré-hidrocondicionamento seguido de secagem, utilizado muitas vezes em sementes para acelerar a germinação, pode ser uma forma de manter a viabilidade das sementes de jangleiro por maior período, pois com a embebição da mesma em água aumenta-se a quantidade de umidade das sementes e ao reduzi-la posteriormente, pode-se conservá-la em condição de não permitir germinação ou perda total de viabilidade durante armazenamento.

A secagem parcial das sementes pode permitir a conservação das mesmas por maior período e impedir a germinação dentro da embalagem (DE OLIVEIRA et al., 2015).

Os métodos normalmente utilizados para aumentar a capacidade germinativa de sementes que apresentam dificuldades para retomada do crescimento do embrião vão desde o hidrocondicionamento, o condicionamento osmótico e quando necessário por meio do uso de tratamentos para quebra da dormência.

Para escolher uma técnica de condicionamento fisiológico alguns aspectos devem ser considerados, já que a diminuição do período de germinação e emergência pode afetar inteiramente o comportamento das sementes ou, indiretamente, favorecer a tolerância das mesmas a estresses como a deficiência hídrica moderada (FINCH-SAVAGE, 1995).

O osmocondicionamento, ou seja, condicionamento com soluções osmóticas

ou com uso de materiais sólidos podem proporcionar algumas dificuldades, sobretudo, na manipulação dos compostos químicos designados ao tratamento osmótico ou para a eliminação dos resíduos provenientes dos substratos sólidos do condicionamento mátrico (WARREN; BENNET, 1997).

Assim, o hidrocondicionamento se destaca entre as técnicas por empregar água ao invés de sais, evitando-se possível influência de substâncias indesejáveis e nocivas às sementes, durante hidratação (TILDEN; WEST, 1985). A finalidade, do recobrimento das sementes com os inúmeros produtos já testados (defensivos químicos, hormônios, nutrientes, aminoácidos, agentes biológicos e polímeros) é para melhorar o desempenho destas e das plântulas (LUZ, 2009).

Em trabalho realizado por Pinedo e Ferraz (2008) observaram-se que o hidrocondicionamento mostrou-se como o melhor método para emergência e formação de mudas de angelim-saia (*Parkia pendula*), ressaltando ser tratamento mais econômico e de fácil aplicação no viveiro.

Utilizando-se da técnica do hidrocondicionamento em sementes de limão-amargo [*Poncirus trifoliata* (L.) Raf.] associado ao revestimento das sementes com biofilmes de fécula de mandioca (3% m/v), de gelatina e sementes sem revestimento, Pirola et al. (2016) verificaram que a aplicação de biofilme a base de fécula de mandioca mostrou-se viável para sementes hidrocondicionadas desta fruteira quando armazenadas até 30 dias sem danificar o potencial germinativo.

Zanela et al. (2012) avaliando o efeito do biofilme e da pré-embebição das sementes de araçá 'Ya-cy' em água pura recomendaram a aplicação de biofilmes constituídos de fécula de mandioca e/ou fécula de mandioca + GA₃, desde que haja pré-embebição das sementes nesta água. Por outro lado, para as sementes não revestidas com biofilmes, os autores demonstraram que a pré-embebição destas em água prejudicou o processo germinativo.

Foram desenvolvidos dois experimentos no presente trabalho, tendo por objetivo analisar a viabilidade das sementes de jamboleiro armazenadas durante 12 meses em atmosfera modificada e do uso do hidrocondicionamento seguido de secagem por diferentes períodos.

2.2 MATERIAL E MÉTODOS

2.2.1 Armazenamento de sementes de jamboleiro (*S. cumini*) em atmosfera modificada

O experimento foi realizado no Laboratório de Fisiologia Vegetal, da Universidade Tecnológica Federal do Paraná - Câmpus Dois Vizinhos.

Foram utilizadas sementes de frutos maduros de jamboleiro (*S. cumini*), proveniente de três árvores do arboreto da respectiva instituição. As sementes foram extraídas manualmente por meio de fricção em peneira de malha fina, com sucessiva lavagem de cal virgem e água. Após a extração, as sementes foram mantidas à sombra por período de 24 horas, em temperatura ambiente para retirada do excesso de água.

Depois da secagem natural, as sementes foram pesadas para obtenção da massa de matéria fresca e armazenadas em garrafas Pet® em temperatura ambiente, com tempo de 0, 30, 60, 90, 120, 150, 180, 210, 240, 270, 300, 330, 360 dias. Decorrido cada período, as sementes foram semeadas em caixa gerbox® (11×11×3,5cm) com tampa, sobre papel germitest® umedecido com água destilada. Todo material foi mantido em câmara de refrigeração com temperatura constante de 25°C, no escuro.

O delineamento experimental empregado foi inteiramente casualizado, com 4 repetições de 100 sementes por unidade experimental. Aos sessenta dias após a semeadura de cada tratamento, foram analisadas a porcentagem de germinação (%), o índice de velocidade de germinação (IVG) (horas) (do quinto ao sexagésimo dia) (MAGUIRE, 1962) e o tempo médio de germinação (TMG).

A contagem das sementes germinadas foi realizada todos os dias retirando-as da gerbox® e seus valores anotados em planilha do programa excel®, sendo consideradas germinadas as que apresentavam emissão de radícula. Assim, a porcentagem de germinação foi obtida com a soma da germinação nos 60 dias.

Para cada um dos dias de avaliação foi calculado a divisão da germinação pelo dia da contagem, sendo que ao final foi feito a soma destas divisões e esta foi dividida pelo total de dias avaliados (60 dias), obtendo-se assim o IVG.

Para o TMG foi realizada a multiplicação da germinação pelo dia da contagem, sendo ao final feito a soma destas multiplicações e esta dividida pelo total de sementes germinadas dentro da repetição.

Os dados foram submetidos ao teste de normalidade de Lilliefors, verificando-se a necessidade de transformação, utilizou-se $\sqrt{x} + 1$ para IVG e TMG e, de $\arcseno\sqrt{x} + 1$ para germinação. Posteriormente, os dados transformados foram submetidos à análise de variância ($p \leq 0,05$) e de regressão, utilizando-se o programa SANEST®.

2.2.2 Hidrocondicionamento e posteriores tempos de secagem

O experimento foi realizado no Laboratório de Fisiologia Vegetal e Unidade de Ensino e Pesquisa Viveiro de Produção de Mudanças, da Universidade Tecnológica Federal do Paraná - Câmpus Dois Vizinhos.

Foram utilizadas sementes de frutos maduros de jamboleiro (*S. cumini*), provenientes de três árvores do arboreto da respectiva instituição. As sementes foram extraídas manualmente por meio de fricção em peneira de malha fina, com sucessiva lavagem de cal virgem e água. Seguida da extração, as sementes foram mantidas a sombra por período de 24 horas, para retirada do excesso de água, em temperatura ambiente.

Depois do processo de secagem natural, as sementes foram pesadas e hidrocondicionadas em água por 24 horas, em recipiente de polietileno de 240 mL abertos. Após, efetuou-se sua pesagem para obtenção da massa de matéria fresca pós-hidrocondicionamento. Em seguida, as sementes pós-hidrocondicionadas, foram colocadas para secagem em B.O.D., em temperatura de 25°C no escuro, por tempo de 0, 12, 24, 36, 48, 60, 72, 84, 96, 108, 120, 132, 144 e 156 horas.

Posterior a cada período de secagem, as sementes foram novamente pesadas para obtenção da massa de matéria fresca pós-secagem. Decorrido cada período de secagem, foi semeada uma semente por tubete preto cônico (120 cm³), contendo areia como substrato. O material foi mantido em casa de vegetação com irrigação por micro-aspersão automático, com oito turnos de funcionamento diário de

30 minutos em intervalos de 3 horas.

O delineamento experimental empregado foi inteiramente casualizado, com 14 tratamentos, de acordo com cada tempo de secagem, utilizando-se quatro repetições de 100 sementes por unidade experimental.

Aos sessenta dias após cada semeadura, foram analisados a percentagem de emergência (%), o índice de velocidade de emergência (IVE) (MAGUIRE, 1962) (do quinto ao sexagésimo dia), número de plântulas emergidas por semente, tempo médio de emergência (TME).

A contagem de emergência foi feita diariamente, considerando aquelas sementes que emitiram epicótilo. Ao final do experimento foram computadas o número de plântulas por semente, analisando cada uma separadamente. Já as demais análises (percentagem de emergência, IVE e TME), bem como, os procedimentos estatísticos foram os mesmos realizados no experimento anterior.

Os dados foram submetidos ao teste de normalidade de Lilliefors verificando-se a necessidade de transformação somente para a porcentagem de emergência realizada através de $\sqrt{x} + 1$.

2.3 RESULTADOS E DISCUSSÃO

2.3.1 Armazenamento de sementes de jamboleiro (*S. cumini*) em atmosfera modificada

De acordo com análise de variância, o tempo de armazenamento foi significativo para todas as variáveis analisadas (APÊNDICE 1).

A germinação, IVG e TMG das sementes de jamboleiro submetidas ao armazenamento em garrafas PET® apresentaram comportamento linear decrescente ao decorrer do período de tempo, com maior média ao zero dias (68%) e nula aos 70 dias (Figuras 1, 2 e 3, respectivamente). De Oliveira et al. (2015), verificaram que as sementes de jamboleiro podem ser armazenadas por até 30 dias sem comprometer sua viabilidade, porém, se acondicionadas nos substratos vermiculita e/ ou areia + vermiculita mantidos umedecidos.

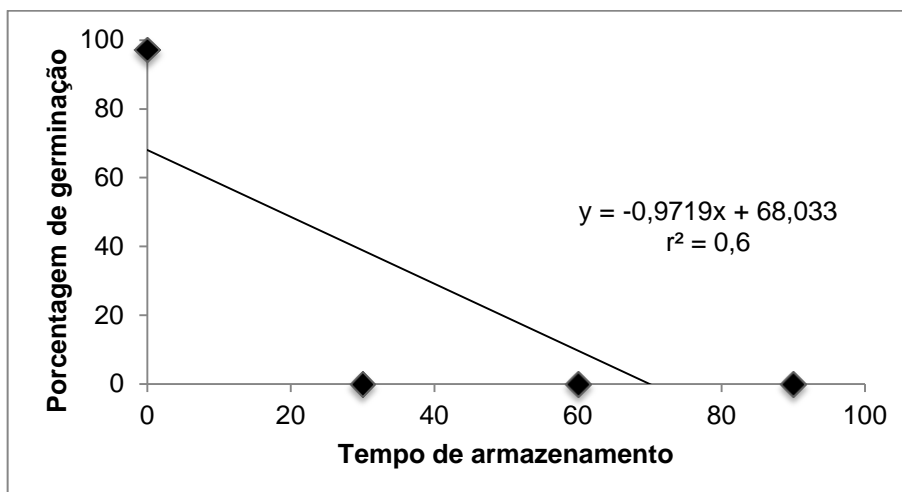


Figura 1 - Porcentagem de germinação de sementes jamboleiro (*S. cumini*) armazenadas em garrafas PET®, de acordo com o tempo de armazenamento. UTFPR, Dois Vizinhos - PR, 2017.

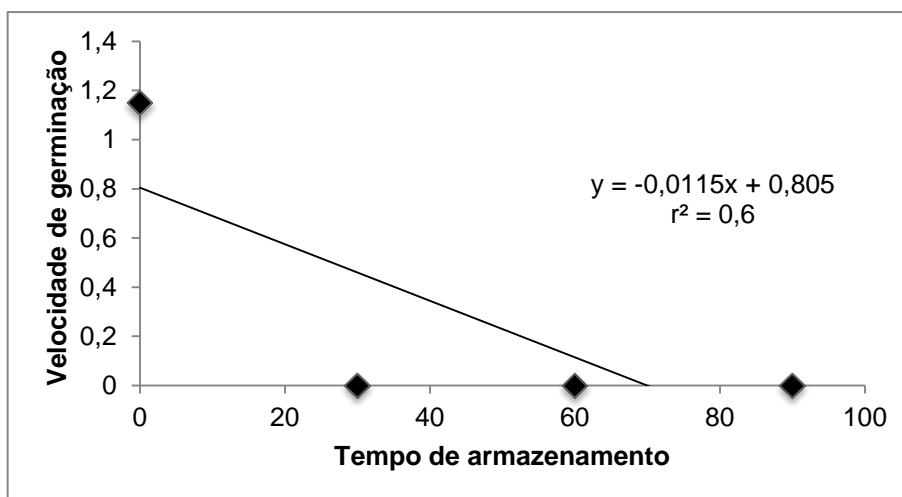


Figura 2 - Índice de Velocidade de Germinação (IVG) de sementes de jamboleiro (*S. cumini*) armazenadas em garrafas PET de acordo com o tempo de armazenamento, UTFPR – Dois Vizinhos, 2017.

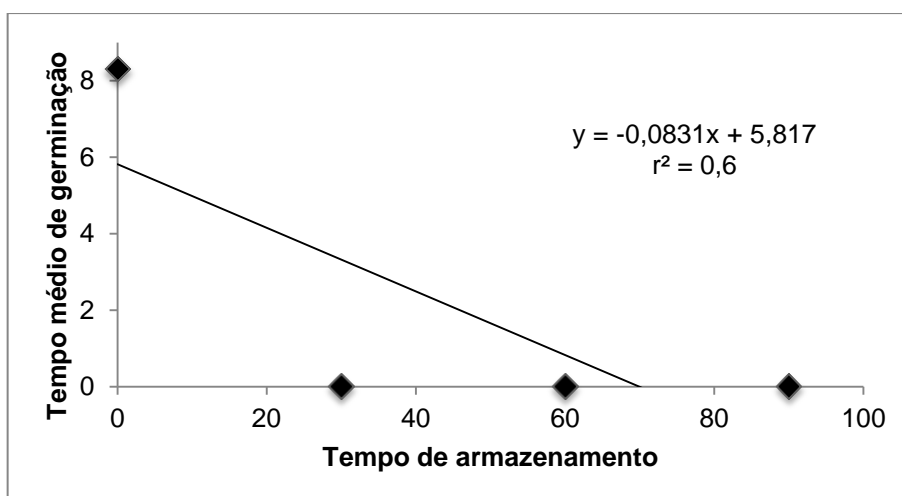


Figura 3 - Tempo Médio de germinação (TMG) de sementes de jamboleiro (*S. cumini*) armazenadas em garrafas PET de acordo com o tempo de armazenamento, UTFPR – Dois Vizinhos, 2017.

Pereira et al. (2006) avaliando a germinação de sementes de jamboleiro aos 28 dias após a semeadura em rolos de papel e incubadas no escuro a 28°C obtiveram percentuais de até 100% de germinação, valores muito próximos ao obtido no presente trabalho com o tempo zero. Todavia, o início da germinação no tempo zero ocorreu quatro dias após a semeadura.

O armazenamento em garrafa Pet® modifica o ambiente atmosférico ao redor das sementes, reduzindo-se o teor de O₂ e aumentando-se do CO₂, como forma de reduzir a atividade metabólica da mesma, conservando por maior período as reservas necessárias para germinação e posterior vigor da plântula.

Acredita-se que o efeito benéfico do uso da garrafa PET® para conservação de sementes demonstrado por Pirola (2013) não foi obtido no presente trabalho pelo fato das sementes de jamboleiro terem sido armazenadas com teor de umidade limite, fazendo com que a característica de recalcitrância proporcionasse a perda de viabilidade, fato conseguido com valores acima de 60% até oito dias de armazenamento.

Isso demonstra a necessidade de se buscar alguma técnica para conservar as sementes por maior período, focando-se na tentativa de manter a umidade sem comprometer a viabilidade. Pode-se até testar novamente o uso de garrafas PET® como forma de conservar a viabilidade das sementes de jamboleiro, porém, as mesmas devem ser colocadas em tal embalagem com maior conteúdo de umidade.

O IVG no tempo zero foi de 1,15, reduzindo-se linearmente nos demais tempos de armazenamento até obtenção de valor nulo aos 70 dias (Figura 2).

De Oliveira et al. (2015) verificaram em sementes desta fruteira variação do IVG de 1,84 para 3,52, representando em aumento de 31%, devido às mesmas estarem armazenadas em substrato contendo maior umidade, que possivelmente gerou o hidrocondicionamento das mesmas, influenciando diretamente na velocidade de germinação, fato não constatado no presente trabalho, pela condição de umidade das sementes ao longo dos períodos.

A variável TMG, no tempo zero, teve média de 8,31 dias para germinação. Todavia, assim como para germinação (Figura 1) e IVG (Figura 2), este também teve comportamento linear decrescente, anulando-se aos 70 dias (Figura 3).

Segundo estudo realizado por Carvalho et al. (2006) as sementes da família

Myrtaceae são em sua maioria recalcitrantes. Os mesmos autores observaram esse comportamento para *Calyptranthes lucida* e *Eugenia handroana*, relatando também em *Eugenia brasiliensis* (ANDRADE, 1995), *Eugenia dysenterica* (ANDRADE et al., 1997) e *Myrciaria dubia* (GENTIL; FERREIRA, 2000; FERREIRA; GENTIL, 2003).

O que foi evidenciado neste estudo é que a técnica utilizada não manteve as sementes de jambolão viáveis. Diante disso, novos estudos devem ser realizados partindo do princípio da recalcitrância e perda de umidade, para assim obter alguma maneira das sementes desta espécie mantenham elevada viabilidade, mesmo quando armazenadas por maior período.

3.3.2 Hidrocondicionamento e posteriores tempos de secagem

Pelos resultados obteve-se efeito significativo dos tempos de secagem para as variáveis emergência, IVE e TME (APÊNDICE 1).

Na Tabela 1, foi possível verificar que o hidrocondicionamento proporcionou hidratação de até 10% sobre o peso das sementes, e que, após a secagem, esse percentual foi diminuindo com o tempo, alcançando valores inferiores ao inicial aos 120, 144 e 156 horas de armazenamento.

Tabela 1 - Peso de 100 sementes de jambolão (*S. cumini*), pós-hidrocondicionamento e pós-secagem de acordo com cada tempo de secagem (tratamento). UTFPR – Dois Vizinhos, 2017.

Secagem das sementes a 25°C (horas)	Massa fresca (g) de 100 sementes	Massa fresca (g) de 100 sementes pós-hidrocondicionamento	Massa fresca (g) de 100 sementes postas para germinar (g)	Diferença da massa fresca (g) de 100 sementes
0	75,56	84,37	84,37	8,81
12	76,40	85,06	82,28	5,88
24	78,54	85,29	85,09	6,55
36	75,60	84,69	80,76	5,16
48	76,09	85,02	81,60	5,51
60	79,86	88,74	81,09	1,23
72	78,76	86,68	80,91	2,15
84	79,15	88,48	80,15	1,00
96	76,42	85,06	76,63	0,22
108	75,75	84,72	78,23	2,48
120	72,73	81,85	71,21	-1,52
132	74,03	84,12	74,17	0,14
144	72,65	81,46	69,59	-3,06
156	72,28	80,36	70,78	-1,50

A porcentagem de emergência e IVE, de acordo com o tempo de secagem,

apresentaram comportamento linear crescente no decorrer dos períodos, atingindo-se valores próximos a 100% nas 156 horas, último período de tempo de secagem (Figuras 4 e 5, respectivamente). A exposição das sementes à dessecação, nas condições em que foi executado o experimento não comprometeu a viabilidade das mesmas, que mantiveram índice de emergência alto em todos os períodos abordados (Figura 4).

As sementes recalcitrantes perdem a viabilidade com a secagem até alcançar o nível de hidratação 3 (20 a 33% de teor de água), quando estão metabolicamente ativas e com as membranas hidratadas e, possivelmente, nesse nível, acontece alteração no metabolismo e os mecanismos de reparo tornam-se menos eficientes (MARCOS FILHO, 2005).

Após o condicionamento fisiológico, as sementes atingem teores de água relativamente elevados e inadequados para a conservação do potencial fisiológico durante o armazenamento (ARAUJO et al., 2011). Assim, a condução da secagem das sementes deve ser realizada de maneira correta para minimizar a possibilidade de reversão dos efeitos benéficos do tratamento (MARCOS FILHO; KIKUTI, 2008), conforme pode ser comprovado no presente trabalho.

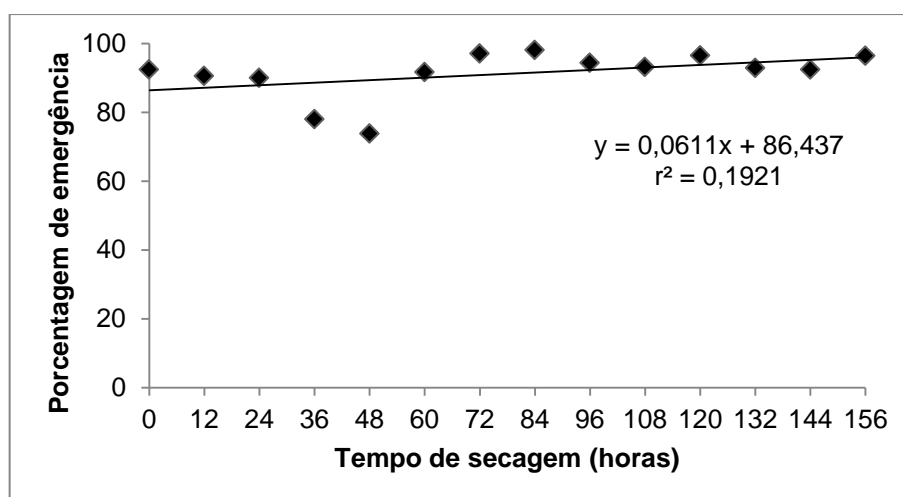


Figura 4 - Porcentagem de emergência de sementes jamboleiro (*S. cumini*) de acordo com o tempo de secagem, posterior ao hidrocondicionamento, UTFPR – Dois Vizinhos, 2017.

O condicionamento das sementes em água promove germinação mais rápida e mais uniforme, evidenciando-se os valores obtidos para o jamboleiro (CASTRO; HILHORST, 2004). O hidrocondicionamento hidrata as sementes previamente, preparando seu metabolismo para o processo de germinação sem a

emissão da radícula (HEYDECKER et al., 1975).

Assim, como para o jamboleiro, o hidrocondicionamento apresentou resultados positivos para algumas espécies de hortaliças, tais como, o pimentão (KIKUTI et al., 2005), tomate, melão, melancia, berinjela (NASCIMENTO, 2005), couve-flor (MARCOS FILHO; KIKUTI, 2008) e cenoura (PEREIRA et al., 2009).

Dessa forma, observou-se que o maior tempo de secagem, apesar de proporcionar maior IVE (Figura 5), necessitou de maior período para iniciar tais processos (Figura 6).

Nascimento (2004) afirmou que a pré-embebição nem sempre acelera a velocidade de emergência das sementes, pois é muito variável segundo as características de cada espécie, de cada lote e, segundo a morfologia e constituição genética das sementes.

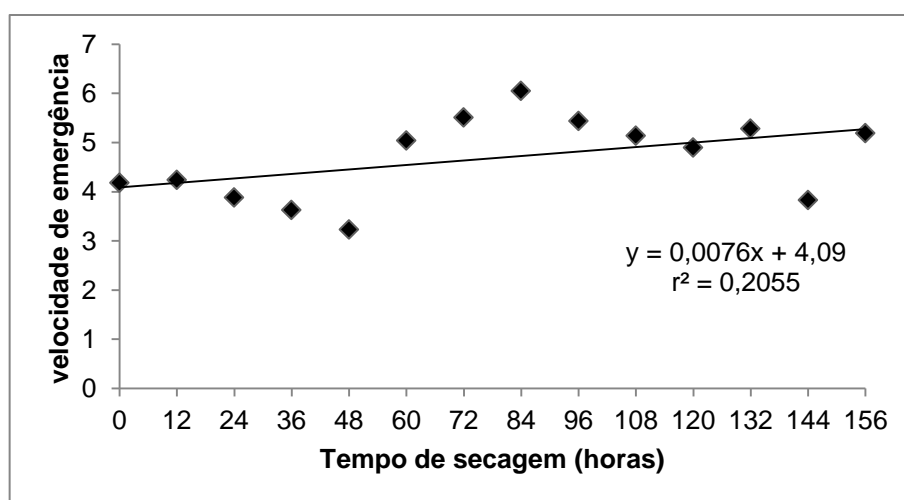


Figura 5 - Índice de velocidade de emergência de jamboleiro (*S. cumini*) de acordo com o tempo de secagem, posterior ao hidrocondicionamento, UTFPR – Dois Vizinhos, 2017.

Para lotes de sementes de médio e alto vigor, o hidrocondicionamento pode auxiliar na velocidade de germinação, podendo ocorrer o contrário para lotes de baixo vigor onde a técnica não se mostra eficaz (LIMA; MARCOS FILHO, 2009).

Quanto ao TME, os resultados demonstraram comportamento quadrático, cujo ponto de mínimo foi obtido nas 80,64 horas de secagem posterior ao hidrocondicionamento (Figura 6). Todavia, ressalta-se que não houve nenhum caso que o tempo médio para emergência foi superior a 30 dias, comprovando-se assim o efeito benéfico do hidrocondicionamento.

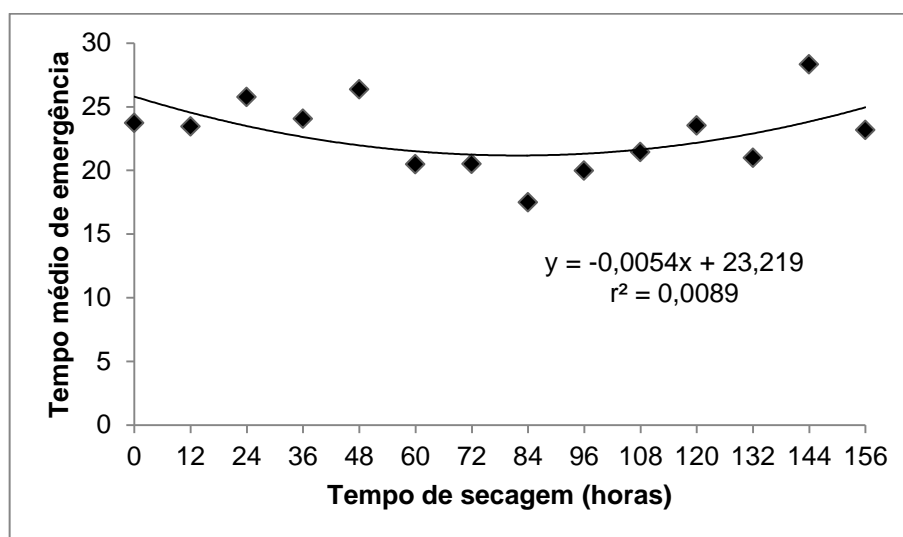


Figura 6 - Tempo médio de emergência de jamboleiro (*S. cumini*) de acordo com o tempo de secagem, posterior ao hidrocondicionamento, UTFPR – Dois Vizinhos, 2017.

Farooq et al. (2006) observaram que o hidrocondicionamento de sementes de arroz (*Oryza sativa* L.) provomeu redução no tempo médio de germinação, assim como em sementes hidrocondicionadas de milho (*Zea mays* L.) (MORADI; YOUNESI, 2009).

Para o jamboleiro, tal redução foi variável de acordo com o tempo de secagem posterior ao hidrocondicionamento, comprovando que cada espécie pode responder diferentemente, devendo-se primeiro buscar atender as necessidades peculiares de cada uma.

Quanto ao número de plântulas emergidas por semente, o jamboleiro apresentou como máximo três e como mínimo duas plântulas por semente, com média geral de 2,14 plântulas, com 100% poliembrionia, ou seja, todas sementes apresentaram tal comportamento. Tais valores foram semelhantes aos encontrados por Gurgel e Soubihe Sobrinho (1951), no qual, relataram média entre 2,69 e 4,18, em dois jamboleiros de origens diferentes.

Essa característica de poliembrionia potencializa ainda mais o uso da multiplicação seminífera para o jamboleiro, pois por meio de uma semente pode-se obter mais de uma muda, sendo normalmente uma de origem sexuada e as demais clonais, fato deste último propício para uso em pomar comercial. Porém, tal hipótese deve ser mais bem estudada, para afirmar que uma destas é segregante e as demais clonais.

2.4 CONCLUSÕES

O armazenamento de sementes de jamboleiro em garrafa Pet®, sem hidrocondicionamento prévio, não deve exceder em oito dias, caso contrário as mesmas se tornam inviáveis para uso.

Nas sementes de jamboleiro é recomendado o prévio hidrocondicionamento em água durante 24 horas seguido de sua secagem a 25°C por até 156 horas (6,5 dias). Todavia, são necessários outros estudos, como aqueles que aumentem o tempo de secagem visando o conhecimento do limite de viabilidade.

3 PROPAGAÇÃO DE JAMBOLEIRO POR MINI-ESTAQUIA

RESUMO

SILVA, Marciéli. Propagação de jamboleiro por mini-estaquia. 111 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) – Programa de Pós-Graduação em Agronomia (Área de Concentração: Produção vegetal), Universidade Tecnológica Federal do Paraná. Pato Branco, 2017.

Resumo: Com o intuito de produzir mudas de jamboleiro, reduzindo o período juvenil da planta, o estudo teve por objetivo avaliar o enraizamento do jamboleiro por mini-estaquia, de acordo com a concentração de AIB e o tipo de seguimento do ramo. As mini-estacas foram adquiridas de brotações de plantas oriundas do pomar de Fruteiras da Universidade Tecnológica Federal do Paraná – Câmpus Dois Vizinhos. Os ramos foram coletados e alocados em recipiente com água. Posteriormente, o material vegetal foi conduzido até a Unidade de Ensino e Pesquisa - Viveiro de Produção de Mudas da UTFPR - Câmpus Dois Vizinhos. O delineamento experimental foi inteiramente casualizado com fatorial 3 x 4 (tipo de ramo x concentração de AIB), com quatro repetições de 20 mini-estacas por unidade experimental. As mini-estacas basais, medianas e apicais tiveram sua base imersa por 10 segundos em solução líquida de ácido indol-butírico (AIB), nas concentrações de 0, 2000, 3000 ou 4000 mg.L⁻¹ e em seguida foram acondicionadas verticalmente até 1/3 de seu comprimento em tubetes contendo substrato comercial Plantmax®, mantidas em casa de vegetação climatizada, com umidade relativa superior a 85% e temperatura média de 25°C, com oito turnos de irrigação por micro-aspersão automática. Aos 120 dias da implantação de cada coleta foram avaliados a porcentagem de enraizamento, calogênese, número de raízes, média do comprimento de raízes, número de brotações, a sobrevivência das mini-estaca enraizadas. A porcentagem de enraizamento de jamboleiro apresentou maiores médias quando o material foi oriundo da parte mediana e basal, cujas médias foram de 39,98 e 27,93 %, respectivamente. Acredita-se que as maiores concentrações de AIB nas estacas medianas tiveram certa toxidez, causando morte em partes destas. Para o jamboleiro recomenda-se o uso de mini-estacas medianas e basais sem a aplicação de AIB.

Palavras-chave: Jambolão. AIB. Myrtaceae.

ABSTRACT

SILVA, Marciéli. Propagation of *S. cumini* by mini-cutting. 111 f. Dissertation (Masters in Agronomy)– Programa de Pós-Graduação em Agronomia (Área de Concentração: Produção vegetal), Federal University of Technology - Paraná. Pato Branco, 2017.

Abstract: The purpose obtain *S. cumini* clones, reducing the juvenile period of the plant, the aim of this study was to evaluate the *S. cumini* propagation by mini-cutting, according to IBA concentration and branch position. The mini-cuttings were obtained budding of plants at orchard from Universidade Tecnológica Federal do Paraná - Câmpus Dois Vizinhos. The branches were collected and it placed in a container with

water. Subsequently, the plant material was taken to the TUNEPE Viveiro de Produção de Mudas, Universidade Tecnológica Federal do Paraná - Câmpus Dois Vizinhos. The experimental design was completely randomized with factorial 3 x 4 (branch position x IBA concentration), with four replications of 20 mini-cuttings per experimental unit. The basal, median and apical position was used to obtain the mini-cuttings, it its base immersed for 10 seconds in liquid indole-butyric acid (IBA) solution, at the concentrations of 0, 2000, and 3000 and 4000 mg.L⁻¹. The mini-cuttings according its position were upgraded vertically up to 1/3 of its length in tubes containing Plantmax® commercial substrate. The propagation was realized a greenhouse with a relative humidity of more than 85% and an average temperature of 25°C. At 120 days of implantation of each collection, the percentage of rooting, calogenesis, number of roots, average root length, number of shoots, and survival of mini-cutte rooted were evaluated. The rooting percentage *S. cumini* presented the highest averages were middle and basal part, wiht 39.98 and 27.93%, respectively. It is believed that the highest IBA concentrations in the median mini-cutte had some toxicity, causing death in parts of these. For the *S. cumini* it is recommended the use of median and basal mini-cutte without the IBA application.

Keywords: Jambolan. IBA. Myrtaceae.

3.1 INTRODUÇÃO

A espécie *Syzygium cumini* (L.) Skeels (sinonímia: *Eugenia jambolana* Lam.), popularmente conhecida como jambolão, é árvore nativa dos trópicos, cuja origem é a Índia. Além disso, tem-se a existência da mesma em algumas regiões subtropicais, como Argélia e Israel. A planta foi introduzida em muitos países tropicais pertencentes à África e a América Latina. No Brasil, pode ser encontrada em diversos Estados das regiões Sudeste, Nordeste, Sul e Norte do país (MIGLIATO et al., 2006; ALBERTON et al., 2001; MAHMOUD et al., 2001; GROVER et al., 2001).

Esta ampla distribuição pelo mundo ocorreu em virtude da planta ser amplamente utilizada na medicina popular. O caule e a casca do fruto possuem propriedade hipoglicemiante para controle de diabetes, atividade anticarcinogênica, antimicrobiana e anti-inflamatória (CARTAXO-FURTADO et al., 2015). O interesse medicinal do jambolão tem demandado informações a respeito das formas de propagação da espécie (ALCANTARA et al., 2010).

Normalmente, a propagação ocorre por meio de sementes. Porém, apesar desse método ter como vantagens para o jambleiro, a característica da

poliembrionia, tem-se em algumas mudas geradas o problema de segregação genética, o maior período de juvenildade e a falta de técnica rápida e de baixo custo que possibilite identificar aquelas de origem apomítica e sexuada (GOMES, 1984; ALMEIDA et al., 2008).

Com isso, torna-se importante testar outras técnicas associadas ao método assexuado, como a mini-estaquia, no qual pode ser considerada como variação da estaquia convencional (macro-estaquia), uma vez que consiste basicamente na utilização de brotações de plantas propagadas pelo processo da macro-estaquia ou de mudas produzidas por sementes (ALFENAS et al., 2004). A mini-estaquia pode ser ótima opção para uso, principalmente por ser a principal forma de propagação das espécies do gênero *Eucalyptus*, mesma da família do jamboleiro, pois proporciona ganho em percentuais e na qualidade do enraizamento.

Além deste, têm-se também os resultados satisfatórios obtidos por Hossel (2017) com jabuticabeira, araçazeiro, pitangueira e sete capoteiro, todas fruteiras de difícil rizogênese e também da mesma família do jamboleiro.

Além disso, a mini-estaquia traz como vantagens a dispensa do jardim clonal de campo, maior facilidade no controle de pragas e doenças, maior produtividade e produção de propágulos (mini-estacas) por unidade de área; necessidade de menores concentrações de auxinas exógenas com alguns casos não precisando utilizar as mesmas, além da redução no tempo de formação da muda (WENDLING; DUTRA, 2008).

Porém, apesar do método ter se mostrado promissor para tais espécies de mesma família do jamboleiro, é importante a realização de estudos com tal fruteira, já que muitas vezes depende-se do prévio manejo para estímulo a diferenciação celular e rizogênese.

Nesta técnica diversos fatores podem influenciar na formação da rizogênese, como o vigor da planta matriz, idade e posição dos ramos utilizados, presença de folhas e gemas, época do ano, temperatura, umidade, luz, substrato, aplicação de fitorreguladores, o tipo de estacas, dentre outros. Como a composição química do tecido varia ao longo do ramo, estacas provenientes de diferentes porções do mesmo tendem a diferir-se quanto ao enraizamento (FACHINELLO et al., 2005). A escolha do ramo e a posição da retirada da estaca no ramo são fatores que induzem

grande variação no desenvolvimento das mudas, os quais devem ser bem definidos (LIMA et al., 2006).

Dentre as possibilidades de manejo que influenciam sobre o processo de propagação, têm-se as aplicações de reguladores de crescimento ligados as auxinas, como o ácido indolbutírico (AIB) por ser mais utilizado (BRONDANI et al. 2008) e de fácil acesso.

Além deste, o tipo da estaca a ser utilizada também pode afetar a indução para formação de raízes adventícias, seja devido ao local de obtenção do ramo (basal, mediana e apical) e consistência do tecido (herbáceo, semi-lenhoso e lenhoso). Isso ocorre, principalmente, devido às diferenças quanto ao acúmulo de auxinas endógenas e na relação C/N em cada tipo, associado também a atividade metabólica das células meristemáticas.

Dessa forma, o objetivo do presente trabalho foi avaliar o enraizamento de mini-estacas de jamboleiro, de acordo com a concentração de AIB e o tipo de segmento do ramo.

3.2 MATERIAL E MÉTODOS

As mini-estacas foram adquiridas de brotações herbáceas, com 15 cm de comprimento de plantas juvenis com aproximadamente quatro anos de idade, sem terem sido manejadas pela poda. As plantas encontram-se no pomar de fruteiras da UTFPR – Câmpus Dois Vizinhos. A coleta foi realizada em 16 de abril de 2017.

No momento após a retirada dos ramos, estes foram alocados em recipiente com água para evitar oxidação e desidratação. Posteriormente, o material vegetal foi conduzido até a Unidade de Ensino e Pesquisa Viveiro de Produção de Mudas da UTFPR - Câmpus Dois Vizinhos.

O delineamento experimental foi inteiramente casualizado, em fatorial 3 x 4 (segmento do ramo x concentração de AIB), com quatro repetições de 20 mini-estacas por unidade experimental.

Cada brotação retirada foi dividida em três partes iguais, preparando-se mini-estacas oriundas da parte basal, mediana e apical com 6 cm cada. Todas as estacas seguiram padrão de corte em bisel no ápice, seguido de par de folhas

cortadas pela metade, ou seja, reduzidas em 50%. Na base das mini-estacas foram realizadas duas lesões superficiais em lados opostos, retirando-se porção da casca.

Em seguida, as mini-estacas segundo seu local de extração, tiveram sua base imersa por 10 segundos em solução líquida de ácido indol-butírico (AIB), de acordo com as concentrações de 0, 2000, 3000 e 4000 mg.L⁻¹. Posteriormente a embebição, aguardou-se 10 segundos e fez-se o acondicionamento vertical das mesmas até 1/3 de seu comprimento, em tubetes cônicos dispostos em bandejas (96 células, 100 cm³), contendo substrato comercial MecPlant® (Figura 7).



Figura 7 - Mini-estacas de jamboleiro (*S. cumini*), em tubetes cônicos dispostos em bandejas (96 células, 100 cm³), em casa de vegetação, UTFPR – Dois Vizinhos, 2017.

As bandejas com as mini-estacas foram mantidas em casa de vegetação climatizada, com umidade relativa superior a 85% e temperatura média de 25°C, com oito turnos de rega por micro-aspersão automática, com funcionamento de 30 minutos a cada 3 horas.

Aos 120 dias da implantação do experimento foram avaliados a porcentagem de enraizamento e de sobrevivência, número e comprimento (cm) de radículas e número de brotações por mini-estaca.

Para a análise das variáveis, retirou-se cuidadosamente o substrato das mini-estacas através de lavagem com água e posteriormente verificou-se a presença de calos, efetuando-se também as medidas com régua milimetrada das três maiores radículas obtendo-se o comprimento médio destas (cm). Após fez-se a contagem de brotações primárias.

Os dados das variáveis avaliadas foram previamente submetidos ao teste de normalidade de Lilliefors, procedendo-se a transformação em $\arcseno\sqrt{x} + 1$ para porcentagem de enraizamento e, $\sqrt{x} + 1$ para número e comprimento de radículas e, número de brotações primárias. A variável calogênese não foi submetida à análise, pois os valores foram todos iguais a zero.

As médias foram submetidas à análise de variância e ao teste de Duncan ($\alpha = 0,05$), com uso do programa Sanest®.

3.3 RESULTADOS E DISCUSSÃO

Segundo análise de variância, não houve interação significativa para o segmento do ramo x concentração de AIB, bem como, em cada fator analisado isoladamente para o comprimento médio das radículas, número de brotações e de radículas (APÊNDICE 5).

Por outro lado, o fator isolado segmento do ramo mostrou-se significativo para porcentagem de enraizamento. A porcentagem de sobrevivência mostrou significância quanto a interação dupla entre as concentrações de AIB x segmento do ramo (APÊNDICE 5).

A porcentagem de enraizamento de jamboleiro apresentou as maiores médias quando a estaca foi oriunda da parte mediana e basal, com 39,98 e 27,93 %, respectivamente (Tabela 2 e Figura 8).

Tabela 2 - Porcentagem de enraizamento de mini-estacas de jamboleiro (*S. cumini*), de acordo com o segmento do ramo, UTFPR – Dois Vizinhos, 2017.

Tipo de estaca	Enraizamento (%)	
Apical	3,37	b*
Mediana	39,98	a
Basal	27,93	a
CV (%)	58,29	

*Médias seguidas por letras distintas, minúsculas na coluna, diferem entre si a 5 % de probabilidade, pelo teste de Duncan.

Em experimento realizado em estacas apicais e subapicais de jamboleiro rosa (*Syzygium aqueum* Burm.f.), MARTINS et al. (2001) verificaram que os melhores resultados de enraizamento (63%) foram obtidos com as apicais.

Tal estudo apresentou resultado contrário do que foi obtido neste trabalho, uma vez que as medianas e basais foram superiores (Tabela 2 e Figura 8). Isso já poderia ser esperado, pois segundo Fachinello et al. (2005) a composição química do tecido varia ao longo do ramo e estacas provenientes de diferentes porções do mesmo tendem a diferir quanto ao enraizamento.



Figura 8 - Enraizamento de mini-estacas mediana e basal de jamboleiro (*S. cumini*), UTFPR – Dois Vizinhos, 2017.

Por outro lado, pode-se dizer que os valores de rizogênese obtidos no presente trabalho estão aquém do que é satisfatório, mas ao mesmo tempo demonstraram potencialidade pelo uso desta técnica, devendo-se ajustar outros testes, uma vez que, com jamboleiro por estaquia conseguiu-se 55% de enraizamento no trabalho de Lima et al. (2007).

Segundo Hartmann et al. (2011), dependendo da posição no ramo em que foram retiradas as estacas, associado a época de coleta, estas possuem condições fisiológicas diferenciadas, podendo apresentar conteúdo de carboidratos, substâncias nitrogenadas, aminoácidos, auxinas e compostos fenólicos. Tais compostos, quando em proporções e concentrações adequadas, acumulam-se na zona de regeneração de raízes, contribuindo para a emissão de raízes adventícias.

Por outro lado, há espécies arbóreas, como guanandi (*Calophyllum brasiliense*), em que o uso de mini-estacas apicais e intermediárias não influenciou no enraizamento dos propágulos (SILVA et al., 2010). Ferreira et al. (2012) observaram que mini-estacas apicais, intermediárias e basais mostraram-se aptas à

propagação via mini-estaquia de cedro-australiano (*Toona ciliata* F. Muell), apresentando enraizamento superior a 90% para os três tipos de propágulos avaliados, sendo estes diferentes dos resultados obtidos neste estudo.

Em espécies florestais de outras famílias botânicas, estudos comparando diferentes tipos de propágulos demonstraram que mini-estacas apicais proporcionaram ganhos expressivos no enraizamento das mudas para cedro (*Cedrella fissilis*) (84,3%) (XAVIER et al., 2003), jequitibá-branco (*Cariniana estrellensis*) (71%) (CASTRO, 2011) e pau jacaré (*Piptadenia gonoacantha*) (100%) (HERNÁNDES et al., 2012).

Na estaquia de fáfia (*Pfaffia glomerata*), a partir de quatro posições de coleta no ramo (basal, mediana-basal, mediana-apical e apical), Nicoloso et al. (1999) observaram melhor capacidade de enraizamento (maior diâmetro, número e altura dos brotos) para as porções mediana e basal dos ramos, com 96,7% para basal, 93,8% para mediana-basal e 92% para mediana-apical, embora as demais posições tenham mostrado também valores altos. Embora os valores encontrados com jamboleiro não tenham sido relativamente altos como os descritos por Nicoloso et al. (1999), ambos mostraram maior significância para os mesmos segmentos de mini-estaca (mediano e basal).

O melhor enraizamento de estacas oriundas das porções mediana e basal do ramo pode estar provavelmente, relacionado à maior concentração de carboidratos presentes nessas porções (FERREIRA, 2012).

Acredita-se que a ausência do efeito significativo para o fator concentração de AIB possa estar associado à quantidade de auxina endógena existente na época em que se fez a coleta, sendo esta favorável para rizogênese ou a planta não respondeu a aplicação da auxina exógena.

As maiores porcentagens de sobrevivência de estacas de jamboleiro com o uso de 2000 mg.L⁻¹ de AIB foram com aquelas coletadas das partes medianas e basais. Para 3000 e 4000 mg.L⁻¹ de AIB as médias não diferiram estatisticamente entre si (Tabela 3), ocorrendo o mesmo quando comparou-se as concentrações de AIB na estaca apical e basal. As estacas medianas proporcionaram a maior sobrevivência, principalmente com uso de 0 e 2000 mg.L⁻¹ de AIB. Acredita-se que as maiores concentrações de AIB nas estacas medianas tiveram certa toxidez,

causando morte em partes destas.

Tabela 3 – Porcentagem de sobrevivência de mini-estacas de jamboleiro (*S. cumini*), de acordo com o local de obtenção no ramo, UTFPR – Dois Vizinhos, 2017.

Tipo de estaca	Concentração de AIB (mg.L ⁻¹)			
	0	2000	3000	4000
Apical	3,80 Ba	0,00 Ba	19,18 Aa	28,35 Aa
Mediana	70,02 Aa	71,43 Aa	38,14 Ab	61,82 Ab
Basal	40,97 Ba	69,43 Aa	61,49 Aa	40,97 Aa
CV(%)	58,49			

*Médias seguidas por letras distintas, minúsculas na linha e maiúscula na coluna, diferem entre si a 5%, pelo teste de Duncan.

Avaliando a porcentagem de sobrevivência de mini-estacas de jaboticabeira híbrida em diferentes épocas do ano, verificou-se que as oriundas do uso da concentração 0 mg.L⁻¹ de AIB tiveram médias com significância estatística em quase todos períodos, alcançando até 100% de sobrevivência, sendo mesmo válido para 3000 mg.L⁻¹ e 6000 mg.L⁻¹ de AIB, cuja inferioridade foi apenas em abril e, em fevereiro e agosto, respectivamente (HOSSEL, 2017).

Lopes (2009) estudando a estaquia de diferentes tipos de estacas semilenhosas (apical, mediana e basal) das espécies de cerejeira-do-mato (*E. involucrata* D.C.), pitangueira (*E. uniflora* L.) e grumixameira (*E. brasiliensis* Lam), verificou que a sobrevivência das estacas de pitangueira foi afetada negativamente pelas maiores concentrações de AIB, contudo o percentual de sobrevivência observado foi similar ao do presente trabalho com 0 mg.L⁻¹ de AIB.

Em mini-estacas de pitangueira, a maior sobrevivência foi observada com 85% no tratamento 0 horas de imersão e 0 mg.L⁻¹ de AIB (LATTUADA, 2010).

3.4 CONCLUSÕES

Para propagação do jamboleiro, recomenda-se o uso de mini-estacas oriundas da porção mediana e basal do ramo, sem a aplicação de AIB, pois proporcionaram maiores médias de enraizamento e sobrevivência.

4 ESTAQUIA DE JAMBOLEIRO UTILIZANDO DIFERENTES CONCENTRAÇÕES DE AIB (ácido indolbutírico) E BAP (6-benzilaminopurina)

RESUMO

SILVA, Marciéli. Estaquia de jamboleiro utilizando diferentes concentrações de aib (ácido indolbutírico) E BAP (6-benzilaminopurina). 111 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) – Programa de Pós-Graduação em Agronomia (Área de Concentração: Produção vegetal), Universidade Tecnológica Federal do Paraná. Pato Branco, 2017.

Resumo: A propagação clonal das plantas por meio da estaquia é largamente reconhecida como técnica viável economicamente para o estabelecimento de plantios clonais. Este trabalho teve por objetivo testar diferentes concentrações de AIB e BAP para estimular o enraizamento de estacas de jamboleiro. O experimento foi realizado na Unidade de Ensino e Pesquisa Viveiro de Produção de Mudas, da Universidade Tecnológica Federal do Paraná - Câmpus Dois Vizinhos. As estacas foram adquiridas de plantas com aproximadamente 10 anos. As estacas lenhosas foram coletadas e alocadas em recipientes com água. Foi utilizado o delineamento experimental inteiramente casualizado, com fatorial 3×3 [ácido indol-3-butírico (AIB) × benzilaminopurina (BAP)], com 4 repetições, considerando-se o uso de 20 estacas por parcela. As aplicações destas soluções foram por imersão rápida (10 segundos) na base das estacas (3 cm), sendo em seguida realizado acondicionamento verticalmente das mesmas até 1/3 de seu comprimento em canteiro de areia (100 × 50 cm). As estacas seguiram padrão de 12 cm de comprimento e diâmetro de aproximadamente 1,0 cm. Em todas as estacas coletadas foram realizadas duas lesões superficiais na parte basal, em lados opostos, retirando-se porção da casca com cerca de 0,5 cm de largura por 2,5 cm de extensão e o ápice cortado em bisel. Após 120 dias, foram analisadas as variáveis percentual de enraizamento e de estacas com calos, número de brotações primárias, de estacas mortas e de raízes originadas das estacas e, comprimento de raízes e das brotações primárias. O uso do BAP não foi satisfatório para o enraizamento de estacas de jamboleiro, uma vez que não proporcionou aumento no enraizamento, no número de raízes e no tamanho médio das raízes. Contudo, para estacas de jamboleiro recomenda-se o uso de até 5000 mg.L⁻¹ de AIB para que ocorra o enraizamento, pois concentrações maiores causaram toxidez, inibindo o enraizamento e sem o uso do BAP.

Palavras-chave: Fitorreguladores. Myrtaceae. *Syzygium cumini*.

ABSTRACT

SILVA, Marciéli. *Syzygium cumini* cutting according to IBA [indolebutyric acid] and BAP [6-benzylaminopurine] concentrations. 111 f. Dissertation (Masters in Agronomy)– Programa de Pós-Graduação em Agronomia (Área de Concentração: Produção vegetal), Federal University of Technology - Paraná. Pato Branco, 2017.

Abstract: The clonal propagation of plants by cuttings is widely recognized as an economically viable technique for the establishment of clonal plantations. The objective of this work was to test different IBA and BAP concentrations to rooting of

Syzygium cumini cuttings. The experiment was carried out at the UNEPE Viveiro de Produção de Mudanças, from the Universidade Tecnológica Federal do Paraná - Câmpus Dois Vizinhos. The cuttings were obtained from plants with approximately 10 years. The woody cuttings were collected and placed in a container with water. The experimental design was completely randomized, with factorial 3 × 3 [Indole-3-butyric acid (IBA) × Benzylaminopurine (BAP)], with 4 replicates, considering the use of 20 cuttings per plot. The applications of these solutions were by rapid immersion (10 seconds) at the base of the cuttings (3 cm). After this immersion, the cuttings were conditioned vertically up to 1/3 of their length in a sand bed (100 × 50 cm). The cutting was prepared with a pattern of 12 cm in length and a diameter of approximately 1.0 cm. In all the cuttings, two superficial lesions were realized in the base part, on opposite sides, removing part of the bark with about 0.5 cm wide by 2.5 cm in extension, and the apex was cut in bevel. After 120 days, the rooting and cuttings with callus, number of primary shoots, leaves, dead cuttings and roots originated from cuttings, and length of roots and primary shoots were evaluated. The BAP use was not satisfactory for the rooting *Syzygium cumini* cuttings. However, for *Syzygium cumini* cutting it is recommended to use until 5000 mg.L⁻¹ for rooting, since higher concentrations caused toxicity by inhibiting rooting and without BAP use.

Keywords: Phytohormones. Myrtaceae. *Syzygium cumini*.

4.1 INTRODUÇÃO

O jamboleiro é encontrado no Brasil, normalmente como planta ornamental, ocupando fundos de quintais ou em terrenos ainda sem construção. A casca, o fruto, a semente e a folha desta planta são frequentemente utilizadas por pacientes diabéticos, administrando-os na forma de diferentes preparados para uso medicinal, como extrato aquoso, extrato etanólico ou na forma de suco do fruto in natura (MAZZANTI et al., 2003).

O interesse medicinal desta fruteira tem demandado informações a respeito das formas de propagação da espécie (ALCANTARA et al., 2010), pois com a escassez de pomares comerciais, torna-se alternativa interessante para aqueles que encontram-se ávidos por novidades, visando atender a nichos específicos de mercado.

A propagação do jambolão é quase que exclusiva pela via seminífera. Porém, apesar de ser por sementes, a espécie apresenta a característica da poliembrionia, produzindo mais que uma plântula por semente, permitindo que algumas tenham as mesmas características genéticas da planta mãe, devido a

ocorrência de apomixia.

Contudo, as sementes dessa espécie devem ser utilizadas rapidamente quando extraídas, pois, com a redução da umidade perdem sua viabilidade, aliado ao fato do período juvenil apresentar-se mais longo e a dificuldade em separar no lote de plântulas e/ou mudas quais são de origem sexuada e assexuada.

Com isso, cresce a necessidade do uso da propagação clonal, tendo como possibilidade a estaquia, pois é amplamente reconhecida pela sua viabilidade econômica no estabelecimento de plantios clonais (VALMORBIDA et al., 2008; LEANDRO; YUYAMA, 2008; CÉZAR et al., 2009), mostrando-se já viável para propagar fruteiras como a goiabeira (ZIETEMANN; ROBERTO, 2007; DA COSTA JÚNIOR et al., 2003; DO VALE et al., 2008), espécie também pertencente a mesma família do jamboleiro.

Apesar disso, nem sempre é possível obter o mesmo sucesso de rizogênese nas estacas, como o que ocorre com a goiabeira. Outras espécies que também são da família Myrtaceae, como a jabuticabeira (CASSOL, 2013), a pitangueira (LATTUADA et al., 2011), o araçazeiro (RODRIGUEZ et al., 2017), quando tiveram testadas técnicas da estaquia apresentaram rizogênese muito baixa. Nestas condições, é importante buscar adotar formas de manejo que possam acelerar o processo de formação de raízes adventícias.

Segundo Hartmann et al. (2011), o balanço hormonal da planta, associado a aplicação exógena de reguladores de crescimento, como a auxina, atuam sobre o processo que acelera a emissão de raízes adventícias nos ramos, de modo a proporcionarem precocidade de enraizamento, ou seja, de formação de raízes.

A auxina foi o primeiro hormônio vegetal descoberto, tendo os primeiros estudos fisiológicos acerca do mecanismo de expansão celular vegetal relacionados pela ação do ácido indolacético (AIA) (BARBOSA, 2009), encontrado de maneira endógena mais abundantemente nos vegetais.

As auxinas compõem o grupo de fitorreguladores de crescimento que apresentam o maior efeito na formação de raízes em estacas, pois possuem ação na ativação de células do câmbio e na promoção do crescimento das plantas, além de influenciarem a inibição das gemas laterais (FACHINELLO et al., 1995).

Dentre as auxinas que apresentam maior efeito no enraizamento de estacas,

destacam-se o ácido indolbutírico (AIB), ácido naftalenoacético (ANA) e ácido indolacético (AIA) (XAVIER et al., 2009), empregadas de diferentes formas e concentrações nas estacas caulinares, principalmente por meio de imersão em solução concentrada ou em pó, sendo este último, quando utilizado, misturado com talco inerte.

Vários autores (TOFANELLI et al., 1997; RONCATO et al., 1999; MARTINS et al., 2001; OLIVEIRA, 2002) relataram que o uso do AIB aumenta o número de raízes emitidas por estaca, decorrente de sua ação na antecipação do enraizamento, promovendo maior porcentagem de estacas enraizadas (GRATIERI-SOSSELA et al., 2008).

Outro hormônio importante no processo são as citocininas, nas quais regulam vários processos biológicos relacionados ao crescimento e desenvolvimento de plantas (NISLER et al., 2010) promovendo aumento da atividade metabólica e, conseqüentemente, atingindo o desenvolvimento de plantas (LARA et al., 2004). Quando adicionadas exogenamente, estimulam a atividade cambial e, também estimulam a divisão celular (MORK; MORK, 2001).

A 6-benzilaminopurina (BAP) é uma das citocininas mais eficazes e disponíveis, muito utilizada em biotecnologia de plantas (WERBROUCK et al., 1996). Tal uso deve-se pelo fato de promover divisão, alongamento e diferenciação celular, retardar a senescência das plantas, promover a quebra da dominância apical e induzir à proliferação de gemas axilares.

A auxina atua conjuntamente com a citocinina na propagação das plantas, pois de acordo com o balanço entre ambos pode-se estimular a formação de calos ou brotações ou de raízes (REIS et al., 2004).

Dessa forma, o objetivo do trabalho foi testar tais balanços entre AIB e BAP na propagação do jamboleiro por estacas.

4.2 MATERIAL E MÉTODOS

O experimento foi realizado na Unidade de Ensino e Pesquisa Viveiro de Produção de Mudas, da Universidade Tecnológica Federal do Paraná - Câmpus Dois Vizinhos.

As estacas lenhosas foram adquiridas de plantas com aproximadamente 15 anos, oriundas do arboreto da própria instituição, no mês de agosto de 2015.

As estacas lenhosas foram coletadas e alocadas em recipiente com água para evitar sua oxidação e desidratação. Posteriormente, o material vegetal foi conduzido até a Unidade de Ensino e Pesquisa - Viveiro de Produção de Mudanças da UTFPR - Câmpus Dois Vizinhos.

As estacas seguiram padrão de 12 cm de comprimento e diâmetro de aproximadamente 1,0 cm. Em todas as estacas coletadas foram realizadas duas lesões superficiais na parte basal, em lados opostos, retirando-se porção da casca com cerca de 0,5 cm de largura por 2,5 cm de extensão, tendo ápice cortado em bisel.

Foi utilizado o delineamento experimental inteiramente casualizado com fatorial 3×3 [Ácido indol-3-butírico (AIB) × Benzilaminopurina (BAP)], com 4 repetições, considerando-se o uso de 20 estacas por parcela.

O AIB foi dissolvido em álcool etílico absoluto para o preparo da solução e posteriormente diluído em água destilada até a concentração desejada sendo 0, 5000 e 10.000 mg.L⁻¹. O BAP por sua vez foi dissolvido em água destilada até obter a solução desejada sendo 0, 250 e 500 mg.L⁻¹.

As aplicações destas soluções foram por imersão rápida (10 segundos) na base das estacas (3 cm), sendo que, após este procedimento, as estacas foram acondicionadas verticalmente até 1/3 de seu comprimento em canteiro de areia (100 × 50 cm) devidamente identificado.

Após 120 dias da implantação do experimento, foram analisadas as variáveis, percentual de enraizamento e de estacas com calos, número e comprimento de brotações primárias, número e comprimento de raízes.

As estacas foram retiradas do canteiro cuidadosamente, para evitar o rompimento das raízes e lavadas sucessivamente em água corrente para retirada do excesso de areia. Após decorrido tempo de escoamento do excesso de umidade foram realizadas as avaliações.

O comprimento médio das três maiores raízes (cm) foi realizado computando-se apenas as raízes primárias, ou seja, aquelas originadas diretamente da estaca. Foram consideradas como estacas enraizadas, aquelas que tiveram uma

ou mais raízes.

A porcentagem de calejamento foi obtida a partir da contagem do número total de estacas com calos, assim como aquelas enraizadas, diferindo-se pela presença das raízes.

As brotações emitidas pela estaca foram contadas e seu comprimento mensurado com auxílio de régua milimetrada.

Os dados das variáveis avaliadas foram previamente submetidos ao teste de normalidade de Lilliefors verificando-se a necessidade de transformação em $\arccoseno\sqrt{x} + 1$ para porcentagem de enraizamento e calogênese e $\sqrt{x} + 1$ para número de raízes, média do comprimento de raízes e número de brotações. As médias com ou sem transformação foram submetidas à análise de variância e ao teste de Duncan ($\alpha = 0,05$) para o fator qualitativo e análise de regressão polinomial para os fatores quantitativos ($p \leq 0,05$), com uso do programa Sanest®.

4.3 RESULTADOS E DISCUSSÃO

A análise de variância para porcentagem de enraizamento de estacas de jamboleiro apresentou significância para as concentrações de AIB e para as concentrações de BAP, não sendo significativa na interação destes fatores (APÊNDICE 6).

Nas variáveis número de raiz e comprimento médio de raiz somente houve significância com as concentrações de BAP. Em relação à porcentagem de calos não houve significância dos fatores avaliados isoladamente ou quando em interação (APÊNDICE 6).

Para número e tamanho de brotações foi significativo a interação entre tais fatores (concentração de AIB x concentração de BAP), bem como, nestes fatores isoladamente (APÊNDICE 6).

Para o número de estacas mortas às concentrações de AIB e BAP foram significativas quando analisadas separadamente (APÊNDICE 6).

A porcentagem de enraizamento apresentou comportamento quadrático, com maior resultado utilizando-se 5000 mg.L⁻¹ de AIB (Figura 9 e 10). Tanto o não uso de AIB como com 10000 mg.L⁻¹ de AIB, o enraizamento das estacas foi afetado

negativamente (Figura 9), além de proporcionarem os maiores números de estacas mortas (Figura 11).

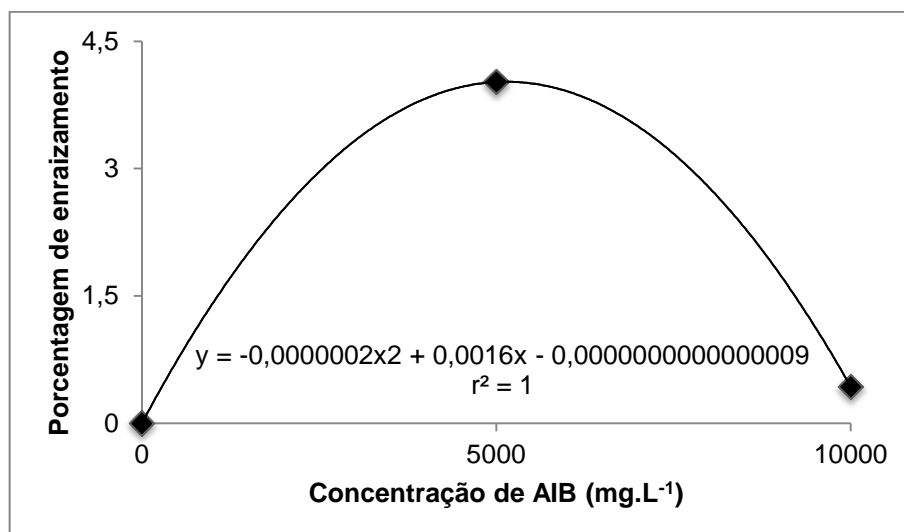


Figura 9 - Porcentagem de enraizamento de estacas lenhosas de jamboleiro de acordo com a concentração de AIB (mg.L⁻¹), UTFPR – Dois Vizinhos, 2017.

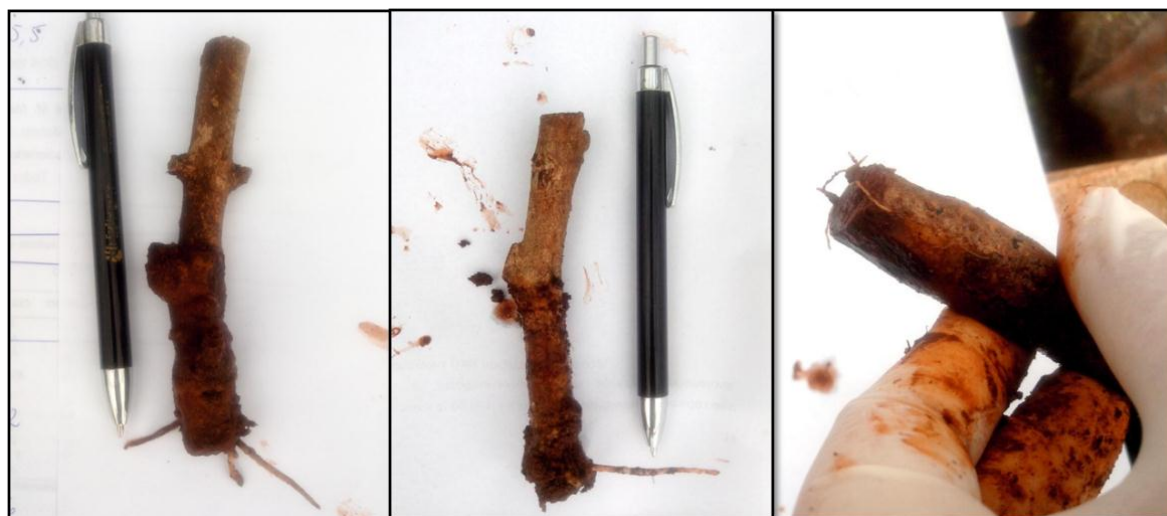


Figura 10 - Enraizamento de estacas lenhosas de jamboleiro com aplicação de 5000 mg.L⁻¹ de AIB, UTFPR – Dois Vizinhos, 2017.

De acordo com Hartmann e Kester (2002), o aumento da concentração de auxinas aplicadas em estacas, estimula a indução de raízes até determinado ponto máximo, a partir do qual qualquer acréscimo no nível deste regulador se torna inibitório, fato observado no presente trabalho com o jamboleiro (Figura 9 e 11).

Lattuada et al. (2011) observaram o mesmo comportamento em estacas de pitangueiras, pois a sobrevivência foi prejudicada pelo incremento nas concentrações de AIB (0 a 6000 mg.L⁻¹). Esses autores relataram que este fato

possivelmente está relacionado com o efeito fitotóxico do AIB. O que pode ter propiciado o grande número de estacas mortas neste estudo (Figura 11).

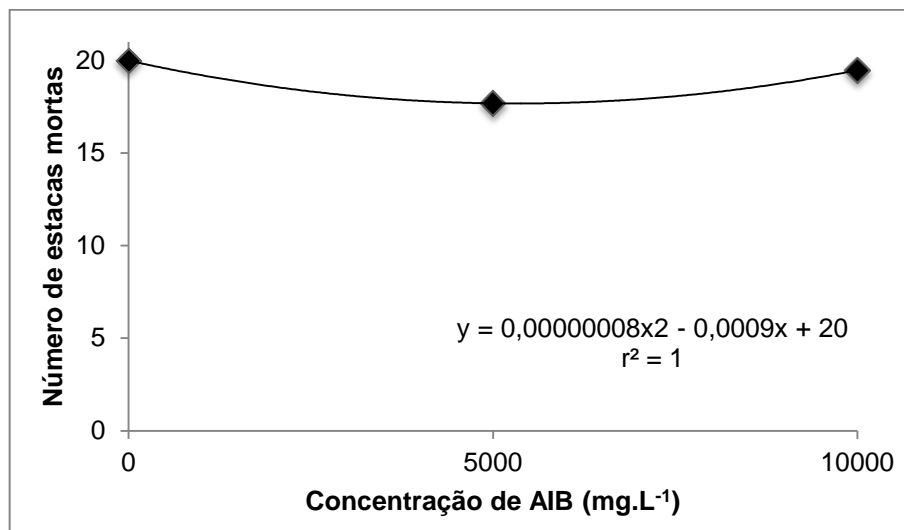


Figura 11 - Número de estacas lenhosas mortas de jamboleiro de acordo com a concentração de AIB (mg.L⁻¹), UTFPR – Dois Vizinhos, 2017.

Nachtigal e Fachinello (1995), também trabalhando com araçazeiro, espécie da mesma família do jamboleiro, observaram que o aumento nas concentrações de AIB proporcionou incremento no percentual de enraizamento, até a concentração de 4000 mg.L⁻¹, diminuindo-se a partir de 6000 mg.L⁻¹ de AIB.

Segundo Alvarenga e Carvalho (1983), o estímulo ao enraizamento se dá até determinada concentração de regulador, no qual varia para cada espécie, a partir da qual o efeito passa a ser inibitório. Isso poderia explicar a diminuição na sobrevivência de estacas observada a partir de 4000 mg.L⁻¹.

Todavia, apesar da faixa próxima a concentração de 5000 mg.L⁻¹ de AIB proporcionarem os maiores enraizamentos das estacas no presente trabalho, estas apresentaram valor muito baixo, pois não passaram de 5%. Isso demonstrou que, outras técnicas de manejo são necessárias, supondo-se que a espécie é de difícil rizogênese, conforme já visualizado para outras da mesma família, como jabuticabeira (SASSO et al., 2010; CASSOL, 2013), araçazeiro (SCHWENGBER et al., 2000), guabijuzeiro (SOUZA, 2010) e goiabeira-serrana (FRANZON et al., 2004).

A tendência é o uso de concentrações menores de reguladores e quando possível, a suspensão do mesmo, visto que a planta já produz endogenamente a auxina para sua propagação (ALMEIDA et al., 2007).

Apesar do BAP ter se mostrado essencial para multiplicação *in vitro* de segmentos caulinares de duas espécies da família Myrtaceae, goiabeira-serrana e pitangueira (SOARES et al., 2005), o mesmo não foi satisfatório para o enraizamento de estacas de jamboleiro, uma vez que não proporcionou aumento no enraizamento, no número de raízes e no tamanho médio das raízes (Figuras 12, 13 e 14, respectivamente).

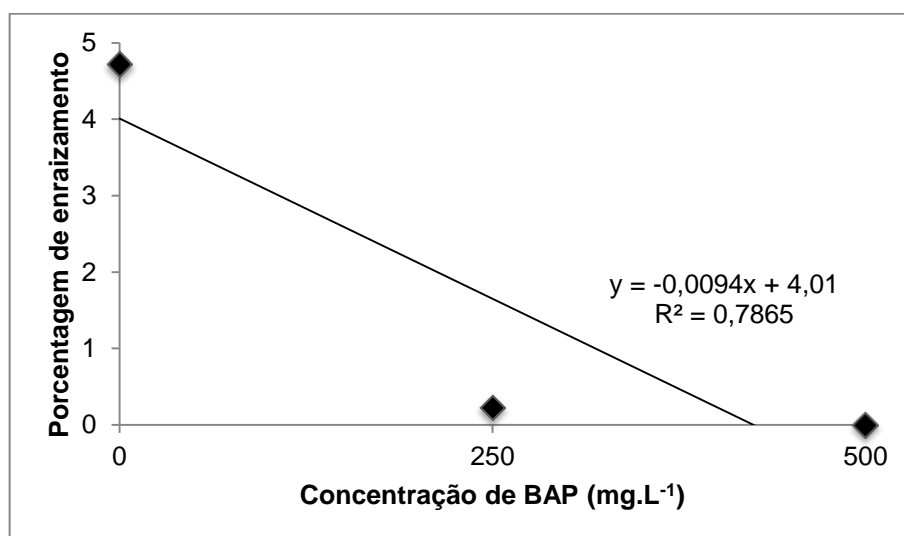


Figura 12 - Porcentagem de enraizamento de estacas lenhosas de jamboleiro de acordo com concentrações de BAP (mg.L⁻¹), UTFPR – Dois Vizinhos, 2017.

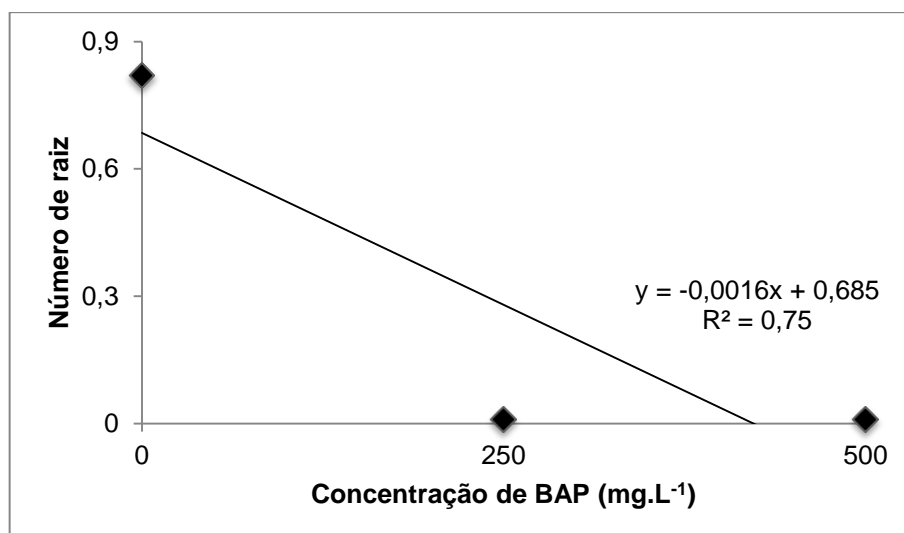


Figura 13 - Número de raízes de estacas lenhosas de jamboleiro de acordo com concentrações de BAP (mg.L⁻¹), UTFPR – Dois Vizinhos, 2017.

O balanço hormonal entre citocininas e auxinas no início do enraizamento estimulam as divisões celulares, todavia o aumento das moléculas de citocininas nos tecidos faz com que se tornem inibidoras das divisões celulares (KLERK et al., 2001;

ROLLI et al., 2012).

O que foi verificado com isso, que o BAP pode afetar negativamente o processo de rizogênese das estacas caulinares, devendo-se atentar previamente a concentração interna existente no material vegetal (Figura 14).

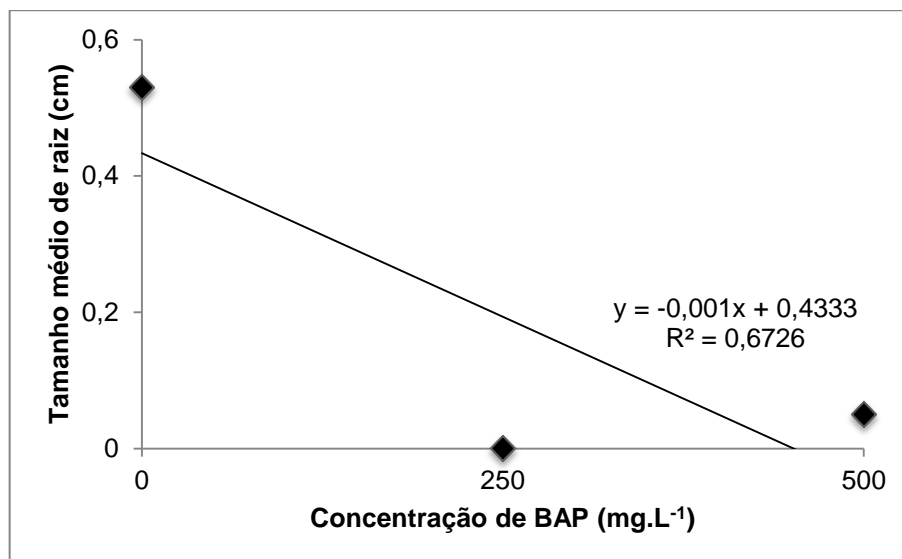


Figura 14 - Tamanho médio das três maiores raízes de estacas lenhosas de jamboleiro de acordo com concentrações de BAP (mg.L⁻¹), UTFPR – Dois Vizinhos, 2017.

Este resultado ocorreu porque em qualquer uma das variáveis citadas anteriormente, o comportamento mostrou-se linear decrescente (Figuras 12, 13 e 14, respectivamente) com aumento na concentração deste regulador.

Para as três variáveis, os maiores valores ocorreram com uso de zero mg.L⁻¹ de BAP. Por outro lado, a porcentagem de estacas morta apresentou comportamento linear crescente, com maiores médias fazendo-se uso de 500 mg.L⁻¹ (Figura 15).

Este comportamento com uso de BAP em estacas já havia sido demonstrada para as radiculares de framboeseira, registrando-se maiores respostas quando não se fez uso desse regulador vegetal (TIBERT et al., 2015).

Concentrações elevadas de BAP podem gerar desequilíbrio no balanço hormonal endógeno, prejudicando vários mecanismos celulares, dos quais podem gerar o desenvolvimento anormal de plântulas e problemas de toxidez (NASCIMENTO, 2006). Neste estudo, acredita-se que o BAP pode ter causado toxidez nas estacas de jamboleiro, causando menores percentuais de enzaimento e maior número de estacas mortas.

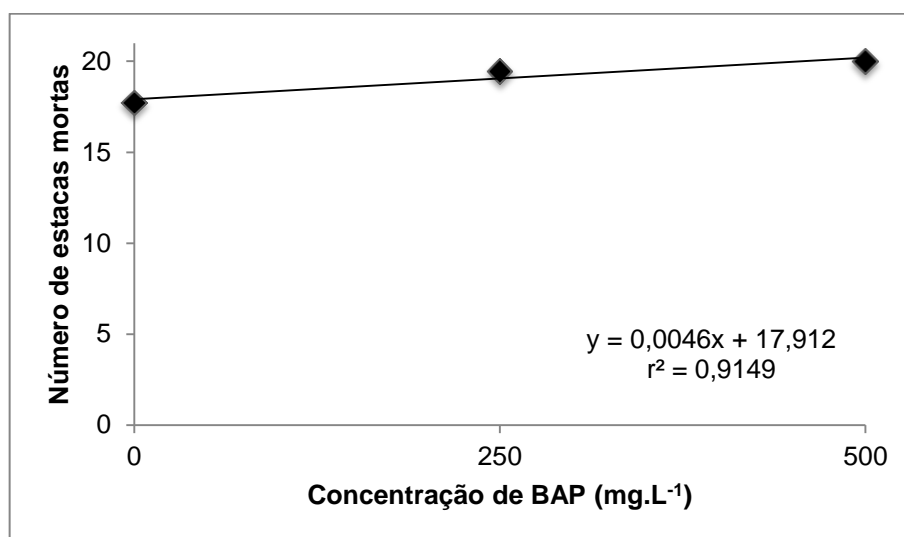


Figura 15 - Número de estacas lenhosas mortas de jamboleiro de acordo com as concentrações de BAP (mg.L⁻¹), UTFPR – Dois Vizinhos, 2017.

O comprimento das brotações apresentou comportamento quadrático decrescente de acordo com a interação AIB x BAP. Contudo, quando não se fez uso do BAP, independente da concentração de AIB, foi possível obter as maiores médias (Figura 16). Comportamento semelhante foi obtido para o número de brotações, porém, o comportamento decrescente foi linear para as concentrações de AIB x BAP (Figura 17).

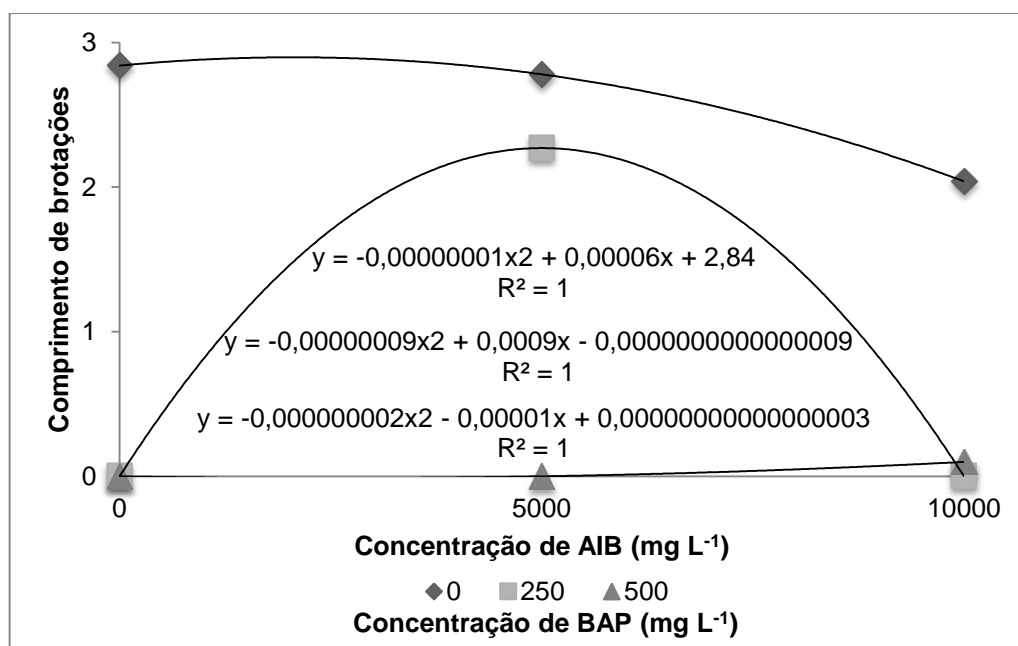


Figura 16 - Comprimento das brotações de estacas lenhosas de jamboleiro de acordo com a concentração de BAP e AIB, UTFPR – Dois Vizinhos, 2017.

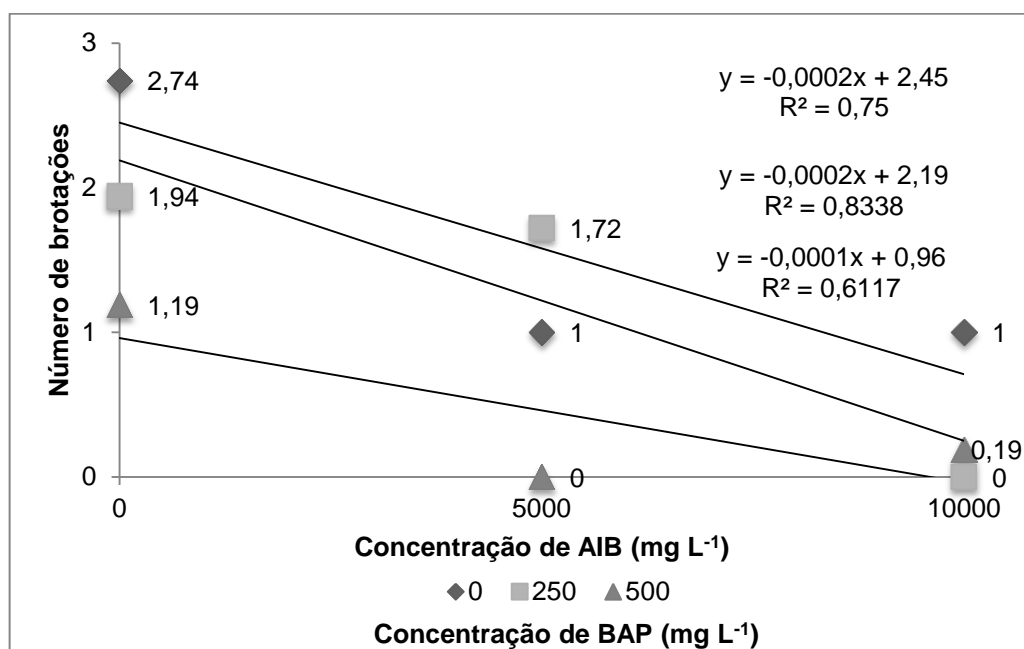


Figura 17 - Número de brotações de estacas lenhosas de jamboleiro de acordo com a concentração de BAP e AIB, UTFPR – Dois Vizinhos, 2017.

O BAP é citocinina associada à indução de brotações laterais nas plantas, sincronizando a ativação das gemas (PERES; KERBAUY, 2013). No presente trabalho, o uso do BAP em estacas, apresentou o mesmo comportamento de diferenciação e emissão de brotações (Figura 18).

Através dos resultados obtidos na ausência deste (BAP), que pode ter ocorrido certa toxidez nos tecidos, acreditando-se que o material vegetal utilizado já continha concentração suficiente para estimular tal atividade.

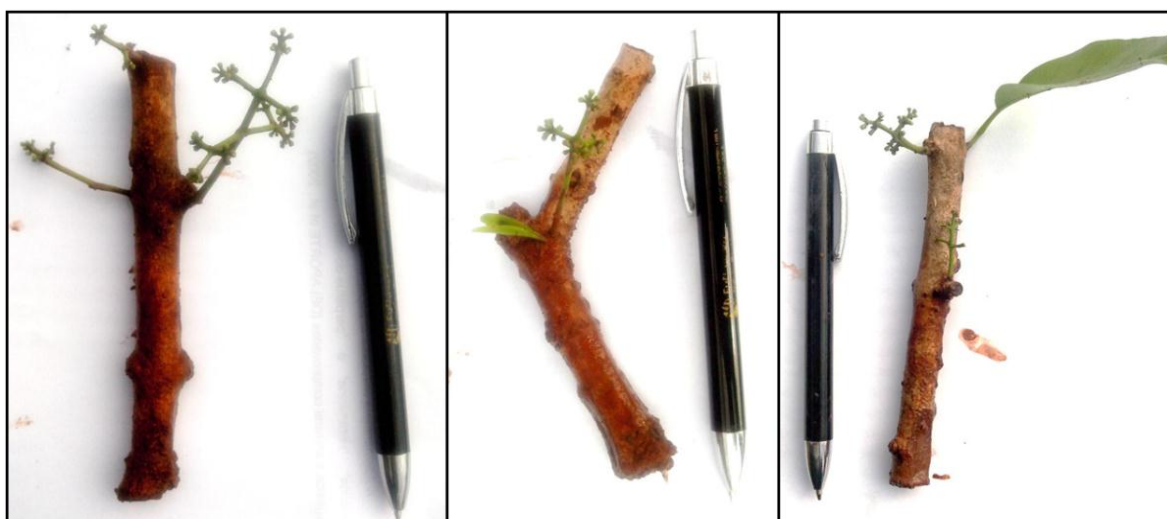


Figura 18 - Brotações de estacas lenhosas de jamboleiro de acordo com a aplicação de 250 mg.L⁻¹ de BAP, UTFPR – Dois Vizinhos, 2017.

4.4 CONCLUSÕES

Para estacas lenhosas de jambolão, o uso de até 5000 mg.L⁻¹ de AIB sem aplicação de BAP proporcionaram enraizamento, porém, os resultados obtidos não podem ser considerados satisfatórios, devendo-se testar para estaquia concentrações de AIB entre 0 e 5000 mg.L⁻¹, diferentes tamanhos de estaca e material mais jovem.

O uso do BAP foi insatisfatório, pois proporcionou queda no enraizamento, comprimento e número de raízes.

5 PROPAGAÇÃO DE JAMBOLEIRO POR ESTAQUIA – TÉCNICAS DE CONDICIONAMENTO, ÉPOCA DE COLETA E CONCENTRAÇÕES DE AIB

RESUMO

SILVA, Marciéli. Propagação de jamboleiro por estaquia – técnicas de condicionamento, época de coleta e concentrações de AIB. 111 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) – Programa de Pós-Graduação em Agronomia (Área de Concentração: Produção vegetal), Universidade Tecnológica Federal do Paraná. Pato Branco, 2017.

Resumo: A utilização da propagação vegetativa, além de propiciar a obtenção de plantas idênticas à planta matriz, reduz a juvenilidade e aumenta a uniformidade e vigor na produção. O objetivo deste trabalho foi avaliar técnicas de anelamento e estiolamento prévio nos ramos, associadas à concentração de ácido indol-butírico e a época de coleta dos ramos no enraizamento de estacas de jamboleiro. O experimento foi realizado na Unidade de Ensino e Pesquisa Viveiro de Produção de Mudanças, da Universidade Tecnológica Federal do Paraná - Câmpus Dois Vizinhos. Foi utilizado delineamento experimental em blocos casualizados 4 x 3 x 3 [época de coleta x técnica de condicionamento x concentração de ácido indol-3-butírico (AIB)], com 4 repetições e 20 estacas por parcela. As técnicas de condicionamento testadas foram anelamento, estiolamento preparadas com 40, 60, 80 e 100 dias de antecedência a coleta, bem como, do tratamento controle. As estacas seguiram padrão de 12 cm de comprimento, diâmetro de aproximadamente 1,0 cm, com duas lesões superficiais na parte basal, em lados opostos e o ápice foi cortado em bisel. As concentrações de AIB testadas foram de 0, 3000 e 6000 mg.L⁻¹. Após a imersão, as estacas foram acondicionadas em tubetes, contendo substrato comercial. Os tubetes foram dispostos em estufa automática com sistema de mini-aspersão de irrigação. Após 120 dias, foram analisadas as variáveis percentual de enraizamento e de estacas com calos, número de brotações primárias e de estacas com raízes. O revestimento prévio dos ramos com papel alumínio foi o que possibilitou maior rizogênese e número de raízes em relação às demais técnicas. Quanto ao tempo de condicionamento verificou-se comportamento linear crescente quanto à porcentagem de enraizamento. Porém, a maior média obtida aos 100 dias não superou valores de um por cento de enraizamento, demonstrando-se que tais tempos de preparo prévio foram insuficientes para proporcionar rizogênese com esta espécie devendo em outros testes aumentar tal período. Para estacas de jamboleiro deve empregar 100 dias de condicionamento com papel alumínio, sem o uso de AIB.

Palavras-chave: Estiolamento. Anelamento. Propagação vegetativa.

ABSTRACT

SILVA, Marciéli. Cutting propagation *Syzygium cumini* - conditioning techniques, season and IBA concentration. 111 f. Dissertation (Masters in Agronomy)– Programa de Pós-Graduação em Agronomia (Área de Concentração: Produção vegetal), Federal University of Technology - Paraná. Pato Branco, 2017.

Abstract: The use of vegetative propagation to possible obtain plants clones, with reduces juvenility and increases uniformity and vigor in production. The objective of this study was to evaluate the girdling and banding associated with the indol-butyric acid concentration and the time branches collected to rooting *Syzygium cumini* cuttings. The experiment was carried out at the UNEPE Viveiro de Produção de Mudas, from the Universidade Tecnológica Federal do Paraná - Câmpus Dois Vizinhos.. Foi utilizado delineamento experimental em blocos casualizados [época de coleta x técnica de condicionamento x concentração de ácido indol-3-butírico (AIB)], com 4 repetições e 20 estacas por parcela. As técnicas de condicionamento testadas foram anelamento, estiolamento preparadas com 40, 60, 80 e 100 dias de antecedência a coleta, bem como, do tratamento controle. The experimental design was randomized block, with factorial 4 x 3 x 3 (collection time x conditioning technique x indol-3-butyric acid (IBA) concentration), with 4 replicates and 20 cuttings per plot. For the conditioning technique, three levels were tested, girdling, banding and control treatment. The girdling and banding were prepared with 40, 60, 80 and 100 days before the cuttings use. The cutte followed a pattern of 12 cm in length and a diameter of approximately 1.0 cm. In all the cutte, two superficial lesions were realized in the basal part, on opposite sides and the apex was cut in bevel. The IBA concentrations tested were 0, 3000 and 6000 mg.L⁻¹. After the IBA aplicacion, the cuttes were packed in tubes containing commercial substrates. The tubes were put in greenhouse. After 120 days, the variables of rooting and cuttings with callus, number of primary shoots and number of cuttings were evaluated. The previous coating of the branches with aluminum foil was what made possible greater rhizogenesis and number of roots in relation to the other techniques. The for the conditioning time, there was an increasing linear behavior regarding the rooting percentage. However, the highest average obtained at 100 days did not exceed values of one percent, demonstrating that such prior preparation times were insufficient to provide rhizogenesis with this species, and in other tests it should be increased to a much longer period. For *Syzygium cumini* cuttings should employ 100 days of conditioning with aluminum foil without the use of IBA.

Keywords: Banding. girdling. Vegetative propagation.

5.1 INTRODUÇÃO

A utilização da propagação vegetativa, além de propiciar a obtenção de plantas idênticas à planta matriz, reduz a juvenilidade e, aumenta a uniformidade e vigor na produção, sendo o principal método para obtenção de mudas visando à formação de pomares comerciais (TOSTA et al., 2012).

A estaquia é outra técnica de propagação muito utilizada nas fruteiras, apresentando resultados satisfatórios para algumas como pessegueiro (DUTRA et al., 1999), figueira (CHALFUN et al., 2002), pereira (MURATA et al., 2002), aceroleira

(GONTIJO et al., 2003), videira (BORDIN, et al., 2005), mirtilheiro (TREVISAN et al., 2008) e romãzeiro (BATISTA 2012). Porém, com Myrtaceae os resultados não são muito satisfatórios, devendo-se testar com jamboleiro.

O processo de formação de raízes em estacas é influenciado por diversos fatores, que podem atuar isoladamente ou em conjunto, destacando-se as condições fisiológicas da planta matriz (quantidade de carboidratos, aminoácidos, auxinas, exsudação de compostos fenólicos, entre outros), a época e posição de coleta da estaca, diâmetro da mesma, juvenilidade do material, consistência do tecido, presença de gemas e folhas, idade da planta matriz e os fatores ambientais, como disponibilidade de água, temperatura, luminosidade e substrato (HARTMANN et al., 2011).

É mais frequente nos estudos com propagação por estacas a aplicação exógena de reguladores de crescimento como as auxinas, principalmente envolvendo o ácido indol-butírico (DE CAMPOS PEREIRA et al., 2017). Todavia, mesmo com o uso exógeno, nem sempre se consegue a rizogênese satisfatória.

Lima et al. (2007) pesquisando o enraizamento de estacas de jamboleiro verificou que os melhores índices foram obtidos utilizando o substrato composto de areia de granulométrica média (55%), em comparação com vermiculita e substrato orgânico comercial Plantmax HT®. Contudo, essa porcentagem ainda pode ser melhorada, aliando-se técnicas, como o prévio anelamento, estiolamento, arqueamento, além do aquecimento do substrato (FACHINELLO et al., 2005).

O anelamento dos ramos é realizado com objetivo de seccionar os vasos do floema, situados no córtex do ramo, impedindo a translocação descendente de carboidratos, fitormônios, como auxinas e co-fatores benéficos ao enraizamento, como o ácido isoclorogênico e terpenóides oxigenados (HARTMANN; KESTER, 1997). O estiolamento (crescimento na ausência de luz) dos ramos aumenta a concentração interna de auxinas, diminui a lignificação dos tecidos e o conteúdo de co-fatores negativos do enraizamento, especialmente AIA-oxidase, e, aumenta o acúmulo de amido na região estiolada e diminui (BASSUK; MAYNARD, 1987; HARTMANN; KESTER, 1997), o que proporciona condições mais favoráveis a propagação quando utilizados propágulos oriundos do prévio manejo.

Essa técnica é conhecida há muito tempo como sendo eficaz para aumentar

a formação de raízes adventícias em tecidos de ramos. Figueiredo (1993), trabalhando com goiabeira serrana (*Acca sellowiana* Berg), concluiu que o estiolamento parcial dos ramos aumentou o surgimento de estacas enraizadas. O mesmo ocorreu com Castro e Kersten (1996), quando utilizaram estacas de laranjeira “Valência” e mantiveram os ramos estiolados por 60 dias, pois obtiveram 26,6% de enraizamento e para aquelas não estioladas de 0,92% apenas.

Quando utilizados conjuntamente, o prévio anelamento da casca de ramos estiolados de abacateiro, para propagação da seleção Viamão por estaquia, aumentaram a sobrevivência e o crescimento de mudas (PETRY et al., 2012).

Estes manejos poderiam ser testados com o jamboleiro, fruteira de difícil rizogênese adventícia.

Assim, o objetivo do presente trabalho foi avaliar o tempo de preparo prévio e uso das técnicas do anelamento e estiolamento, associadas a aplicação exógena de ácido indol-butírico no enraizamento de estacas de jamboleiro.

5.2 MATERIAL E MÉTODOS

O experimento foi realizado na Unidade de Ensino e Pesquisa Viveiro de Produção de Mudas, da Universidade Tecnológica Federal do Paraná - Câmpus Dois Vizinhos.

As estacas foram adquiridas de jamboleiro (*S. cumini*) com aproximadamente 5 anos de idade, em idade ontogênica de juvenilidade, oriundas de propriedade rural próxima à UTFPR – Câmpus Dois Vizinhos.

Os ramos das plantas foram condicionados previamente ao preparo da estaquia por meio do anelamento, estiolamento e uma parte sem aplicação destas técnicas.

O anelamento procedeu-se com a retirada da casca, na largura de 3 cm, até atingir a região cambial (Figura 19A). O estiolamento foi preparado por meio do revestimento dos ramos com o uso de papel alumínio (Figura 19B). Estas técnicas descritas (anelamento e estiolamento) foram preparadas com 40, 60, 80 e 100 dias de antecedência da coleta das estacas. O primeiro preparo foi realizado em 13 de agosto de 2017.



Figura 19 - (A) Anelamento na largura de 3 cm realizado como condicionamento em jamboleiro; (B) estiolamento preparado por meio do revestimento dos ramos de jamboleiro com o uso de papel alumínio, UTFPR – Dois Vizinhos, 2017.

Decorrido tais períodos, os ramos foram retirados das plantas e colocados em baldes com água, evitando-se a desidratação e oxidação dos mesmos. Posteriormente, a realização de cada coleta, o material vegetal foi conduzido até o Viveiro de Produção de Mudas da UTFPR - Câmpus Dois Vizinhos.

Foi utilizado o delineamento experimental em blocos completamente casualizados, em esquema fatorial $4 \times 3 \times 3$ [tempo de condicionamento x técnica de condicionamento x concentração de ácido indol-3-butírico (AIB)], com 4 repetições, considerando-se o uso de 20 estacas por parcela.

As estacas seguiram padrão de 12 cm de comprimento e diâmetro de aproximadamente 1,0 cm. Em todas as estacas coletadas foram realizadas duas lesões superficiais na parte basal, em lados opostos, retirando-se porção da casca com cerca de 0,5 cm de largura por 2,5 cm de extensão, tendo o ápice cortado em bisel. As concentrações de AIB testadas foram de 0, 3000 e 6000 mg.L^{-1} .

Para o preparo da solução de AIB, o mesmo foi dissolvido em álcool etílico absoluto, sendo posteriormente diluído em água destilada até a concentração desejada.

As aplicações destas soluções de AIB foram por imersão rápida (10 segundos) na base das estacas (3 cm). Em seguida, as estacas foram acondicionadas verticalmente até 1/3 de seu comprimento em tubetes (12 x 1,4 cm) devidamente identificadas, contendo substrato comercial.

Os tubetes foram dispostos em casa de vegetação climatizada, com

umidade relativa superior a 85% e temperatura média de 25°C, com oito turnos de rega por micro-aspersão automática, com funcionamento de 30 minutos a cada 3 horas.

Após 120 dias da implantação do experimento, foram analisadas as variáveis, percentual de enraizamento e de estacas com calos, número e comprimento de brotações primárias, número e comprimento de raízes.

As estacas no momento das avaliações foram retiradas dos tubetes cuidadosamente, para evitar o rompimento das raízes e lavadas sucessivamente em água corrente para retirada do substrato. Após retirado o excesso de umidade, procederam-se com as avaliações descritas anteriormente.

No comprimento médio das três maiores raízes (cm), computaram-se apenas as primárias, ou seja, aquelas originadas diretamente da estaca. Foram considerados como estacas enraizadas, aquelas que tiverem uma ou mais raízes.

A porcentagem de calejamento foi obtida a partir da contagem do número total de estacas com calos em cada época. A determinação da porcentagem de enraizamento foi feita a partir da contagem do total de estacas enraizadas em cada época. As brotações emitidas pela estaca eram contadas e seu comprimento mensurado com auxílio de régua milimetrada.

Os dados das variáveis avaliadas foram previamente submetidos ao teste de normalidade de Lilliefors, verificando-se a necessidade de transformação das variáveis porcentagem de enraizamento e calogênese, número de raízes e brotações e, comprimento das raízes. Dessa forma, utilizou-se $\arcseno\sqrt{x} + 1$ para porcentagem de enraizamento e calogênese e, $\sqrt{x} + 1$ para número de raízes, média do comprimento de raízes, número de brotações e número de estacas mortas.

As médias transformadas ou não foram submetidas à análise de variância e ao teste de Duncan ($\alpha = 0,05$) para o fator qualitativo e de regressão para os fatores quantitativos ($p \leq 0,05$), com uso do programa Sanest®.

5.3 RESULTADOS E DISCUSSÃO

As análises de variância para porcentagem de enraizamento e número de raízes apresentaram-se significativos com os fatores técnica de condicionamento e

tempo de condicionamento (APÊNDICE 9), não ocorrendo o mesmo nas interações entre os fatores, bem como, no fator concentração de AIB para estas variáveis.

A mesma falta de significância também ocorreu com análise do comprimento das raízes nos fatores quando analisados isoladamente ou em interação. Por outro lado, o número de brotações mostrou interação significativa entre técnica de condicionamento x tempo de condicionamento e para o tempo de condicionamento x concentração de AIB (APÊNDICE 9).

O comprimento das brotações primárias foi significativo para tempo de condicionamento x concentração de AIB e para o tempo x técnica de condicionamento. Para o número de calos foi significativo à interação tripla dos fatores, tempo de condicionamento x concentrações de AIB x técnica de condicionamento. Os dados referentes ao número de estacas mortas foram significativos estatisticamente para o tipo de condicionamento e para a interação dupla entre tempo de condicionamento x concentração de AIB (APÊNDICE 9).

O estiolamento com revestimento prévio dos ramos com papel alumínio foi o que possibilitou maior rizogênese e número de raízes (Tabela 4, Figura 20) em relação às demais técnicas.

Todavia, mesmo obtendo-se superioridade com o estiolamento pelo uso do papel alumínio (Figura 20), as médias ficaram muito abaixo do desejado, pois não foi possível obter valor superior a 1% de enraizamento.

Isso demonstra o fato de que o jamboleiro é fruteira de difícil rizogênese, mesmo tentando-se estimular esse processo por meio do preparo prévio da estaca a mesma não respondeu. Resultado semelhante já havia também ocorrido com Cassol (2013) testando estes manejos (anelamento e estiolamento) com a jabuticabeira, espécie da mesma família do jamboleiro e considerada de difícil rizogênese.

Tabela 4 - Porcentagem de enraizamento e número de raízes de acordo com o condicionamento utilizado em estacas de jamboleiro (*S. cumini*), UTFPR – Dois Vizinhos, 2017.

Condicionamento	Enraizamento (%)	Número de raízes
Sem manejo	0,07 b*	0,01 b
Estiolamento	0,47 a	0,1 a
Anelamento	0,02 b	0,0 b
CV (%)	265,00	48,33

*Médias seguidas por letras distintas, minúsculas na coluna, diferem entre si a 5 %, pelo teste de Duncan.



Figura 20 - Enraizamento de estacas de jamboleiro (*S. cumini*) condicionadas previamente com estiolamento (papel alumínio), UTFPR – Dois Vizinhos, 2017.

Os resultados obtidos no presente trabalho podem estar relacionados com a época de realização do processo, que foi em agosto. Este situa-se na estação do inverno, tendo temperaturas que não estimulam as atividades metabólicas da planta para diferenciação e divisão celular.

Segundo Hartmann e Kester (2002), a temperatura do ar ao redor das plantas matrizes durante o crescimento dos ramos, bem como, a temperatura do substrato de enraizamento, exercem influência na formação de raízes adventícias.

Além disso, testaram-se tais técnicas com estacas lenhosas, o que pode para o jamboleiro não ser a mais adequada. Para Dutra et al. (2002), a época de coleta das estacas está diretamente relacionada à sua consistência, sendo que, naquelas coletadas no período de crescimento vegetativo intenso apresentam-se mais herbáceas e, de modo geral, com maior capacidade de enraizamento.

Quanto ao tempo de condicionamento verificou-se comportamento linear crescente quanto à porcentagem de enraizamento. Porém, a maior média obtida aos 100 dias não superou valores de 1%, demonstrando que os tempos de preparo prévio foram insuficientes para proporcionar rizogênese com esta espécie (Figura 21), devendo em outros testes aumentar esse período.

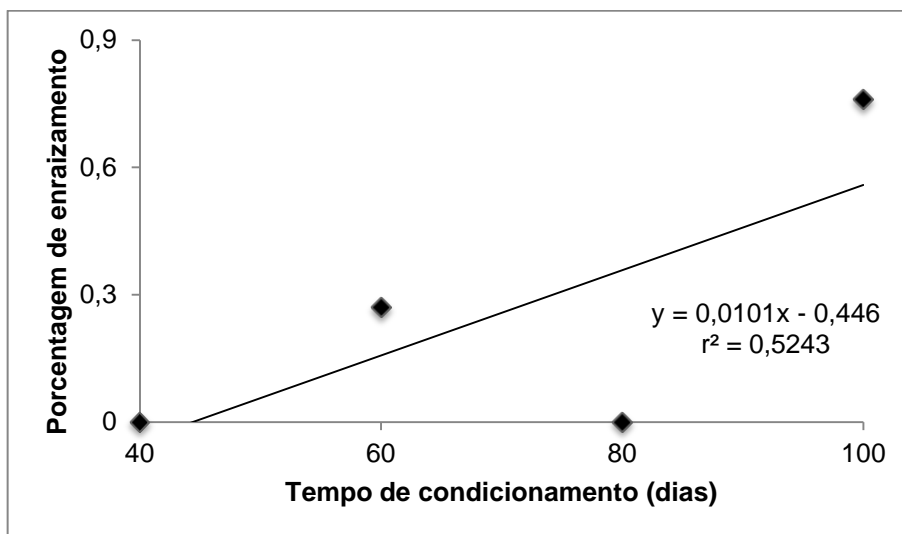


Figura 21 - Porcentagem de enraizamento de estacas de jamboleiro de acordo com o prévio tempo de condicionamento, UTFPR – Dois Vizinhos, 2017.

O mesmo comportamento linear crescente foi obtido para o número de raízes de acordo com o tempo de condicionamento, cujos valores obtidos com o maior período não superaram valores de uma raiz por estaca (Figura 22).

Segundo Osterc et al. (2009), o número de raízes adventícias depende da característica fisiológica da estaca, sendo quanto mais juvenil, maiores as possibilidades de haver incremento nestes valores. Com isso, reforça-se a ideia de que estacas lenhosas talvez não sejam as mais adequadas para o jamboleiro, devendo-se testar as herbáceas.

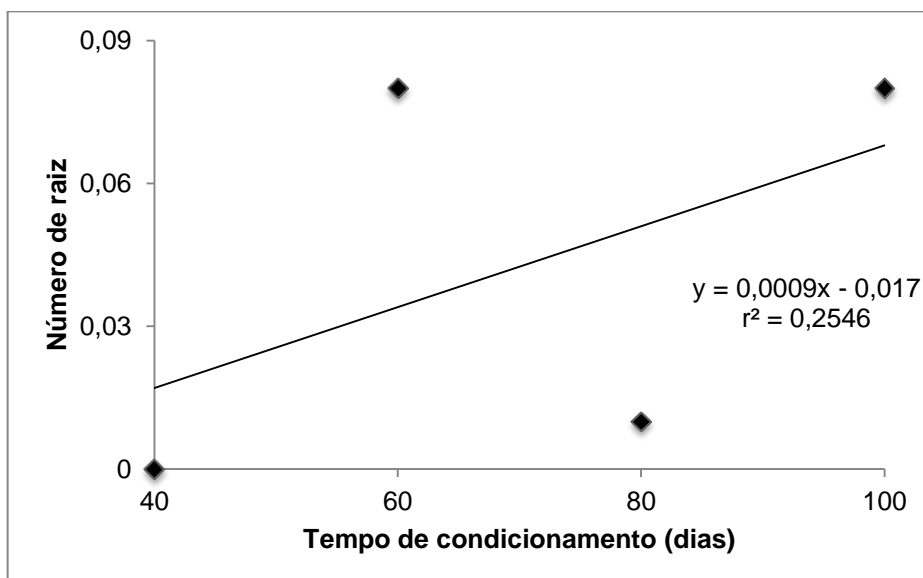


Figura 22 - Número de raízes por estaca de jamboleiro, de acordo com o tempo de condicionamento, UTFPR – Dois Vizinhos, 2017.

Quanto ao número de brotações por estaca observou-se que com a ausência do uso da técnica de condicionamento está não proporcionou brotação nas mesmas, independente do tempo de coleta. O mesmo ocorreu também utilizando-se o papel alumínio e o anelamento anterior a coleta dos ramos em 40, 60 e 80 dias. Por outro lado, houve superioridade com papel alumínio e com o anelamento aos 100 dias. Neste mesmo período, comparando-se as técnicas adotadas, o tratamento prévio com papel alumínio demonstrou o maior valor de brotação por estaca em comparação ao anelamento e sem uso de qualquer técnica (Tabela 5).

Apesar de apresentar valor de brotação ainda baixo, este resultado, demonstra que aumentando-se o período de condicionamento da estaca para rizogênese pode ser vantajoso, pois assim, acredita-se que haja tempo para acumular maior quantidade de reservas e auxinas endógenas favoráveis para o processo.

O número de brotações por estaca foi influenciado pela concentração de AIB x tempo de condicionamento, não havendo diferenças entre as médias de cada tempo com uso de 3000 e 6000 mg.L⁻¹ de AIB. O mesmo ocorreu aos 40, 60 e 80 dias comparando-se as três concentrações de AIB. Por outro lado, aos 100 dias, a maior média de brotação foi obtida com aplicação da concentração de 0 mg.L⁻¹ de AIB em comparação ao uso das demais.

Tabela 5 - Número de brotação de estacas de jamboleiro segundo tempo x técnica de condicionamento, UTFPR – Dois Vizinhos, 2017.

Tempo (dias)	Sem manejo	Estiolamento	Anelamento
40	0,00 A a*	0,00 B a	0,00 B a
60	0,00 A a	0,00 B a	0,00 B a
80	0,00 A a	0,00 B a	0,00 B a
100	0,00 A c	0,12 A b	0,31 A a
CV (%)	29,18		

*Médias seguidas por letras distintas, maiúscula na coluna, e minúscula na linha, diferem entre si a 5 %, pelo teste de Duncan.

Dentro de 0 mg.L⁻¹ de AIB, com 100 dias de preparo houve a obtenção de maior número de brotações em relação aos outros períodos. Os valores obtidos de brotação por estaca foram ainda muito baixos (Tabelas 5 e 6 e, Figura 23). Todavia, a emissão de brotos nas estacas só é desejável após a rizogênese, uma vez que compete pelos mesmos assimilados usados na diferenciação celular e obtenção de

rizogênese, o que assim interfere negativamente no processo de formação de raízes.

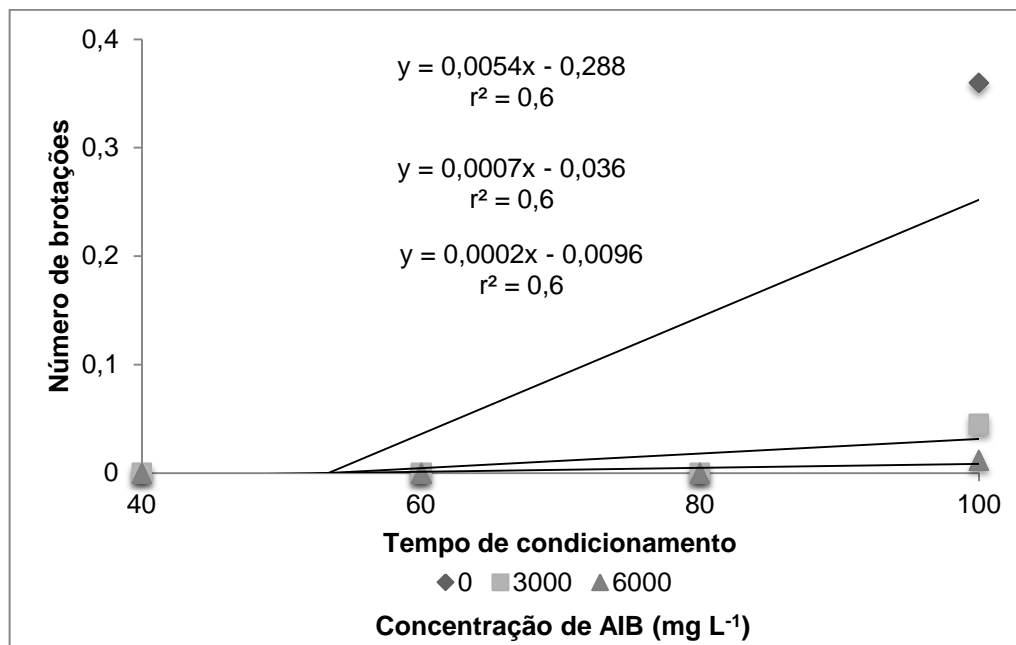


Figura 23 - Número de brotação de estacas de jamboleiro (*S. cumini*) de acordo com o tempo de condicionamento x concentração de AIB, UTFPR – Dois Vizinhos, 2017.

Tabela 6 - Tamanho de brotações de estacas de jamboleiro (*S. cumini*) de acordo com o tempo de condicionamento x concentração de AIB x técnica de condicionamento, UTFPR – Dois Vizinhos, 2017.

Tempo de Condicionamento (dias)	Condicionamento								
	Sem manejo			Estiolamento			Anelamento		
	AIB (mg L ⁻¹)								
	0	3000	6000	0	3000	6000	0	3000	6000
40	0,00 Aa(a)	0,00 Aa(a)	0,00 Aa(a)	0,00 Ba(a)	0,00 Aa(a)	0,00 Aa(a)	0,00 Aa(a)	0,00 Aa(a)	0,00 Aa(a)
60	0,00 Aa(a)	0,00 Aa(a)	0,00 Aa(a)	0,00 Ba(a)	0,00 Aa(a)	0,00 Aa(a)	0,00 Aa(a)	0,00 Aa(a)	0,00 Aa(a)
80	0,00 Aa(a)	0,00 Aa(a)	0,00 Aa(a)	0,00 Ba(a)	0,00 Aa(a)	0,00 Aa(a)	0,00 Aa(a)	0,00 Aa(a)	0,00 Aa(a)
100	0,00 Ab(b)	0,00 Ab(b)	0,00 Ab(b)	0,50 Aa(a)	0,00 Ab(b)	0,00 Ab(b)	0,04 Ab(b)	0,04 Ab(b)	0,00 Ab(b)
CV(%)	21,19								

*Médias seguidas pela mesma letra maiúscula na coluna [tempo de condicionamento (concentração de AIB x tipo de condicionamento)], minúsculas na linha [concentração de AIB (tempo de condicionamento x tipo de condicionamento)] e maiúsculas entre parêntesis [tipo de condicionamento (tempo de condicionamento x concentração de AIB)] não diferem entre si, pelo teste de Duncan ($\alpha = 0,05$).

**CV (Coeficiente de variação).

A presença de folhas surgidas em grande número sem a presença de raízes pode ser prejudicial, uma vez que elas funcionam como bombas aspirantes de água, devendo-se para isso primeiramente perder-se água para o ambiente para gerar a pressão necessária para sua absorção e, sem a raiz essa reposição fica comprometida (HARTMANN; KESTER, 2002).

Além disso, as folhas quando emitidas demasiadamente nas estacas podem necessitar de maiores reservas, reduzindo a relação C/N, o que conseqüentemente prejudica a rizogênese adventícia (CASSOL, 2013).

A porcentagem de calos foi significativa com 100 dias de condicionamento, mas pode ser considerada baixa. Todavia, sua presença pode ser indício da ocorrência da diferenciação celular, mesmo processo responsável pela rizogênese (ONO et al., 2012).

O número de estacas mortas teve o menor valor quando as mesmas foram estioladas previamente com revestimento de papel alumínio (Tabela 8). Acredita-se que tal técnica pode ter proporcionado maior concentração de auxinas endógenas favorecendo tal processo.

Tabela 7 – Número de estacas mortas de jamboleiro (*S. cumini*) de acordo com o tipo de condicionamento UTFPR – Dois Vizinhos, 2017.

Tipo de condicionamento	Médias
Sem manejo	19,81 ab*
Estiolamento	19,55 b
Anelamento	19,89 a
CV(%)	1,74

*Médias seguidas por letras distintas, minúscula na coluna, e minúscula na linha, diferem entre si a 5 %, pelo teste de Duncan.

Quanto ao uso do AIB, o comportamento de cada concentração mostrou-se quadrática para 0 mg.L⁻¹ de AIB, diminuindo-se o número de estacas mortas em função do tempo de condicionamento, cúbica para 3000 mg.L⁻¹ de AIB tendo elevado número de estacas mortas com 40 e 80 dias, sendo que este diminuiu aos 60 e 100 dias. Apesar desta diferença, houve alto o índice de mortalidade das estacas neste trabalho. Já a concentração de 6000 mg.L⁻¹ de AIB teve comportamento linear, cujos valores foram altos e constantes de estacas mortas (Figura 24).

Todavia, os valores até então avaliados não possibilitaram mortalidade acima de 20%. Isso demonstra que apesar da espécie apresentar processo de estímulo a rizogênese muito lento, o que gerou no presente trabalho médias muito baixas, as estacas mesmo não enraizadas, mantêm-se vivas, o que pode demonstrar que com o uso da técnica certa poder-se-á propaga-la vegetativamente.

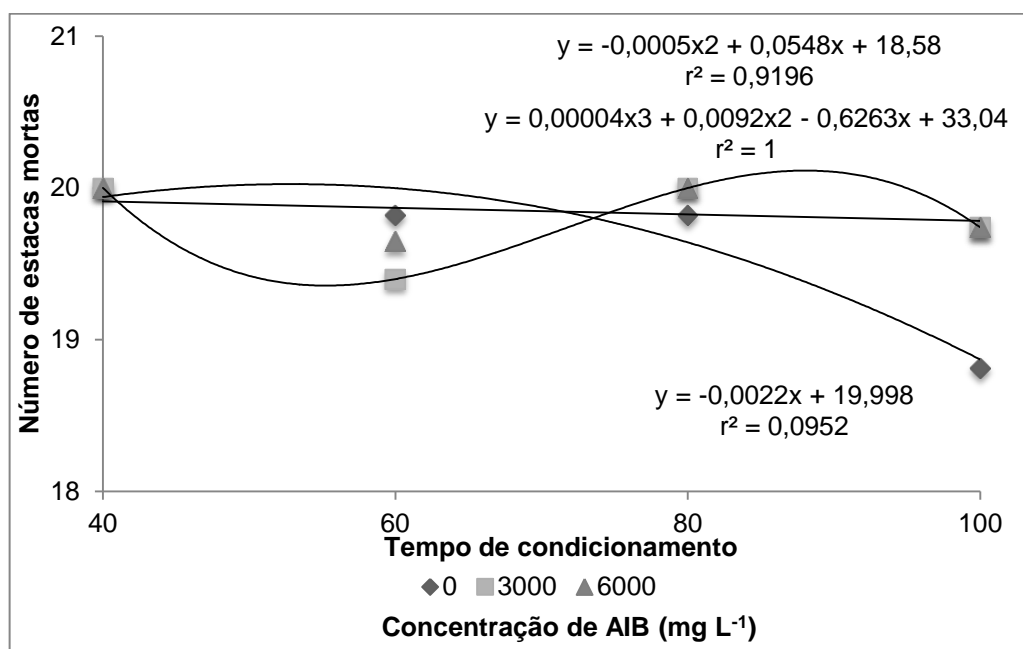


Figura 24 - Número de estacas mortas de jamboleiro (*S. cumini*) segundo tempo de condicionamento x concentração de AIB. UTFPR – Dois Vizinhos, 2017.

5.4 CONCLUSÕES

O emprego do condicionamento de 100 dias com papel alumínio, sem o uso de AIB foram os que mostraram maiores resultados de rizogênese. Porém, tais valores ainda foram muito abaixo do desejável, devendo-se testar outros fatores.

6 ÉPOCA, EMBALAGEM E CONCENTRAÇÃO DE AIB NA PROPAGAÇÃO VEGETATIVA DE JAMBOLEIRO POR ALPORQUIA

RESUMO

SILVA, Marciéli. Época, embalagem e concentração de AIB na propagação vegetativa de jamboleiro por alporquia. 111 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) – Programa de Pós-Graduação em Agronomia (Área de Concentração: Produção vegetal), Universidade Tecnológica Federal do Paraná. Pato Branco, 2017.

Resumo: O objetivo deste trabalho foi avaliar o uso do algodão, época de realização dos alporques, concentração de auxina e tipo de embalagem para propagação de jamboleiro (*S. cumini*) por alporquia. O trabalho foi realizado com plantas de jamboleiro, de oito anos, sem ter entrado em produção, provenientes de propriedade rural no Município de Dois Vizinhos. O delineamento experimental adotado foi em blocos ao acaso, em esquema fatorial 4 x 3 x 3 x 2 (época do ano x concentração de AIB x tipo de revestimento x presença ou ausência de algodão), com três repetições utilizando-se cinco unidades experimentais. O experimento foi instalado em quatro épocas, verão, primavera, outono e inverno de 2016. As concentrações de ácido indol-3-butírico (AIB), utilizadas foram de 0, 2.000 e 4.000 mg.L⁻¹, aplicado na região cambial após o anelamento. Em cada tratamento, foram aplicadas quatro gotas (0,2 mL) de AIB por alporque. Nos tratamentos com algodão oito gotas foram acrescentadas no algodão e após o mesmo foi inserido na região cambial. Com a aplicação de AIB, foram adicionados os materiais de revestimento, sendo de plástico transparente, de plástico transparente revestido por papel alumínio e de plástico preto, cujas extremidades foram amarradas com arame galvanizado e preenchidos com substrato comercial Plantmax®. Aos 180 dias após a implantação do experimento, em cada época de sua realização, foram avaliados a porcentagem de calos nos ramos alporcados, o número e comprimento médio das três maiores raízes (cm) e a porcentagem de enraizamento. Foram considerados como ramos enraizados, aqueles que tiverem uma ou mais raízes. Verificou-se que a estação do ano interferiu significativamente no enraizamento dos alporques de jamboleiro, com as maiores médias no outono e inverno (33,22%; 31,34%, respectivamente). Para o jamboleiro, apesar da média de alporques enraizados não terem superado os 30%, tal uso se faz necessário, tornando-se importante a realização de testes envolvendo outros fatores. A alporquia em jamboleiro deve ser realizada aplicando-se 4000 mgL⁻¹ com auxílio do algodão, utilizando papel alumínio como revestimento nas estações do outono e inverno.

Palavras-chave: Ácido indol-butírico. Enraizamento. *Syzygium cumini*

ABSTRACT

SILVA, Marciéli. Vegetative propagation of jamboleiro by air layering. 111 f. Dissertation (Masters in Agronomy)– Programa de Pós-Graduação em Agronomia (Área de Concentração: Produção vegetal), Federal University of Technology - Paraná. Pato Branco, 2017.

Abstract: The objective of this work was to evaluate the use of cotton, season, auxin concentration and type of packaging for *Syzygium cumini* propagation by air layering technique. The work used *Syzygium cumini* trees without to produce still fruits, obtain of rural property at Dois Vizinhos city. The experimental design was a randomized block, with a factorial scheme 4 x 3 x 3 x 2 (season x IBA concentration x coating type x presence or absence of cotton), with three replicates of five experimental units. The concentrations of indole-3-butyric acid (IBA), 99% of purity used were 0, 2.000 and 4.000 mg.L⁻¹. The season were summer, spring, autumn and winter of 2016. The cottons were used to application of IBA according each concentration. or it use pasteur pipettes in each treatment, with application four drops (0.2 mL) of diluted IBA solution After IBA application, the coating materials were added, it being transparent plastic, transparent plastic coated with aluminum paper and black plastic, where in the two far end used galvanized wire, with commercial Plantmax® substrate. Monthly, the air layer were moistened with 60 mL of water, using a plastic syringe with needle. After 180 days the callus percentage, the number and average length of the three largest roots (cm) and the percentage of rooting were evaluated. The use of air layering to *S. cumini* must be realized applying 4000 mgL⁻¹ IBA, with the aid of the cotton and transparent plastic coated with aluminum, during autumn and winter.

Keywords: Indole-butyric acid. Rooting. *Syzygium cumini*.

6.1 INTRODUÇÃO

A alporquia é um dos métodos de propagação mais antigos (BROWSE, 1979; HARTMANN; KESTER, 1990; CASTRO; SILVEIRA, 2003), que apresenta bons resultados em plantas de difícil enraizamento (BRITO et al., 2014), uma vez que a muda é produzida na própria planta matriz. Com isso, o desenvolvimento das raízes é se dá pelo anelamento do ramo, impedindo que os carboidratos, hormônios e outras substâncias produzidas pelas folhas e gemas, indispensáveis para rizogênese, sejam translocadas para outras partes da planta. Ainda, o xilema não é afetado, fornecendo água e elementos minerais ao ramo (HARTMANN et al., 2002).

Além disso, têm como vantagens em relação a estaquia, a não necessidade de utilização de equipamentos e estrutura especializados, o que reduz os custos da produção de novas plantas e não exige muitos cuidados, além da manutenção da umidade do substrato (LUCCHESI, 1993; BRITO et al., 2014). O uso desta pode ser empregado no resgate de matrizes visando à produção de plantas fornecedoras de explantes que possam ser utilizados em processos de propagação clonal envolvidos, como mini-estaquia e micro-estaquia (MANTOVANI et al., 2007).

A propagação por alporquia tem sido utilizada em espécies como a lichieira (*Litchi chinensis*) e cajueiro (*Anacardium occidentale*) (SMARSI et al., 2008; ALMEIDA et al., 2004), umbuzeiro (*Spondias tuberosa*) e gravioleira (*Annona muricata*) (LEDERMAN et al., 1991), falsa siringueira (*Ficus elástica*) (HARTMANN et al., 1997), uveira (*Vitis* sp.) (PACHECO et al., 1998) e pessegueiro (*Prunus persica* L.) (CASTRO; SILVEIRA, 2003), ginkgo (*Ginkgo biloba* L.) (BITENCOURT et al., 2007), *Hibiscus* (PIZZATTO et al., 2011), jaboticabeira (*Plinia cauliflora*) (DANNER et al., 2006), urucunzeiro (*Bixa orellana*) (MANTOVANI et al., 2007; MANTOVANI et al., 2010).

Para o jamboleiro (*S. cumini*), Hossel et al. (2017) obtiveram rizogênese abaixo dos 70%, valor que poderia ser considerado como parâmetro de sucesso para alporquia, já que a técnica exige maior tempo para executá-la e o rendimento de muda por ramo é menor em comparação a estaquia.

Com isso, a eficiência do enraizamento pode ser melhorada com aplicação de indutores de enraizamento, como as auxinas, neste caso, mais específico o ácido indol-butírico, no qual acelera o processo de rizogênese (WAGNER JUNIOR et al., 2005; CAMPOS, 2010; FARIAS JUNIOR, 2011). Normalmente, a aplicação deste regulador é realizado em gotas aplicadas sobre a região cambial, mas poder-se-ia utilizar materiais como o algodão, visando manter o fitorregulador disponível por mais tempo, conforme realizado por Sasso et al. (2010) com a jaboticabeira.

Além disso, é desejável que a temperatura do substrato que reveste a região em que ocorrerá a diferenciação celular e posterior formação de raízes adventícias seja maior em comparação ao meio externo, pois desta forma acelera-se a atividade metabólica favorecendo o processo (HÖSSEL et al., 2011).

Neste sentido, poder-se-ia também testar diferentes materiais para envolver o alporque, como plástico preto e o alumínio, que podem permitir a conservação de calor no local onde ocorre a formação de raízes adventícias, conforme descrito por CASSOL (2013).

Têm-se também a época em que a alporquia é realizada, já que esta pode influenciar no enraizamento pelo fato da planta apresentar diferente comportamento metabólico, relação C/N, ou seja, estar relacionado diretamente com a condição fisiológica da planta-matriz e com suas fases de desenvolvimento, interferindo assim

na produção de substâncias promotoras de crescimento. O período mais apropriado para a execução da alporquia é a partir da primavera até o final do verão, quando as funções metabólicas da planta se encontram em plena atividade, fazendo com que haja grande síntese e armazenamento de carboidratos, importantes na formação de raízes (HARTMANN et al., 2011), desde que não coincida com épocas de floração e frutificação da planta, por interferir na relação C/N e na presença de antagonistas ao enraizamento.

Assim, o objetivo deste trabalho foi avaliar o efeito do uso do algodão, época de realização dos alporques, diferentes concentrações de AIB e tipo de embalagem para propagação de jamboleiro (*S. cumini*) por alporquia.

6.2 MATERIAL E MÉTODOS

O trabalho foi realizado com plantas de jamboleiro [*S. cumini* (L.) Skeels], provenientes de propriedade rural no Município de Dois Vizinhos. Foram utilizadas plantas juvenis, com idade aproximada de oito anos.

O delineamento experimental adotado foi em blocos ao acaso, em esquema fatorial 4 x 3 x 3 x 2 (época do ano x concentração de AIB x tipo de revestimento x presença ou ausência de algodão), com três repetições, utilizando-se cinco alporques por unidade experimental.

Para a confecção dos alporques, foi realizado anelamento nos ramos com cerca de 2,0 cm de largura em média, retirando-se toda casca até atingir a região do câmbio, com auxílio do canivete de enxertia (Figura 25).



Figura 25 - Procedimento de anelamento e início do revestimento com algodão realizado em plantas de jamboleiro (*S. cumini*) para realização da alporquia, UTFPR – Câmpus Dois Vizinhos, 2017.

Procedeu-se a realização dos alporques em quatro épocas do ano, sendo estas verão (18 de dezembro), primavera (12 de setembro), outono (21 de março) e inverno (08 de julho) de 2017.

As concentrações de ácido indol-3-butírico (AIB) com 99% de pureza utilizadas foram de 0, 2.000 e 4.000 mg.L⁻¹, aplicado na região cambial após o anelamento. A forma de aplicação do AIB, de acordo com cada concentração, foi pelo contato do algodão revestido na região anelada, após este ser embebido em cada solução ou por quatro gotas aspergidas, duas por extremidade de cada anel retirado, na região cambial, com pipetas de Pasteur, equivando a 0,2 mL.

Após a aplicação de AIB, foram adicionados os materiais de revestimento, sendo estes com plástico transparente (30×44cm), plástico transparente revestido por papel alumínio (30×40cm) e plástico preto (20×15cm) (Figura 26).

As extremidades de cada revestimento foram amarradas com arame galvanizado e preenchidos com substrato comercial MecPlant® umedecido em água, até se conseguir formato esférico com dez a doze centímetros de diâmetro de alporque. O papel alumínio foi utilizado com a face opaca para fora e a brilhante para dentro. Mensalmente, os alporques foram umedecidos com 60 mL de água, utilizando-se seringa plástica com agulha.

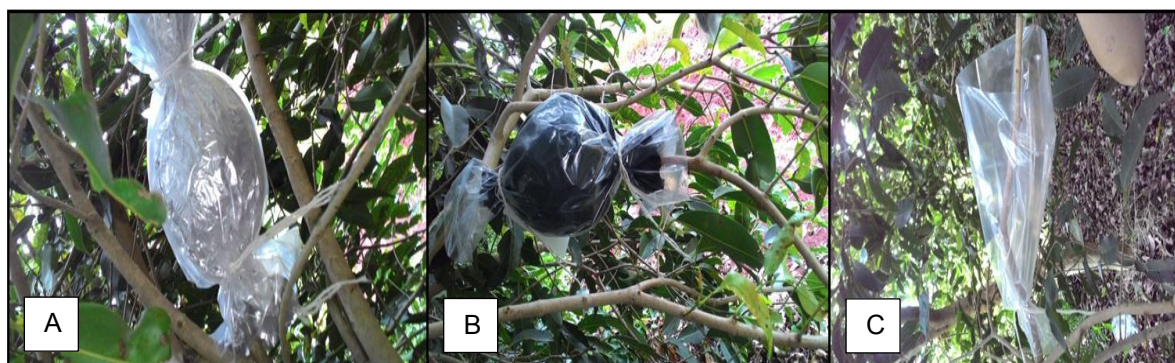


Figura 26 - Tipos de revestimento utilizados em alporques de jamboleiro (*S. cumini*), (A) Revestimento com papel alumínio; (B) Revestimento com plástico preto; (C) Revestimento com plástico transparente, UTFPR – Câmpus Dois Vizinhos, 2017.

Aos 180 dias após a implantação do experimento, em cada época de sua realização, eles foram separados das plantas-matrizes com corte executado a cerca de 10 cm abaixo do local do alporque.

O substrato foi cuidadosamente removido em água corrente, para limpeza

das raízes, das quais foram secas superficialmente e, em seguida, realizado as avaliações de porcentagem de calos nos ramos alporcados, a porcentagem de enraizamento, o número e comprimento médio das três maiores raízes (cm), computando-se apenas as raízes primárias, ou seja, aquelas originadas diretamente do ramo no qual foi feito o alporque. Foram considerados como ramos enraizados, aqueles que tiverem uma ou mais raízes.

A porcentagem de calejamento foi obtida a partir da contagem do número total de alporques com calos e a porcentagem de enraizamento foi feita a partir da contagem do total de alporques enraizados em cada época.

Os dados foram submetidos ao teste de normalidade de Lilliefors, constatando-se a necessidade da transformação por $\sqrt{x} + 1$ para número de raízes, média do comprimento de raízes e *arcoseno* $\sqrt{x} + 1$ para porcentagem de enraizamento. Os dados transformados foram submetidos à análise de variância e ao teste de Duncan ($\alpha = 0,05$) para os fatores qualitativos e análise de regressão para o fator quantitativo, com auxílio do programa SANEST® (ZONTA; MACHADO, 1984).

6.3 RESULTADOS E DISCUSSÃO

Pelos resultados analisados observou-se para a porcentagem de alporques enraizados que não ocorreu interação significativa entre os fatores avaliados. Todavia, quando analisados separadamente obteve-se influência significativa dos fatores isolados, presença de algodão, da estação do ano e da concentração de AIB nesta variável (APÊNDICE 12).

O número de raízes foi significativo para as interações duplas entre os fatores estação do ano \times presença de algodão; concentração de AIB \times presença de algodão; estação do ano \times concentração de AIB.

O número e comprimento das raízes mostraram efeito significativo para o tipo de revestimento utilizado. Para o tamanho médio de raízes foi significativo estatisticamente quanto aos fatores estação, AIB e revestimento analisados isoladamente. Na porcentagem de calo a interação tripla entre algodão \times estação do ano \times revestimento foi estatisticamente significativa (APÊNDICE 12).

Com a utilização do algodão para aplicação exógena do AIB, esta apresentou média superior, sendo praticamente o dobro em relação aquelas de alporques enraizados com aplicação prévia deste fitoregulador utilizando-se gotas (APÊNDICE 12).

Como o algodão mantém por mais tempo o contato da região cambial com a ação do AIB, acredita-se que isso tenha interferido positivamente para o estímulo e posterior rizogênese.

Danner et al. (2006) ao avaliarem a utilização do algodão sobre a região anelada do alporque, obtiveram maior enraizamento quando se fez uso deste nas espécies de jabuticabeiras testadas, levantando-se também a mesma hipótese de que este propiciou maior contato entre o promotor de enraizamento e câmbio vegetal.

Isso pode ser em partes confirmado, quando comparou-se os resultados de rizogênese de Danner et al. (2006) e Vicari et al. (2002), pois apesar do uso de genótipos distintos, este último aplicou AIB somente em gotas e obteve 6,7% de enraizamento, valor muito abaixo do obtido pelos primeiros autores citados.

Demonstra-se assim que, para o estabelecimento de protocolo visando a propagação de qualquer espécie arbórea, a embebição do AIB em algodão e posterior uso deste revestindo na região anelada é vantajosa sobre o processo (Tabela 9 e Figura 27).

Para o jamboleiro, apesar da média de alporques enraizados ter sido de 21,02% o uso do algodão foi vantajoso. Porém faz-se necessário à realização de testes envolvendo outros fatores que interfiram na rizogênese (Tabela 9).

Tabela 8 - Porcentagem de alporques enraizados de jamboleiro, segundo a presença ou não de algodão embebido em AIB, UTFPR - Dois Vizinhos - PR, 2017.

Algodão	Médias
Com	21,02 A*
Sem	10,28 B
CV(%)	75,35

*Médias seguidas por letras distintas, diferem entre si a 5 %, pelo teste de Duncan.



Figura 27 - Enraizamento de alporques de jambolão (*S. cumini*) (A) com uso do algodão e (B) sem uso do algodão, UTFPR – Câmpus Dois Vizinhos, 2017.

No presente trabalho, verificou-se que a estação do ano interferiu significativamente no enraizamento dos alporques de jamboleiro, com as maiores médias no outono e inverno (33,22%; 31,34%, respectivamente) (Tabela 10).

Tabela 9 - Porcentagem de alporques de jamboleiro enraizados de acordo com a estação do ano, UTFPR - Dois Vizinhos - PR, 2017.

Estação	Médias
Primavera	3,89 B*
Verão	3,89 B
Outono	33,22 A
Inverno	31,34 A
C.V. (%)	75,35

*Médias seguidas por letras distintas, diferem entre si a 5 %, pelo teste de Duncan.

Acredita-se que este resultado tenha relação direta com a presença de maior quantidade de reservas nestas épocas, favorecendo a relação C/N para rizogênese, uma vez que a época de floração do jamboleiro ocorreu nos meses de setembro e outubro (primavera) e de frutificação nos meses de janeiro e fevereiro (verão) (ROSS, 1990; OLIVEIRA; AKISUE, 2000; ALBERTON et al., 2001; DONADIO, 2002; MIGLIATO, 2005), processos estes em que a planta destina grande quantidade de fotoassimilados, além do consumo de auxinas.

DeVier e Geneve (1997) já haviam descrito que à competição direta por carboidratos, entre as flores e a formação de raízes influenciou negativamente o enraizamento de estacas de crisântemo.

Em relação à concentração de ácido indol-butírico utilizada, foi possível

perceber que, para alporquia em jamboleiro quanto maior a dose aumenta-se os valores de enraizamento, já que houve resposta linear crescente (Figura 28).

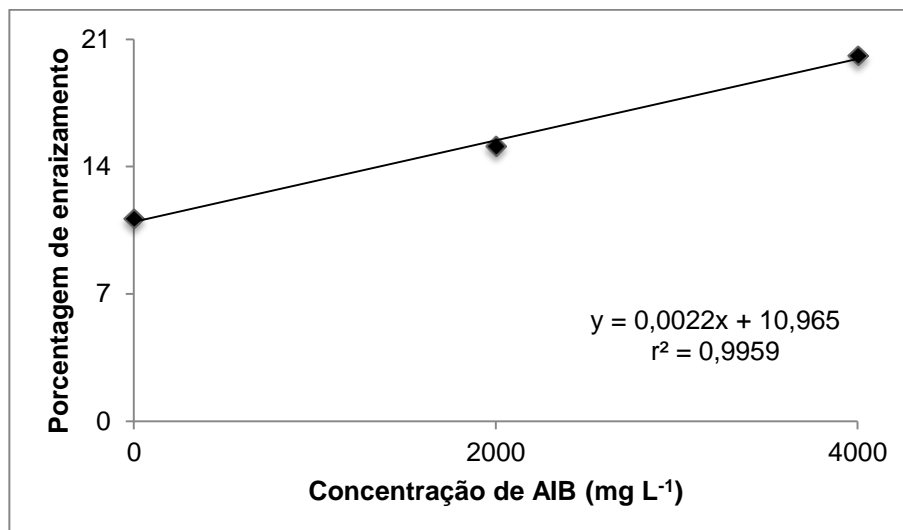


Figura 28 - Porcentagem de alporques enraizados de acordo com a concentração de AIB, UTFPR - Dois Vizinhos - PR, 2017.

Estes resultados estão de acordo com o que foi descrito por Pasqual et al. (2001), sobre a importância da utilização de auxinas para promover a aceleração da formação de raízes e também o aumento da porcentagem de enraizamento.

A formação da raiz adventícia está diretamente ligada à ação das auxinas, pois, estas são encarregadas de estimular a divisão celular e o processo de indução ao enraizamento (LUDWIG-MÜLLER, 2011), sendo muitas vezes dependente da aplicação exógena associada à concentração interna, conforme verificado no presente trabalho com o jamboleiro.

Além da rizogênese, no presente trabalho com o jamboleiro verificou-se efeito do uso de AIB conjuntamente com a época do ano e uso do algodão sobre o número de raízes (Tabela 11).

Com uso do algodão, as maiores médias quanto ao número de raízes por alporque, foram obtidas no outono e inverno e, sem este na primavera, outono e inverno. Na primavera, verão e inverno as médias desta variável não diferiram entre si quanto a forma de aplicação do AIB, não repetindo o mesmo resultado no outono, uma vez que, com o uso do algodão obteve-se maior média (Tabela 11).

A melhor época de coleta do material vegetativo varia de acordo com o perfil de cada espécie. Fatores ambientais pelos quais a planta matriz é submetida

influenciam diretamente a capacidade de enraizamento da mesma, devido a maior ou menor síntese de hormônios como as auxinas (ZUFFELLATO-RIBAS; RODRIGUES, 2001).

Tabela 10 - Número de raízes por alporque de jamboleiro (*S. cumini*), de acordo com a estação do ano e presença ou não de algodão embebido em AIB, UTFPR - Dois Vizinhos - PR, 2017.

Estação	Com algodão	Sem algodão
Primavera	1,71 a B*	1,03 a A
Verão	0,23 a C	0,20 a B
Outono	4,67 a A	1,45 b A
Inverno	2,97 a AB	1,65 a A
C.V. (%)	57,03	

*Médias seguidas por letras distintas, minúsculas na linha e maiúsculas na coluna, dentro do mesmo ciclo, diferem entre si a 5 %, pelo teste de Duncan.

Quando se fez uso ou não de algodão embebido com AIB as maiores médias para o número de raízes foram obtidas com as concentrações de 2000 e 4000 mg.L⁻¹. Já ao avaliar cada concentração deste fitoregulador, verificou-se que com 0 mg.L⁻¹, as médias não diferiram entre si para esta variável, independente do uso ou não do algodão. Com 2000 e 4000 mg.L⁻¹ de AIB, a superioridade foi atingida com o uso destes embebidos no algodão (Tabela 12). Isso reforça o benefício do uso do algodão sobre o processo.

Analisando-se a aplicação do AIB em cada época do ano verificou-se que o maior número de raízes foi conseguido na primavera, outono e inverno com 2000 e 4000 mg.L⁻¹ de AIB. Porém, no verão, as médias segundo cada concentração de AIB não diferiram estatisticamente entre si para essa variável (Tabela 12).

Tabela 11 - Número de raízes por alporque de jamboleiro (*S. cumini*) de acordo com a concentração de AIB e presença ou não de algodão de revestimento, UTFPR - Dois Vizinhos - PR, 2017.

AIB (mg.L ⁻¹)	Com algodão	Sem algodão
0	0,48 a B*	0,45 a B
2000	3,34 a A	1,23 b AB
4000	3,10 a A	1,43 b A
C.V. (%)	57,03	

*Médias seguidas por letras distintas, minúsculas na linha e maiúsculas na coluna, dentro do mesmo ciclo, diferem entre si a 5 %, pelo teste de Duncan.

A mesma semelhança entre as médias foi obtida comparando-se as épocas do ano dentro da concentração 0 mg.L⁻¹ de AIB. Com 2000 mg.L⁻¹ de AIB houve superioridade no outono e inverno e, com 4000 mg.L⁻¹ de AIB na primavera e outono

(Tabela 13).

Tabela 12 - Número de raízes por alporque de jamboleiro (*S. cumini*) de acordo com a estação do ano e concentração de AIB, UTFPR - Dois Vizinhos - PR, 2017.

Estação	0 mg.L ⁻¹	2000 mg.L ⁻¹	4000 mg.L ⁻¹
Primavera	0,49 b A*	1,54 ab B	2,32 a A
Verão	0,12 a A	0,09 a C	0,52 a B
Outono	0,42 b A	4,78 a A	4,66 a A
Inverno	1,02 b A	4,06 a A	2,16 ab B
C.V. (%)	57,03		

*Médias seguidas por letras distintas, minúsculas na linha e maiúsculas na coluna, dentro do mesmo ciclo, diferem entre si a 5 %, pelo teste de Duncan.

Pivetta et al. (2012), estudando o enraizamento de estacas de espiroleira (*Nerium oleander* L.) divergiram dos resultados do presente trabalho, mostrando que no verão a espécie obteve maior enraizamento do que no inverno (80,73 e 48,22%, respectivamente), associando a superioridade no verão por ser período de intenso crescimento vegetativo, facilitando o desenvolvimento de raízes em espécies com dificuldade de enraizamento.

Com isso, percebe-se que, para algumas espécies, o período de coleta das brotações influencia nas porcentagens satisfatórias de enraizamento (HARTMANN et al., 2011). A influência da estação do ano sobre a indução radicial pode ser causada devido às reservas de nutrientes nos tecidos cambiais e da atividade cambial, como também na distribuição de auxinas endógenas nas estacas (OHLAND et al., 2009). Assim, o efeito das auxinas exógenas pode variar nas diferentes épocas do ano, apresentando concentração ótima que pode variar entre espécies, com algumas promovendo e outras inibindo o processo de enraizamento (FISCHER et al., 2008), podendo, em alguns casos, se tornar fitotóxico (ZUFFELLATO-RIBAS; RODRIGUES, 2001).

Estações do ano que apresentam temperaturas mais elevadas muitas vezes coincidem com o aumento da atividade das brotações, florescimento e maiores taxas de crescimento (KIBBLER et al., 2004).

A utilização do AIB também proporcionou efeito na alporquia do pessegueiro, em pesquisa realizada por Wagner Júnior et al. (2005), na qual os maiores valores foram obtidos quanto ao número das raízes utilizando-se 4000 mg.L⁻¹ de AIB.

Almeida et al. (2004) pesquisando a influência do AIB (0, 1000, 3000, 5000 e

7000 mg.L⁻¹) em alporques de *Dovyalis sp.* no outono e primavera verificaram maior número de raízes por alporque no outono, e com 5000 mg.L⁻¹ de AIB teve-se a resposta mais eficaz para o número de raízes por alporques.

Observou-se no presente trabalho que, os ramos de jamboleiro revestidos com papel alumínio tiveram maior número de raízes (2,36) e com maior comprimento chegando-se a 3,46 cm cada (Tabela 14 e Figura 29A), seguido pelo plástico preto (Figura 29B) e transparente (Figura 29C), sendo estes dois últimos não diferindo-se entre si. Este tratamento pode ter contribuído para o aumento da temperatura do substrato, o que favoreceu para aceleração da atividade metabólica, contribuindo para rizogênese.

Tabela 13 - Número e comprimento de raízes por alporque de jamboleiro (*S. cumini*) de acordo o tipo de revestimento, UTFPR - Dois Vizinhos - PR, 2017.

Revestimento	Número de raízes	Comprimento de raízes
Papel Alumínio	2,36 A*	3,46 A
Plástico preto	1,53 B	2,39 B
Plástico transparente	0,79 C	1,55 B
C.V. (%)	50,52	

*Médias seguidas por letras distintas, diferem entre si a 5 %, pelo teste de Duncan.



Figura 29 - Enraizamento de alporques de jamboleiro de acordo com o revestimento sendo: (A) Papel alumínio; (B) Plástico preto; (C) Plástico transparente, UTFPR - Dois Vizinhos - PR, 2017.

De acordo com Michels (2007) a finalidade de isolar termicamente o alporque com papel alumínio é dificultar a transferência de calor entre dois sistemas que se encontram a níveis diferentes de temperatura. Ainda para o autor, o papel alumínio não permite que haja passagem de luz para a área alporcada, facilitando

com isso a rizogênese.

O comprimento médio das raízes segundo a concentração de AIB teve comportamento linear crescente, ou seja, quanto maior a concentração de AIB aumentou-se o comprimento médio das raízes (Figura 30).

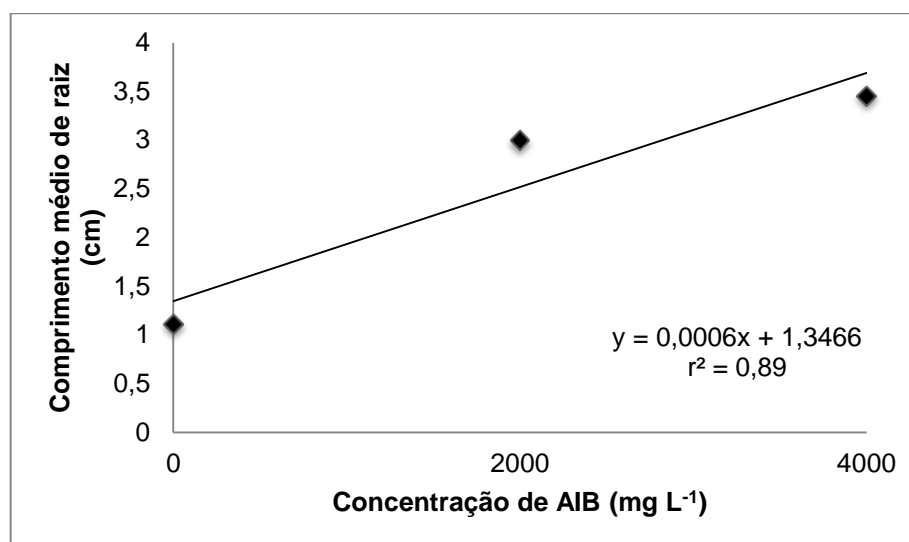


Figura 30 - Comprimento médio das raízes de alporques de jamboleiro (*S. cumini*) de acordo com a concentração de AIB, Dois Vizinhos - PR, 2017.

O comprimento das raízes determina a habilidade da planta em se adaptar a condições de estresse, pois aquelas de maior comprimento têm sido associadas à alta eficiência em assimilar água e nutrientes do solo (RUIZ-SÁNCHEZ et al., 2005). Neste estudo verificou-se que esta variável é diretamente influenciada pela aplicação do AIB.

As maiores raízes foram obtidas na primavera, outono e inverno, sendo de 2,83; 3,29 e 3,29 cm, respectivamente. Isso ocorreu provavelmente devido ao fato de que no verão a planta apresentava-se em frutificação e com isso havia pouca quantidade de reserva disponível nos ramos (Tabela 15).

Tabela 14 - Comprimento (cm) médio de raízes por alporque de jamboleiro (*S. cumini*) de acordo com a estação do ano, Dois Vizinhos - PR, 2017.

Estação	Comprimento medio das raízes
Primavera	2,83 A*
Verão	0,75 B
Outono	3,29 A
Inverno	3,29 A
C.V. (%)	50,52

*Médias seguidas por letras distintas, diferem entre si a 5 %, pelo teste de Duncan.

Segundo Franco et al. (2005), o maior volume de raízes é fator imprescindível para garantir o sucesso na instalação do pomar, pelo efeito na maior taxa de sobrevivência das plantas no campo.

Apesar da ocorrência do efeito de significância de tripla interação entre os fatores para presença de calos nos alporques de jamboleiro, os valores obtidos foram muito baixos (Tabela 16). Quando se avalia a presença de calos nos alporques espera-se baixas porcentagens, porém, presentes, pois a formação de calos e raízes são independentes, mas influenciados pelo mesmo efeito.

Tabela 15 - Calogênese em alporques de jamboleiro (*S. cumini*) de acordo com a interação entre estação do ano x tipo de revestimento x concentração de AIB Dois Vizinhos - PR, 2017.

	Com algodão						Sem algodão					
	Papel alumínio		Plástico preto		Plástico transparente		Alumínio		Plástico preto		Plástico transparente	
Primavera	0,00	a B (a)	0,00	a B (a)	0,00	a B (a)	0,00	a B (b)	0,00	a B (b)	0,00	a B (a)
Verão	0,01	a AB (a)	0,01	a B (a)	0,06	a A (a)	0,01	a AB (a)	0,00	a B (a)	0,00	b B (a)
Outono	0,00	a B (a)	0,00	a AB (a)	0,00	a B (a)	0,00	a B (a)	0,01	a AB (a)	0,00	a B (a)
Inverno	0,05	a A (a)	0,05	a A (a)	0,03	b AB (a)	0,04	a A (a)	0,04	a A (a)	0,18	a A (a)
C.V (%) **	18,79											

*Médias seguidas pela mesma letra maiúscula na coluna [estação do ano (tipo de revestimento x uso de algodão)], minúsculas na linha [tipo de revestimento (estação do ano x uso de algodão)] e maiúsculas entre parêntesis [uso de algodão (tipo de revestimento x estação do ano) não diferem entre si, pelo teste de Duncan ($\alpha = 0,05$).

**CV (Coeficiente de variação).

Segundo Trevisani et al. (2012) mesmo não sendo indicativo seguro para a formação de raízes, a presença de calos é de fundamental importância na alporquia, pois é indicativo que a planta apresentou resposta ao tratamento. Com isso, se ocorre calogênese é indicativo que houve diferenciação celular e assim, pode haver em breve o surgimento de raízes.

6.4 CONCLUSÕES

A alporquia em jamboleiro deve ser realizada aplicando-se 4000 mgL^{-1} de AIB com auxílio do algodão, utilizando papel alumínio como revestimento nas estações do outono e inverno.

7 CONSIDERAÇÕES FINAIS

A propagação de jamboleiro de forma sexuada seria interessante sabendo-se que a mesma é apomítica, podendo ter 2,14 plântulas por semente, sendo 100% poliembrionica. Todavia, há maior dificuldade em armazenar as sementes, pois perdem a viabilidade em até oito dias quando em garrafas Pet®. Porém, utilizando o prévio hidrocondicionamento em água durante 24 horas seguido de sua secagem a 25°C, as sementes permanecem viáveis por até 156 horas sem prejudicar a germinação. Novos estudos devem ser feitos utilizando o hidrocondicionamento destas, por maior período de tempo, visando mantê-las viáveis por mais tempo.

Quanto à propagação vegetativa, duas técnicas mostraram-se mais promissoras, a alporquia e a mini-estaquia. O tipo de estaca utilizada afetou na indução para formação de raízes adventícias, principalmente quando relacionado à consistência do tecido (herbáceo, semi-lenhoso e lenhoso). Para propagação do jamboleiro, a princípio, recomenda-se o uso de mini-estacas oriundas da porção mediana e basal do ramo, sem aplicação de AIB.

E a alporquia mostrou melhores resultados quando realizada aplicando-se 4000 mg.L⁻¹ com auxílio do algodão, utilizando papel alumínio como revestimento nas estações do outono e inverno.

Porém, estas técnicas de propagação ainda devem ser melhor estudadas visando aumentar a rizogênese e formação de mudas clonais. Técnicas como anelamento e estiolamento, assim como, os reguladores vegetais utilizados rotineiramente para induzir maior formação de raízes devem ainda ser trabalhadas, mas com outros níveis ou combinações.

REFERÊNCIAS

- ALFENAS, A.C.; ZAUZA, E.A.; MAFIA, R.G.; DE ASSIS, T. F. **Clonagem e doenças do eucalipto**. Viçosa: Editora UFV, 2004. 442 p.
- ALBERTON, J.R.; RIBEIRO, A.; SACRAMENTO, L.V.S.; FRANCO, S.L. Caracterização farmacognosia do jambolão (*Syzygium cumini* (L.) Skeels). **Revista Brasileira Farmacognosia**, v.11, n.1, p.37-50, 2001.
- ALCANTARA, G. B.; OLIVEIRA, Y.; LIMA, D. M.; FOGAÇA, L. A.; PINTO, F.; BIASI, L. A. Efeito dos ácidos naftaleno acético e indolilbutírico no enraizamento de estacas de jambolão [*Syzygium cumini* (L.) Skeels]. **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais**, v. 12, n. 3, p. 317-321, 2010.
- ALMEIDA, E.J. de; JESUS, N. de; GANGA, R.M.D; BENASSI, A.C; SCALOPPI, E.J.; MARTINS, A.B.G. Propagação de *Dovyalis* sp. pelo processo de mergulhia aérea. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 26, n. 3, p. 511-514, 2004.
- ALMEIDA, E.J.; SCALOPPI, E.M.T.; DE JESUS, N.; MARTINS, A.B.G. Propagação de jambeiro vermelho (*Syzygium malaccense* L.) por estaquia de ramos herbáceos. **Bioscience Journal**, v.24, n.1, p.39-45, 2008.
- ALMEIDA, F.D.; XAVIER, A.; DIAS, J.M.M.; PAIVA, H.N. Eficiência das auxinas (AIB e ANA) no enraizamento de miniestacas de clones de *Eucalyptus cloezina* F. Muell. **Revista Árvore**, v.31, n.3, p.455-463, 2007.
- ALVARENGA, L.R.; CARVALHO, V.D. Uso de substâncias promotoras de enraizamento de estacas de frutíferas. **Informe Agropecuário**, v.9, n.101, p.47-55. 1983.
- ANDRADE, A.C.S. Aspectos fisiológicos em sementes recalcitrantes de grumixama (*Eugenia brasiliensis* Lam.). **Informativo ABRATES**, v.5, n.2, p.173, 1995.
- ANDRADE, A.C.S.; CUNHA, R.; REIS, R.B.; ALMEIDA, K.J. Conservação de sementes de cagaita (*Eugenia dysenterica* DC.) - Myrtaceae. **Informativo ABRATES**, v.7, n.1/2, p.205, 1997.
- ANDRADE, R.N.B.D.; FERREIRA, A.G. Germinação e armazenamento de sementes de uvaia (*Eugenia pyriformis* Camb.) - Myrtaceae. **Revista brasileira de sementes**, v. 22, n. 2, p. 118-125, 2000.
- ARAUJO, R.F.; ZONTA, J.B.; ARAUJO, E.F.; DONZELES, S.M.; COSTA, G.M. Teste de condutividade elétrica para sementes de pinhão-mansão (*Jatropha curcas* L.). **Idesia (Arica)**, v. 29, n. 2, p. 79-86, 2011.
- BARBOSA-FILHO, J.M.; VASCONCELOS, T.H.; ALENCAR, A.A.; BATISTA, L.M.; OLIVEIRA, R.A.; GUEDES, D.N.; ... MODESTO-FILHO, J. Plants and their active constituents from South, Central, and North America with hypoglycemic activity.

Revista Brasileira de Farmacognosia, v. 15, n. 4, p. 392-413, 2005.

BARBOSA, M.C. Atuação de ácido β -naftoxiacético, ácido indolbutírico e ácido giberélico na morfogênese de microplantas de abacaxizeiro “Gomo-de-Mel”. **Dissertação** (Mestrado em Ciências). Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, 2009. 74f.

BASSUK, N.; MAYNARD, B. Stock plant etiolation. **American Society for Horticultural Science**, v. 22, n. 5, p. 749- 750, 1987.

BATISTA, P.F.; MAIA, S.S.S.; COELHO, M. D. F. B.; BENEDITO, C.P.; GUIMARÃES, I.P. Propagação vegetativa de romã em diferentes substratos. **Revista Verde de Agroecologia e Desenvolvimento Sustentável**, v. 6, n. 4, p. 96-100, 2012.

BAUDET, L.M.L. Armazenamento de sementes. In: PESKE, S.T.; ROSENAL, M.D.; ROTA, G.R. (ed.). **Sementes: fundamentos científicos e tecnológicos**, Pelotas: Ed. Universitária – UFPel, . 2003, 418 p.

BENHERLAL, P.S. ARUMUGHAN, C. Chemical composition and in vitro antioxidant studies on *Syzygium cumini* fruit. Journal of the Science of Food and **Agriculture. Journal of the Science of Food and Agriculture**, v. 87, n. 14, p. 2560-2569, 2007.

BERJAK, P.; PAMMENTER, N.W. Understanding and handling desiccation-sensitive seeds. In: SMITH, R.D.; DICKIE, J.B.; LININGTON, S.H.; PRITCHARD, H.W.; PROBERT, R.J. (Ed.) **Seed conservation - Turning science into practice**. Kew: Royal Botanic Gardens, 2003. 430p.

BITENCOURT, J.; MAYER, J.L.S.; ZUFFELLATORIBAS, K.C. Propagação vegetativa de *Ginkgo biloba* por alporquia. **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais**, v. 9, n. 2, p. 71-74, 2007.

BORDIN, I.; HIDALGO, P.C.; BÜRKLE, R.; ROBERTO, S.R. Effect of leaf presence on semihardwood cutting rooting of grapevine rootstocks. **Ciência Rural**, v. 35, n. 1, p. 215-218, 2005.

BRITO, E.A.; ARRIEL, E.F.; SANTOS, D.R., NÓBREGA, A.M.F.; JÚNIOR, J.A.F. Enraizamento e desenvolvimento de mudas de *Cnidocolus quercifolius*, clonadas pela técnica de alporquia. **Revista Verde de Agroecologia e Desenvolvimento Sustentável**, v. 9, n. 1, p. 254-264, 2014.

BRONDANI, G.E.; WENDLING, I.; ARAUJO, M.A.; PIRES, P.P. Ácido indolbutírico em gel para o enraizamento de miniestacas de *Eucalyptus benthamii* Maiden & Cabbage x *Eucalyptus dunnii* Maiden. **Scientia Agraria**, v. 9, n. 2, p. 153-158, 2008.

BROWSE, P.M.A. **Propagação das Plantas**. 3.ed. Lisboa: Publicações Europa-América, 1979, 141p.

CAMPOS, G.N.F. Clonagem de *Cnidocolus phyllacanthus* (mart.) pax et k. hoffm.

(faveleira) por alporquia. **Dissertação** (Mestrado em Ciências florestais) - Universidade Federal de Campina Grande, Patos-PB, 2010. 45f.

CARTAXO-FURTADO, N.A.D.E.O.; SAMPAIO, T.; XAVIER, M.; MEDEIROS, A.; PEREIRA, J. Perfil fitoquímico e determinação da atividade antimicrobiana de *Syzygium cumini* (L.) Skeels (Myrtaceae) frente a microrganismos bucais. **Revista brasileira de plantas medicinais**, v. 17, n. 4, p. 1091-1096, 2015.

CARVALHO, L.R.; DA SILVA, E.A.A.; DAVIDE, A.C. Classificação de sementes florestais quanto ao comportamento no armazenamento. **Revista Brasileira de Sementes**, v. 28, n. 2, p. 15-25, 2006.

CASSOL, D.A. Propagação de jabuticabeira [*Plinia cauliflora* (DC.) Kausel] por enxertia, alporquia e estaquia. **Dissertação** (Mestrado em Agronomia) – Programa de Pós-Graduação em Agronomia (Área de Concentração: Produção vegetal), Universidade Tecnológica Federal do Paraná. Pato Branco, 2013. 112 f.

CASSOL, D. A.; WAGNER JUNIOR, A.; PIROLA, K.; DOTTO, M.; CITADIN, I. Packaging type, time and indol-butiric acid in the jabuticaba fruit tree [*Plinia cauliflora* (DC.) Kausel] propagation by air layering. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 37, n. 1, p.267-272, 2015.

CASTRO, A.M., KERSTEN, E. Influência do anelamento e do estiolamento de ramos na propagação de laranja Valência (*Citrus sinensis* Osbeck) através de estacas. **Scientia Agrícola**, v. 53, n 2-3, 1996.

CASTRO, L.A.S.; SILVEIRA, C.A.P. Propagação vegetativa do pessegueiro por alporquia. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 25, n. 2, p. 368-370, 2003.

CASTRO, R.D.; HILHORST, H.W.M. Embebição e reativação do metabolismo. In: FERREIRA, A.G.; BORGHETTI, F. (Eds) **Germinação: do básico ao aplicado**. Artmed, 2004, 149p.

CASTRO, W.H. Propagação vegetativa do jequitibá-rosa (Cariniana estrellensis) Raddi-Kuntze e do pau-jacaré (*Piptadenia gonoacantha*) Mart. Macbr por estaquia. **Dissertação** (Mestrado em Ciência Florestal) - UFV. Viçosa, 2011, 73f.

CAVALCANTI, N.B. Influência de diferentes substratos na emergência e crescimento de plântulas de jabolão (*Syzygium jambolanum* Lam.). **Engenharia Ambiental – Espírito Santo do Pinhal**, v. 7, n. 2, p. 241-251, 2010.

CÉZAR, T.M.; SOUZA, F.C.de; MACIEL, R.T.; DEMBISKI, W.; ZUFFELLATO-RIBAS, K.C.; RIBAS, L.L.; KOEHLER, H.S. Estaquia e alporquia de *Tibouchina fothergillae* (D.C.) Cogn. (melastomataceae) com a aplicação de ácido naftaleno acético. **Scientia Agraria**, v.10, n.6, p.463-468, 2009.

CHALFUN, N.N.J.; ABRAHÃO, E.; ALVARENGA, A.; REGINA, M.D.A.; PIO, R. **Poda e condução da figueira**. Lavras: UFLA, 2002.

CITADIN, I.; MATTEI, D.; CARNIELETTO, C.E.; DE COL, M.A.; CORRÊA, W. Propagação de jaboticabeira (*Plinia cauliflora*) por alporquia. **Anais...** In: Simpósio nacional do morango, 2., encontro de pequenas frutas e frutas nativas do mercosul, 1., 2004, Pelotas: Embrapa Clima Temperado, 2004.

DA COSTA JR, W.H.; FILHO, J.A.S.; BASTOS, D.C. Estiolamento da planta matriz e uso de ácido indolbutírico no enraizamento de estacas de goiabeiras. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v.25, n.2, p.301-304, 2003.

DAMASCENO D.C.; LIMA, P.H.O; GALHIANE, M.S.; VOLPATO, G.T.; RUDGE, M.V.C. Avaliação do efeito hipoglicemiante da sapogenina extraída de sementes de *Eugenia jambolana* Lam. **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais** v. 4, p. 46-54, 2002.

DANNER, M.A.; CITADIN, I.; FERNANDES, J.; FERNANDES JÚNIOR, A.A.; ASSMANN, A.P.; MAZARO, S.M.; DONAZZOLO, J.; SASSO, S.A.Z. Enraizamento de jaboticabeira (*Plinia trunciflora*) por mergulhia aérea. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v.28, n. 3, p. 530-532; 2006.

DE CAMPOS PEREIRA, M.; DE SOUSA SANTOS, L.; MARTINS, S.S.; LIMA, M.A.; RIBEIRO, V.G. Propagação vegetativa de cacauzeiros pelo processo de estaquia, testando diferentes concentrações de ácido indolbutírico. **Revista Semiárido De Visu**, v. 3, n. 3, p. 118-124, 2017.

DELGADO, L.F.; BARBEDO, C.J. Tolerância à dessecação de sementes de espécies de Eugenia. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 42, n. 2, p. 265-272, 2007.

DE OLIVEIRA, L.M.; BRUNO, R.D.L.A.; MENEGHELLO, G.E. Qualidade fisiológica de sementes de *Syzygium cumini* L. durante o armazenamento. **Ciência Florestal**, v.25, n.4, p. 921-931, 2015.

DeVIER, C.L.; GENEVE, R.L. Flowering influences adventitious root formation in chrysanthemum cuttings. **Scientia Horticulturae**, v.70, p.309-318, 1997.

DONADIO, L.C.; MORO, F.V.; SERVIDONE, A.A. **Frutas brasileiras**. Jaboticabal: Funep, 2002. 288p.

DO VALE, M.R.; CHALFUN, N.N.J.; MENDONÇA, V.; DE MIRANDA, C.S.; DE ANDRADE, C.G.V. Ácido indolbutírico e sacarose no enraizamento de estacas de goiabeira cultivar Paluma. **Caatinga**, v.21, n.3, p.69-74, 2008.

DUTRA, L.F.; KERSTEN, E.; FACHINELLO, J.C. Época de coleta, ácido indolbutírico e triptofano no enraizamento de estacas de pessegueiro. **Scientia agrícola**, v. 59, n. 2, p. 327-333, 2002.

DUTRA, L.F.; SCHWENGBER, J.; TONIETTO, A.; KERSTEN, E. Enraizamento de estacas de ramos de pessegueiro (*Prunus persica* (L.) Batsch). **Current Agricultural**

Science and Technology, v. 5, n. 2, 1999.

FACHINELLO, J.C.; HOFFMANN, A.; NACHTIGAL, J.C.; KERSTEN, E. Propagação vegetativa por estaquia. In: FACHINELLO, J. C.; HOFFMANN, A.; NACHTIGAL, J. C. **Propagação de plantas frutíferas**. Brasília: Embrapa Informação Tecnológica, 2005, 221p.

FACHINELLO, J.C.; HOFFMANN, A.; NACHTIGAL, J.C.; KERSTEN, E.; FORTES, G.R.L. **Propagação de plantas de clima temperado**. Pelotas: UFPEL, 1995, 179p.

FARIAS JR, J.A. Clonagem de Faveleira (*Cnidocolus quercifolius* Pohl.) por alporquia, utilizando rejeito de vermiculita e diferentes concentrações de Ácido Indol Acético. **Dissertação** (Mestrado em Ciências Florestais) Universidade Federal de Campina Grande, Patos, 2011. 48f.

FAROOQ, M.; BARSA, S.M.A.; WAHID, A. Priming of field-sown rice seed enhances germination, seedling establishment, allometry and yield. **Plant growth regulation**, v. 49, n. 2, p. 285-294, 2006.

FERREIRA, D.de.A.; BARROSO, D.G.; SILVA, M.S.A.da; SOUZA, J.S.de; FREITAS, T.A.S. de; CARNEIRO, J.G.de.A. Influência da posição das miniestacas na qualidade de mudas de cedro australiano e no seu desempenho inicial e no pós-plantio. **Ciência Florestal**, v. 22, n. 4, p. 715 - 723, 2012.

FERREIRA, S.A.N.; GENTIL, D.F.O. Armazenamento de sementes de camu-camu (*Myrciaria dubia*) com diferentes graus de umidade e temperaturas. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v.25, n.3, p.440-442. 2003.

FIGUEIREDO, L.L.B. Efeito do estiolamento parcial e do ácido inolbutírico (AIB) no enraizamento de estacas de ramos de Goiabeira Serrana (*Feijoa Sellowiana* Berg). Pelotas: Universidade Federal de Pelotas, **Dissertação** (Mestrado) Agronomia. FAEM/UFPEL, 1993. 71f.

FINCH-SAVAGE, W.E. Influence of seed quality on crop establishment, growth, and yield. In: BASRA, A. S. **Seed Quality: basic mechanisms and agricultural implications**. Binghamton, NY: The Haworth Press, 1995, p. 361 – 384.

FISCHER, D.D.O.; FACHINELLO, J.C.; ANTUNES, L.E.C.; TOMAZ, Z.F.P.; GIACOBBO, C.L. Efeito do ácido indolbutírico e da cultivar no enraizamento de estacas lenhosas de mirtilo. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 30, n. 2, p. 285-289, 2008.

FRANCO, C.F.; PRADO, R.M. de; BRAGHIROLI, L.F.; LEAL, R.M.; PEREZ, E.; ROMUALDO, L.M. Uso da poda e de diferentes diâmetros de alporques sobre o desenvolvimento e acúmulo de nutrientes de mudas de lichieira. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v. 27, n. 3, p. 491-494, 2005.

FRANZON, R.C. Caracterização de mirtáceas nativas do Sul do Brasil. **Dissertação**

(Mestrado em agronomia) - Faculdade de Agronomia Eliseu Maciel, Universidade Federal de Pelotas, Pelotas, RS. 2004. 114f.

FRANZON, R. Frutíferas nativas do Sul do Brasil. **Anais...** In: Simposio Nacional do Morango: Palestras do II Simposio Nacional do morango; I encontro de pequenas frutas e frutas nativas do Mercosul, Pelotas: Embrapa Clima Temperado, 2004. 296p.

GARDNER, F. E. Etiolation as a method of rooting apple variety stem cutting. **Proceedings of the American Society for Horticultural Science**, v.34, p.323-329, 1937.

GENTIL, D.F.O.; FERREIRA, S.A.N. Tolerância à dessecação e viabilidade de sementes de camu-camu. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v.22, n. 2, p.264-267, 2000.

GOMES, R.P. **Fruticultura Brasileira**. 8.ed. São Paulo: Nobel, 1984. 446p.

GONTIJO, T.C.A.; RAMOS, J.D.; MENDONÇA, V.; PIO, R.; ARAÚJO NETO, S.E.D.; CORRÊA, F.L.D.O. Rooting of different types of acerola cuttings using indol butiric acid. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 25, n. 2, p. 290-292, 2003.

GRATIERI-SOSSELA, A.; PETRY, C.; NIENOW, A.A. Propagação da corticeira do banhado (*Erythrina crista-galli* L.). (Fabaceae) pelo processo de estaquia. **Revista Árvore**, v.32, n.1, p.163-171, 2008.

GREGGAINS, V.; FINCH-SAVAGE, W.E.; QUICK, W.P.; ATHERTON, N.M. Putative desiccation tolerance mechanisms in orthodox and recalcitrant seeds of the genus *Acer*. **Seed Science Research**, v. 10, n. 03, p. 317-327, 2000.

GROVER, J.K.; VATS, V.; RATHI, S.S.; DAWAR, R. Traditional Indian anti-diabetic plants attenuate progression of renal damage in streptozotocin induced diabetic mice. **Journal Ethnopharmacology**, v.76, n.3, p. 233-238, 2001.

GURGEL, J.T.A.; SOUBIHE SOBRINHO, J. Poliembriõnia em mirtáceas frutíferas. **Bragantia**, v. 11, n. 4-6, p. 141-163, 1951.

HARTMANN, H.T.; KESTER, D.E.; DAVIES JR, F.T.; GENEVE, R.L. Hartmann and Kester's. **Plant propagation: principles and practices**. 8th ed. New Jersey: Prentice Hall, 2011. 915p.

HARTMANN, H.T.; KESTER, D.E. **Plant propagation: principles and practices**. 7th Editon, New Jersey: Prentice-Hall. 2002. 880 p.

HARTMANN, H.T.; KESTER, D.E. **Propagacion de plantas: principios y practicas**. México: Compañia Editorial Continental, 1990. 760p.

HARTMANN, H.T.; KESTER, D.E.; DAVIES JR., F.T. **Propagación de plantas: principios y prácticas**. 5.ed. Mexico: Continental, 1997. 760p.

HERNÁNDEZ, W.; XAVIER, A.; PAIVA, A.N.de. Propagação vegetativa de pau-jacaré (*Piptadenia gonoacantha* (MART.) MACBR.) por estaquia. **Revista Árvore**, v. 36, n. 5, p. 813 - 823, 2012.

HEYDECKER, W.; HIGGINS, J.; TURNER, Y.J. Invigoration of seeds?. **Seed Science and Technology**, v. 3, p.881-888, 1975.

HINOJOSA, G. F. Auxinas. In: CID, L. P. B. (Ed.). **Introdução aos hormônios vegetais**. Brasília: EMBRAPA, 2000. p.15-54.

HÖSSEL C. Enraizamento De Miniestacas De Jabuticabeiras, Pitangueira, Araçazeiro Amarelo E Sete Capoteiro. **Dissertação** (Mestrado em Agronomia). Universidade Tecnológica Federal do Paraná Pato Branco - PR. 2017. 133f.

HÖSSEL C.; JUNIOR A.W.; FABIANE K.C.; OLIVEIRA J.M.A.; HÖSSEL R. Propagação do Guabijuzeiro por Alporquia. **Anais ... I CONGRESSO DE CIÊNCIA E TECNOLOGIA DA UTFPR – Câmpus Dois Vizinhos**, 2011.

HOSSEL, C.; DE OLIVEIRA HOSSEL, J.S.A.; JÚNIOR, A.W.; RADAELLI, J.C.; ALEGRETTI, A.L. Jambolan propagation by layering **Applied Research & Agrotechnology**, v. 9, n. 3, p. 97-102, 2017.

KIBBLER, H.; JOHNSTON, M.E.; WILLIAMS, R.R. Adventitious root formation in cuttings of *Backhousia citriodora* F. Muell: 2- seasonal influences of temperature rainfall, flowering and auxins on the stock plant. **Scientia Horticulturae**, v. 102, n. 3, p. 343-358, 2004.

KIKUTI, A.L.P.; KIKUTI, H.; MINAMI, K. Condicionamento fisiológico em sementes de pimentão. **Revista Ciência Agronômica**, v.36, n.2, p.243-248, 2005.

KIRTIKAR, K.R.; BASU, B.D. **Plantas medicinais indianas**. 2 ed. Nova Deli: agência especialistas periódicas livros, 1991. p.1129-1131.

KLERK, G.J.; HANECAKOVA, J.; JASIK, J. The role of cytokinins in rooting of stem slices cut from apple microcuttings. **Plant Biosystem**, v.135, p.79-84, 2001.

LANDROUM, L.R.; KAWASAKI, M.L. The genera of Myrtaceae in Brasil: na illustrated synoptic treatment and identification Keys. **Brittonia**, v. 49, n. 4, p. 508-536, 1997.

LARA, M.E.B.; GARCIA, M.C.G.; FATIMA, T.; EHNEß, R.; LEE, T.K.; PROELS, R.; ... ROITSCH, T. Extracellular invertase is an essential component of cytokinin-mediated delay of senescence. **The Plant Cell**, v. 16, n. 5, p. 1276-1287, 2004.

LATTUADA, D. S. Micropropagação e miniestaquia de pitangueira (*Eugenia uniflora* L.). **Dissertação** (Mestrado em Horticultura). Universidade Federal do Rio Grande do Sul – UFRS, 2010, 75f.

LATTUADA, D.S.; SPIER, M.; SOUZA, P.V.D. de. Pré-tratamento com água e doses de ácido indolbutírico para estaquia herbácea de pitangueiras. **Ciência Rural**, v.41, n.12, p.2073- 2079, 2011.

LEANDRO, R.C.; YUYAMA, K. Enraizamento de estacas de castanha-de-cutia com uso de ácido indolbutírico. **Acta Amazônica**, v. 38, n.4, p. 421-430, 2008.

LEDERMAN, I.E.; BEZERRA, J.E.F.; ASCHOFF, M.N.A.; OLIVEIRA, E.N.M.; ROSA, J.M.G. Propagação vegetativa do umbuzeiro (*Spondias tuberosa* Arr. Cam.) e da gravioleira (*Annona muricata* L.) através da alporquia. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 13, n. 1, p. 55-58, 1991.

LIMA, L.B.; MARCOS FILHO, J. Condicionamento fisiológico de sementes de pepino e relação com desempenho das plantas em campo. **Revista Brasileira de Sementes**, v.31, n.3, p.27-37, 2009.

LIMA, R. de L.S.; SIQUEIRA, D.L. de; WEBER. O.B.; CAZETTA, J.O. Comprimento de estacas e parte do ramo na formação de mudas de aceroleira. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 28, n. 1, p.83-86, 2006.

LIMA, Y.O.U.; RITTER M.; LIMA, D.M.; FOGAÇA, L.A.; QUOIRIN, M.; CUQUEL, F. L.; BIASI, L.A. Tipos de estacas e substratos no enraizamento de jambolão. **Scientia Agraria**, v.8, n.4, p.449-453, 2007.

LOPES, P.Z. Propagação vegetativa e interação com endomicorrizas arbusculares em mirtáceas nativas do sul do Brasil. **Tese** (Doutorado em Fitotecnia) - Programa de Pós-graduação em Fitotecnia, Faculdade de Agronomia, Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, RS. 2009. 120f.

LUCAS, E.J.; BELSHAM, S.R.; LUGHADHA, E.N.; ORLOVICH, D.A.; SAKURAGUI, C.M.; CHASE, M.W.; WILSON, P.G. Phylogenetic patterns in the fleshy-fruited Myrtaceae – preliminary molecular evidence. **Plant Systematics and Evolution** v. 251, n. 1, p. 35-51, 2005.

LUCCHESI, A.A. Propagação de plantas através da alporquia. Piracicaba. São Paulo. ESALQ, (**Informativo Técnico nº 13**). 1993. p. 8.

LUDWIG-MÜLLER, J. Auxin conjugates: their role for plant development and in the evolution of land plants. **Journal of Experimental Botany**, v. 62, p. 1757-1773, 2011.

LUZ, V. K. da. Hidrocondicionamento e recobrimento de sementes de cebola com aminoácido, micronutrientes, fungicida e polímero. **Dissertação** (Mestrado em Agronomia). UFPEL/ciência e tecnologia de sementes, 2009, 44f.

MAGUIRE, J.D. Speed of germination aid in selection and evaluation for seedling emergence and vigor. **Crop science**, v. 2, n. 2, p. 176-177, 1962.

MAHMOUD, I.I.; MARZOUK, M.S.; MOHARRAM, F.A.; EL-GINDI, M.R.; HASSAN, A.

M. Acylated flavonol glycosides from *Eugenia jambolana* leaves. **Phytochemistry**, v. 58, n. 8, p. 1239-1244, 2001.

MANICA, I.; ICUMA, I.M.; JUNQUEIRA, N.T.V.; SALVADOR, J.O.; MOREIRA, A., MALAVOLTA, E. **Fruticultura Tropical 6. Goiaba. Cinco Continentes**, Porto Alegre, 2000. 374p.

MANTOVANI, N.C.; GRANDO, M.F.; XAVIER, A.; OTONI, W.C. Resgate vegetativo por alporquia de genótipos adultos de urucum (*Bixa orellana* L.). **Ciência Florestal**, v. 20, n. 3, p. 403-410, 2010.

MANTOVANI, N.C.; OTONI, W.C.; GRANDO, M.F. Produção de explantes através da alporquia para o cultivo in vitro do urucum (*Bixa orellana* L.). **Revista Brasileira de Biociências**, v. 5, n. 2, p. 597-599, 2007.

MARCHIORI, J.N.C.; SOBRAL, M. **Dendrologia das angiospermas - Myrtales**. Santa Maria: Editora UFSM, 1997. 304 p.

MARCOS FILHO, J. **Fisiologia de sementes de plantas cultivadas**. Piracicaba: FEALQ, 2005. 495 p.

MARCOS FILHO, J.; KIKUTI, A.L.P. Condicionamento fisiológico de sementes de couve-flor e desempenho das plantas em campo. **Horticultura Brasileira**, v. 26, n. 2, p. 165-169, 2008.

MARTINS, A.B.G.; GRACIANO, F.A.; SILVA, A.V.C. Clonagem do Jambuí-rosa (*Syzygium malacensis*) por estaca de ramos enfolhados. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v.23, n.2, p.365-368, 2001.

MATOS, F.J.A. **Plantas medicinais – guia de seleção e emprego de plantas usadas em fitoterapia no nordeste do Brasil**. Impr. Universitaria / Edições UFC, Fortaleza, 2002. 344p.

MAZZANTI, C.M.; SCHOSSLER, D.S.; FILAPPI, A.; PRESTES, D.; BALZ, D.; MIRON, V., ... CECIM, M. Extrato da casca de *Syzygium cumini* no controle da glicemia e estresse oxidativo de ratos normais e diabéticos. **Ciência Rural**, v.33, n.6, p.1061-5, 2003.

MICHELIN, D.C.; MORESCHI, P.E.; LIMA, A.C.; NASCIMENTO, G.G.F.; PAGANELLI, M.O.; CHAUD, M.V. Avaliação da atividade antimicrobiana de extratos vegetais. **Revista Brasileira de Farmacologia**. v. 15, n. 1, p. 316-20, 2005.

MICHELS, C. Análise da Transferência de Calor em Coberturas com Barreiras Radiantes. **Dissertação** (Mestrado em Engenharia Civil), Universidade Federal de Santa Catarina 2007. 119f.

MIGLIATO, K.F.; BABY, A.R.; ZAGUE, V.; VELASCO, M.V.R.; CORRÊA, M.A.; SACRAMENTO, L.V.S.; SALGADO, H.R.N. Ação farmacológica de *Syzygium cumini*

(L.) Skeels. **Acta Pharmaceutica Bonaerense**, v.25, p.310-304, 2006.

MIGLIATO, K.F. “*Syzygium cumini* (L.) Skeels - jambolão: estudo farmacognóstico, otimização do processo extrativo, determinação da atividade antimicrobiana do extrato e avaliação da atividade anti-séptica de um sabonete líquido contendo o referido extrato”. **Dissertação** (Mestrado em Ciências Farmacêuticas). Araraquara, 2005, 179f.

MORADI, A.E; YOUNESI, O. Effects of osmo- and hydro-priming on seed parameters of grain sorghum (*Sorghum bicolor* L.). **Australian Journal of Basic and Applied Sciences**, v. 3, n. 3, p. 1696-1700, 2009.

MORK, D.W.; MORK, M.C. Cytokinin metabolism and action. **Annual Review of Plant Physiology and Plant Molecular Biology**, v. 52, p. 89–118, 2001.

MORTON, J.F. **Fruits of warm climates**. Miami. AgScience, 1987. 559p.

MURATA, I.M.; BARBOSA, W.; NEVES, C.S.V.J.; FRANCO, J.A.M. Enraizamento de estacas lenhosas de porta-enxertos de pereira sob nebulização intermitente. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 24, n. 2, 2002.

MUXFELDT, R.E. Sensibilidade à dessecação em sementes de jambolão (*Syzygium cumini*) e canela-batalha (*Cryptocarya aschersoniana*). **Dissertação** (Mestrado em Engenharia Florestal) Lavras: UFLA, 2008. 46 p.

NACHTIGAL, J.C.; FACHINELLO, J.C. Efeito de substratos e do ácido indolbutírico no enraizamento de estacas de araçazeiro (*Psidium cattleianum* Sabine). **Revista Brasileira de Agrociência**, v.1, n.1, p.34-39. 1995.

NASCIMENTO, A. C. Micropropagação de uvaieira (*Eugenia pyriformis* Cambess). Lavras, **Dissertação** (Mestrado em Agronomia/Fisiologia vegetal) – Universidade Federal de Lavras. 2006, 122 p.

NASCIMENTO, W.M.; ARAGÃO, F.A.S. Muskmelon seed priming in relation to seed vigor. **Scientia Agricola**, v. 61, n. 1, p. 114-117, 2004.

NASCIMENTO, W.M. Condicionamento osmótico de sementes de hortaliças visando a germinação em condições de temperaturas baixas. **Horticultura Brasileira**, v.23, n.2, p.211-214, 2005.

NICOLOSO, F.T.; FORTUNATO, R.P.; FOGAÇA, M.D.F. Influência da posição da estaca no ramo sobre o enraizamento de *Pfaffia glomerata* (Spreng.) Pedersen em dois substratos. 1999. **Ciência Rural**, v. 29, n. 2, p. 277-283. 1999.

NISLER, J.; ZATLOUKAL, M.; POPA, I.; DOLEŽAL, K.; STRNAD, M.; SPÍCHAL, L. Cytokinin receptor antagonists derived from 6-benzylaminopurine. **Phytochemistry**, v. 71, p. 823–830, 2010.

OHLAND, T.; PIO, R.; CHAGAS, E.A.; BARBOSA, W.; KOTZ, T.E.; DANELUZ, S. Enraizamento de estacas apicais de figueira 'Roxo de Valinhos' em função de época de coleta e AIB. **Ciência e Agrotecnologia**, v. 33, n. 1, p. 74-78, 2009.

OLIVEIRA, A.P. Uso de ácido indolbutírico no enraizamento de estacas semilenhosas e lenhosas de pessegueiro. **Dissertação** (Mestrado) Universidade de Passo Fundo, Passo Fundo, 2002. 96f.

OLIVEIRA, F.; AKISUE, G. **Fundamentos de farmacobotânica**. 2 ed. São Paulo: Atheneu, 2000, p. 67-139.

OLIVEIRA, L.M.; BRUNO, R.D.L.A.; MENEGHELLO, G.E. Qualidade fisiológica de sementes de *Syzygium cumini* L. durante o armazenamento. **Ciência Florestal**, v. 25, n. 4, p. 921-931, 2015.

ONO, E.O.; TOFANELLI, M.; RODRIGUES, J. Potencial de enraizamento de estacas lenhosas de pessegueiro tratadas com ácido indol-butírico em diferentes concentrações e métodos de aplicação. **Current Agricultural Science and Technology**, v. 8, n. 2, 2012.

OSTERC, G.; STEFANCIC, M.; STAMPAR, F. Juvenile stockplant material enhances root development through higher endogenous auxin level. **Acta Physiologica Plantarum**, v. 31, n. 5, p. 899-903, 2009.

PACHECO, A.L.; CASTRO, P.R.C.; APPEZZATO, G. Aspectos anatômicos de raízes de videira muscadínia (*Vitis rotundifolia* Michx.) propagadas através da alporquia. **Scientia Agrícola**, v. 55, n. 2, p. 210-217, 1998.

PAMMENTER, N.W.; BERJAK, P.; FARRANT, J.M.; SMITH, M.T.; ROSS, G. Why do stored hydrated recalcitrant seeds die?. **Seed Science Research**, v. 4, n. 02, p. 187-191, 1994.

PASQUAL, M.; CHALFUN, N.N.J.; RAMOS, J.D.; VALE, M.R.; SILVA, C.R.R. **Fruticultura Comercial: propagação de plantas frutíferas**. Lavras: UFLA/FAEPE, 2001, 137p.

PEPATO, M.T.; FOLGADO, V.B.B.; KETTELHUT, I.C.; BRUNETTI, I.L. Lack of antidiabetic effect of a *Eugenia jambolana* leaf decoction on rat streptozotocin diabetes. **Brazilian Journal of Medical and Biological Research**, v. 34, n. 3, p. 389-395, 2001.

PEREIRA, E.M.; LOPES, A.M.; CROCHEMORE, A. Avaliação de parâmetros relacionados com a qualidade fisiológica de sementes de jambolão. **Anais... Salão de iniciação Científica**. Livro de resumos. Porto Alegre: UFRGS, 2006.

PEREIRA, M.D.; DIAS, D.C.F.S.; DIAS, L.A.S.; ARAÚJO, E.F. Primed carrot seeds performance under water and temperature stress. **Scientia Agrícola**, v.66, n.2, p.174-179, 2009.

PEREIRA, R.C.; OLIVEIRA M.T.R.; LEMOS G.C.S. Plantas utilizadas como medicinais no município de Campos de Goytacazes - RJ. **Revista Brasileira de Farmacognosia**, v. 14, p. 37-40, 2004.

PERES, L.E.P.; KERBAUY, G.B. Citocininas. In: KERBAUY, G.B. (Ed.) **Fisiologia Vegetal**. 2ed. Guanabara Koogan, Rio de Janeiro, p. 213 – 234, 2013.

PETRY, H.B.; FERREIRA, B.D.P.; KOLLER, O.C.; SILVA, V.S.D.; SCHWARZ, S.F. Propagação de abacateiro via estacas estioladas. **Bragantia**, Vol. 71, n. 1, p. 15-20, 2012.

PINEDO, G.J.V.; FERRAZ, I.D.K. Hydropriming of *Parkia pendula* [Penth. ex Walp.]: seeds with physical dormancy from Amazon tree. **Revista Árvore**, v. 32, n. 1, p. 39-49, 2008.

PIROLA, K.; ALEGRETTI, A.L.; DOTTO, M.; RADAELLI, J.C.; JÚNIOR, A.W. Hidrocondicionamento e biofilmes na conservação de sementes de *Poncirus trifoliata*. **Revista de Agricultura**, v.91, n.2, p.184-193, 2016.

PIROLA K. Caracterização Fisiológica E Conservação De Sementes De Oito Fruteiras Nativas Do Bioma Floresta Com Araucária. **Dissertação** (Mestrado em Agronomia). Universidade Tecnológica Federal do Paraná - Pato Branco – PR 2013. 130f.

PIVETTA, K.F.L.; PEDRINHO, D.R.; FÁVERO, S.; BATISTA, G.S.; MAZZINI, R.B. Época de coleta e ácido indolbutírico no enraizamento de estacas de espirradeira (*Nerium oleander* N.). **Revista Árvore**, v. 36, n.1, p. 17-23, 2012.

PIZZATTO, M.; JÚNIOR, A.W.; LUCKMANN, D.; PIROLA, K.; CASSOL, D.A.; MAZARO, S.M. Influência do uso de AIB, época de coleta e tamanho de estaca na propagação vegetativa de hibisco por estaquia. **Revista Ceres**, v. 58, n.4, p. 487-492, 2011.

REIS, C.V.dos; SOUSA, C.M.; CARVALHO, A.C.P.P.de; MIRANDA, R.M. Efeitos do tipo de explante e diferentes balanços de auxina e citocinina na regeneração *in vitro* de *Catharanthus roseus* (L.) G. DON. **Agronomia**, v. 38, n.1, p. 93-97, 2004.

REYNERTSON, K.A.; YANG, H.; JIANG, B.; BASILE, M.J.; KENNELLY, E.J. Quantitative analysis of antiradical phenolic constituents from fourteen edible Myrtaceae fruits. **Food Chemistry, Amsterdam**, v. 109, p. 883-890, 2008.

ROBERTS, E.H.; KING, M.W. Storage of recalcitrant seeds. **Crop genetic resources. The conservation of difficult material**, p. 39-48, 1980.

RODRIGUEZ, E.A.G.; PRADELLA, E.M.; SOUZA, P.V.D.D.; SCHAFER, G. Asexual propagation of araçá (*Psidium cattleianum* Sabine) by leaf and young branches cuttings. **Revista Árvore**, v. 40, n. 4, p. 707-714, 2017.

ROLLI, E.; INCERTI, M.; BRUNONI, F.; VICINI, P.; RICCI, A. Structure activity relationships of N-phenyl-N'-benzothiazol-6-ylurea synthetic derivatives: Cytokinin-like activity and adventitious rooting enhancement. **Phytochemistry**, v.74, p.159-165, 2012.

RONCATO, G.; GONÇALVES, E.D.; DUTRA, L.; KERSTEN, E. Influência do sombreamento das plantas e do ácido indolbutírico no enraizamento de estacas de laranjeira (*Citrus sinensis* (L.) Osbeck) cv. Valencia. **Revista Científica Rural**, v.4, n.2, p.60-65, 1999.

ROSS, I.A. **Medicinal plants of the world: Chemical constituents, traditional and modern uses**. Totowa: Human, 1990. p. 283-289.

RUIZ-SÁNCHEZ, M.C.; PLANA, V.; ORTUÑO, M.F.; TAPIA, L.M.; ABRISQUETA, J. M. Spatial root distribution of apricot trees in different soil tillage practices. **Plant and Soil**, v. 272, p. 211-221, 2005.

SASSO, S.A.Z.; CITADIN, I.; DANNER, M.A. Propagação de jaboticabeira por enxertia e alporquia. **Revista Brasileira de Fruticultura, Jaboticabal**, v. 32, n. 2, p. 571-576, 2010.

SAUER, D.B. **Storage of grains and their products**. 4.ed. St. Paul, Minnesota: American Association of Cereal Chemists, Inc., 1992. 615p.

SCHWENGBER, J.E.; DUTRA, L.; KERSTEN, É. Efeito do sombreamento da planta matriz e do PVP no enraizamento de estacas de ramos de araçazeiro (*Psidium cattleianum* Sabine). **Revista Brasileira de Agrociência**, v.6 n.1, p.30-34, 2000.

SHARMA S.B. Hypoglycaemic and hypolipidemic effect of ethanolic extract of seeds of *Eugenia jambolana* in alloxan-induced diabetic rabbits. **J Ethnopharmacol** v. 85 p. 201- 206. 2003.

SILVA, R.L.da; OLIVEIRA, M.L.de; MONTE, M.A.; XAVIER, A. Propagação clonal de guanandi (*Calophyllum brasiliense*) por miniestaquia. **Agronomía Costarricense**, v. 34, n. 1, p. 99 - 104, 2010.

SIQUEIRA, D.L. de. **Produção de mudas frutíferas**. Viçosa: CPT, 1998. 74p.

SMARSI, R.C.; CHAGAS, E.A.; DOS REIS, L.L.; OLIVEIRA, G.F.; MENDONÇA, V.; TROPALDI, L.; PIO, R.; SCARPARE F.J.A. Concentrações de ácido indolbutírico e tipos de substrato na propagação vegetativa de lichia. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 30, n. 1, p. 07-11, 2008.

SOARES, G.C.; FERRI, J.; SOUZA, J.A.; SILVA, L.C.; SCHUCH, M.W. Multiplicação in vitro de feijoa (*Acca sellowiana* (Berg) Burret) e pitangueira (*Eugenia uniflora* L.). In: CONGRESSO DE INICIAÇÃO CIENTÍFICA DA UFP, 14., Pelotas, 2005. **Anais... Pelotas**, 2005.

SOBRAL, M.; PROENÇA, C.; SOUZA, M.; MAZINE, F.; LUCAS, E. **Myrtaceae**. 2010. p. 1301-1330.

SOUZA, L.S. Caracterização de frutos e propagação vegetativa de guabijuzeiro (*Myrcianthes pungens* (O. Berg) D. Legrand). **Dissertação** (Mestrado em Fitotecnia). Universidade Federal do Rio Grande Do Sul – ULBRA, 2010, 112f.

TEIXEIRA, F.J.V.; NOGUEIRA, J.L.S.; DE LIMA, M.F.P.; DE OLIVEIRA P.J.C.; DE CARVALHO, D.R. Condicionamento osmótico em sementes de maxixe (*Cucumis anguria* L.). **ACSA - Agropecuária Científica no Semi-Árido**, v. 7, n. 4, p. 21 – 25, 2011.

TIBERTI, A.S.; BIANCHINI, F.G.; PIO, R.; CURI, P.N.; MOURA, P.H.A.; TADEU, M.H. Armazenamento a frio e aplicação de reguladores vegetais no enraizamento de estacas radiculares e caulinares de framboeseira. **Ciência Rural**, v. 45, n. 8, p. 1445-1450, 2015.

TILDEN, R.L.; WEST, S.H. Reversal of the effects aging in soybean seeds. **Plant Physiology**, v. 77, n. 3, p. 584-586, 1985.

TIMBOLA, A.K.; SZPOGANICZ, B.; BRANCO, A.; MONACHE, F.D.; PIZZOLATTI, M.G.A. new fl avonol from leaves of *Eugenia jambolana*. **Fitoterapia** v. 73 p. 174-176, 2002.

TOFANELLI, M.B.D.; CHALFUN, N.N.J.; HOFFMANN, A.; ANTUNES, L.E.C. Enraizamento de estacas lenhosas e semilenhosas de cultivares copa de pessegueiro em diferentes concentrações de ácido indolbutírico. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v.19, n.2, p.259-263, 1997.

TOSTA, M.S.; OLIVEIRA, C.V.F.; FREITAS, R.M.O.; PORTO, V.C.N.; NOGUEIRA, N.W.; TOSTA, P.A.F. Ácido indolbutírico na propagação vegetativa de cajaraneira (*Spondias* sp.). **Semina: Ciências Agrárias**, v. 33, n.1, p. 2727-2740, 2012.

TREVIZANI, J.H.; RODRIGUES, R.R.; DE SÁ, L.V.; ANDRADE, S.M.; PEREIRA, R.I. Propagação da jaboticabeira (*Plinia jaboticaba*) pelo método de alporquia submetido a diferentes concentrações de AIB. **Anais...** In: ENCONTRO LATINO- AMERICANO DE INICIAÇÃO CIENTÍFICA, 15.; ENCONTRO LATINO-AMERICANO DE PÓS-GRADUAÇÃO, 11., 2012, São José dos Campos.

TREVISAN, R.; FRANZON, R.C.; NETO, R.F.; GONÇALVES, R.da.S.; GONÇALVES, E.D.; ANTUNES, L.E.C. Enraizamento de estacas herbáceas de mirtilo: influência da lesão na base e do ácido indolbutírico. **Ciência e Agrotecnologia**, v. 32, n. 2, p. 402-406, 2008.

VALMORBIDA, J.; BOARO, C.S.F.; LESSA, A.O.; SALERNO, A.R. Enraizamento de estacas de *Trichilia catigua* A. Juss (catigua) em diferentes estações do ano. **Revista Árvore**, v. 32, n. 3, 2008.

VEIGAS, J.M.; NARAYAN, M.S.; LAXMAN, P.M.; NEELWARNE, B. Chemical nature, stability and bioefficacies of anthocyanins from fruit peel of *Syzygium cumini* Skeels. **Food Chemistry**, v.105, p. 619–627, 2007.

VICARI, I.D.; BACCIN, D.R.; FRANCHIN, M.; BASSANI, M.H.; CITADIN, I. Propagação e análise físico-química de frutos de jabuticabeira (*Myrciaria cauliflora*). **Anais...** SAEPE/JICC. Pato Branco, PR, p 291-293, 2002.

VIZZOTTO, M.; FETTER, M.R. **Jambolão: o poderoso antioxidante**. Embrapa. 2009.

WAGNER J.A.; ALEXANDRE, R.S.; NEGREIROS, J.R.S.; PARIZZOTTO, A.; BRUCKNER, C.H. Efeito da aplicação do ácido indol butírico no enraizamento de ramos pessegueiro Biut através do processo de alporquia. **Revista Ceres**, v. 52, n. 4, p. 975-985, 2005.

WARREN, J.A.; BENNET, M.A. Seed hydration using the drum priming system. **HortScience**, v. 32, n. 7, p. 1220-1221, 1997.

WENDLING, I.; DUTRA, L.F. Solução nutritiva para condução de minicepas de erva-mate (*Ilex paraguariensis* St. Hil.). Colombo: Embrapa Florestas, 2008. 5p. (**Circular Técnica 157**).

WENDLING, I.; FERRARI, M.P.; GROSSI, F. **Curso intensivo de viveiros e Produção de mudas**. Colombo: Embrapa Florestas - CNPF, (Embrapa Florestas. Documentos, 79). 2002. 48 p.

WENDLING, I.; XAVIER, A. Influência do ácido indolbutírico e da miniestaquia seriada no enraizamento e vigor de miniestacas de clones de *Eucalyptus grandis*. **Revista Árvore**, v. 29 p.921-930, 2005.

WERBROUCK, S.P.O.; STRNAD, M.; VAN ONCKELEN, H.A.; DEBERGH, P.C. Meta-topolin, an alternative to benzyladenine in tissue culture? *Physiologia Plantarum*, **Copenhagen**, v. 98, p. 291–297, 1996.

XAVIER, A.; SANTOS, G.A.; OLIVEIRA, M.L. Enraizamento de miniestaca caulinar e foliar na propagação vegetativa de cedro-rosa (*Cedrela fissilis* Vell.). **Revista Árvore**, v. 27, n. 3, p. 351 - 356, 2003.

XAVIER, A., WENDLING, I., SILVA, R.L. **Silvicultura clonal - princípios e técnicas**. Editora UFV, 2009. 272p.

ZANELA, J.; JÚNIOR, A.W.; CASSOL, D.A.; ALEGRETTI, A.L.; PIROLA, K.; MAZARO, S.M. Biofilmes e pré-embebição de sementes na germinação do araçazeiro 'YACY'. **Revista Brasileira de Agrociencia (UFPEL)**. v.18, p.229 - 232, 2012.

ZANOELLO, A.M., MELAZZO-MAZZANTI, C.; GINDRI, J.K.; FILAPPI, A.; PRESTES, D.; CECIM, M. Efeito protetor do *Syzygium cumini* contra Diabetes Mellitus induzido

por aloxano em ratos. **Acta Farm Bonaerense**, v. 21, p. 31-36, 2002.

ZIETEMANN, C.; ROBERTO, S.R. Efeito de diferentes substratos e épocas de coleta no enraizamento de estacas herbáceas de goiabeira, cvs. paluma e século XXI. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v.29, n.1, p.31-36, 2007.

ZONTA, E.P.; MACHADO, A.D.; SILVEIRA JUNIOR,P. **Sistema de análise estatística para microcomputadores**: SANEST. Pelotas: UFPEL, 1984.

ZUFFELLATO-RIBAS, K.C.; RODRIGUES, J.D. **Estaquia: uma abordagem dos principais aspectos fisiológicos**. Curitiba: [K. C. Zuffellato-Ribas], 2001. 39 p.

ÍNDICE DE APÊNDICES E ANEXOS

- APÊNDICE 1** – Tabela da análise de variância, valores do quadrado médio, referente a variável porcentagem de germinação, Índice de Velocidade de Germinação (IVG) e tempo médio de germinação (TMG) do experimento armazenamento de sementes de jamboleiro (*S. cumini*) - UTFPR, Dois Vizinhos PR, 2017 106
- APÊNDICE 2** – Tabela da análise de variância (regressão), valores do quadrado médio, referente a variável porcentagem de germinação, Índice de Velocidade de Germinação (IVG) e tempo médio de germinação (TMG) do experimento armazenamento de sementes de jamboleiro (*S. cumini*) - UTFPR, Dois Vizinhos PR, 2017. 106
- APÊNDICE 3** – Tabela da análise de variância, valores do quadrado médio, referente à variável porcentagem de germinação, Índice de Velocidade de Germinação (IVG) e tempo médio de germinação (TMG) do experimento armazenamento pós hidrocondicionamento de sementes de jamboleiro (*S. cumini*) - UTFPR, Dois Vizinhos PR, 2017..... 106
- APÊNDICE 4** – Tabela da análise de variância (regressão), valores do quadrado médio, referente à variável porcentagem de germinação, Índice de Velocidade de Germinação (IVG) e tempo médio de germinação (TMG) do experimento armazenamento pós hidrocondicionamento de sementes de jamboleiro (*S. cumini*) - UTFPR, Dois Vizinhos PR, 2017..... 106
- APÊNDICE 5** – Tabela da análise de variância referente à variável porcentagem de germinação, número de raízes, comprimento médio de raízes, número de brotações e sobrevivência do experimento miniestaquia de jamboleiro (*S. cumini*) de acordo com concentrações de AIB e tipo de estaca - UTFPR, Dois Vizinhos PR, 2017. 107
- APÊNDICE 6** – Tabela da análise de variância referente à variável porcentagem de enraizamento, número de raízes, comprimento médio de raízes, número de brotações, comprimento médio de brotações e número de estacas mortas do experimento estacas de jamboleiro (*S. cumini*) de acordo com concentrações de AIB e BAP - UTFPR, Dois Vizinhos PR, 2017..... 107
- APÊNDICE 7** - Tabela da análise de variância (regressão) referente à variável porcentagem de enraizamento, número de raízes, comprimento médio de raízes e número de estacas mortas para médias dos fatores isolados AIB e BAP do experimento estacas de jamboleiro (*S. cumini*) de acordo com concentrações de AIB e BAP - UTFPR, Dois Vizinhos PR, 2017..... 107
- APÊNDICE 8** – Tabela da análise de variância (regressão) referente à variável número de brotações e comprimento médio das brotações para médias da interação dos fatores AIB x BAP do experimento estacas de jamboleiro (*S. cumini*) de acordo com concentrações de AIB e BAP - UTFPR, Dois Vizinhos PR, 2017. 108
- APÊNDICE 9** – Tabela da análise de variância referente à variável porcentagem de enraizamento, comprimento médio de raiz, número de raízes, comprimento de

brotações, número de brotações e número de estacas mortas do experimento estacas de jamboleiro (*S. cumini*) de acordo com concentrações de AIB, tipo e tempo de condicionamento - UTFPR, Dois Vizinhos PR, 2017..... 109

APÊNDICE 10 - Tabela da análise de variância (regressão) de AIB x Tempo de condicionamento para número de brotações e número de estacas mortas do experimento estacas de jamboleiro (*S. cumini*) de acordo com concentrações de AIB, tipo e tempo de condicionamento - UTFPR, Dois Vizinhos PR, 2017..... 110

APÊNDICE 11 – Tabela da análise de variância (regressão) de tempo de condicionamento para as variáveis porcentagem de enraizamento e número de raízes do experimento estacas de jamboleiro (*S. cumini*) de acordo com concentrações de AIB, tipo e tempo de condicionamento - UTFPR, Dois Vizinhos PR, 2017. 111

APÊNDICE 12 - Tabela da análise de variância referente à variável porcentagem de enraizamento, comprimento médio das raízes, número de raízes e calogenese referente ao experimento alporquia de jamboleiro (*S. cumini*) de acordo com concentrações de AIB e tipo de embalagem - UTFPR, Dois Vizinhos PR, 2017..... 112

APÊNDICES

APÊNDICE 1 – Tabela da análise de variância, valores do quadrado médio, referente a variável porcentagem de germinação, Índice de Velocidade de Germinação (IVG) e tempo médio de germinação (TMG) do experimento armazenamento de sementes de jamboleiro (*S. cumini*) - UTFPR, Dois Vizinhos PR, 2017

Causas da variação	GL	Germinação	IVE	TMG
Tempo	13	163,902505 *	2,824821 *	33,105538 *
Residuo	42	55,183400	0,785055	12,190940
Media geral		73,70	73,70	22,8
CV(%)		10,07	10,07	15,31

*significativamente ao nível de 5% de probabilidade pelo teste de Duncan. ns Não significativo ao nível de 5% de probabilidade pelo teste F.

APÊNDICE 2 – Tabela da análise de variância (regressão), valores do quadrado médio, referente a variável porcentagem de germinação, Índice de Velocidade de Germinação (IVG) e tempo médio de germinação (TMG) do experimento armazenamento de sementes de jamboleiro (*S. cumini*) - UTFPR, Dois Vizinhos PR, 2017.

Causas da variação	G.L	Germinação	IVE	TMG
Regressão linear	1	357,069571 *	3,124558 *	3,789773 ns
Regressão quadrática	1	80,973315 ns	10,713210 *	160,529982 *
Regressão cúbica	1	55,881017 ns	0,092640 ns	1,160670 ns
Desvio de regressão	10	163,681710 *	2,279231 *	26,489126 *
Residuo	42	55,183400	0,785055	12,190940
Média		73,70	73,70	22,80
CV (%)		10,07	10,07	15,31

*significativamente ao nível de 5% de probabilidade pelo teste de Duncan. ns Não significativo ao nível de 5% de probabilidade pelo teste F.

APÊNDICE 3 – Tabela da análise de variância, valores do quadrado médio, referente à variável porcentagem de germinação, Índice de Velocidade de Germinação (IVG) e tempo médio de germinação (TMG) do experimento armazenamento pós hidrocondicionamento de sementes de jamboleiro (*S. cumini*) - UTFPR, Dois Vizinhos PR, 2017.

Causas da variação	G.L	Geminação	IVE	TMG
Armazenamento	3	6455,779989 *	0,220115 *	24,334071 *
Residuo	12	2,183891	0,000028	0,019259
Media		20,08	1,11	2,23
CV(%)		7,35	0,47	6,21

*significativamente ao nível de 5% de probabilidade pelo teste de Duncan. ns Não significativo ao nível de 5% de probabilidade pelo teste F.

APÊNDICE 4 – Tabela da análise de variância (regressão), valores do quadrado médio, referente à variável porcentagem de germinação, Índice de Velocidade de Germinação (IVG) e tempo médio de germinação (TMG) do experimento armazenamento pós hidrocondicionamento de sementes de jamboleiro (*S. cumini*) - UTFPR, Dois Vizinhos PR, 2017.

Causas da variação	G.L	Germinação	IVE	TMG
Regressão linear	1	357,069571 *	3,124558 *	3,789773 ns
Regressão quadrática	1	80,973315 ns	10,713210 *	160,529982 *
Regressão cúbica	1	55,881017 ns	0,092640 ns	1,160670 ns
Desvio de regressão	10	163,681710 *	2,279231 *	26,489126 *
Residuo	42	55,183400	0,785055	12,190940
Média		73,70	73,70	22,80
CV (%)		10,07	10,07	15,31

*significativamente ao nível de 5% de probabilidade pelo teste de Duncan. ns Não significativo ao nível de 5% de probabilidade pelo teste F.

APÊNDICE 5 – Tabela da análise de variância referente à variável porcentagem de germinação, número de raízes, comprimento médio de raízes, número de brotações e sobrevivência do experimento miniestaquia de jamboleiro (*S. cumini*) de acordo com concentrações de AIB e tipo de estaca - UTFPR, Dois Vizinhos PR, 2017.

Causas da variação	GL	Porcentagem de enraizamento	Número de raízes	Comprimento médio de	Número de brotações	Sobrevivência
Tipo de estaca	2	3543,8039040 *	0,961081 ns	2,949803 ns	0,843493 ns	7467,490257 *
AIB	3	263,245220 ns	5,057307 ns	0,432782 ns	0,155196 ns	202,598392 ns
Tipo x AIB	6	419,383742 ns	1,038085 ns	1,411269 ns	0,365276 ns	1428,679624 *
Residuo	36	252,083150	3,800876	3,017399	0,453627	581,617815
Media		27,230000	3,770000	3,880000	2,210000	41,220000
CV(%)		58,290000	51,680000	44,700000	30,390000	58,490000

*significativamente ao nível de 5% de probabilidade pelo teste de Duncan. ns Não significativo ao nível de 5% de probabilidade pelo teste F.

APÊNDICE 6 – Tabela da análise de variância referente à variável porcentagem de enraizamento, número de raízes, comprimento médio de raízes, número de brotações, comprimento médio de brotações e número de estacas mortas do experimento estacas de jamboleiro (*S. cumini*) de acordo com concentrações de AIB e BAP - UTFPR, Dois Vizinhos PR, 2017.

Causas da variação	GL	Porcentagem de enraizamento	Número de raízes	Comprimento médio de raízes	Número de brotações	Comprimento médio das brotações	Número de estacas mortas
AIB	2	418,316300 *	2,416415 ns	1,683583 ns	8,431337 *	17,684260 *	0,915070 *
BAP	2	522,112700 *	5,154257 *	2,749218 *	2,091967 *	2,419026 *	0,892652 *
AIB x BAP	4	188,183200 ns	1,613743 ns	1,445971 ns	1,865844 *	2,599264 *	0,414314 ns
Residuo	27	85,959530	0,745811	0,605444	0,377947	0,568796	0,159990
Media		5,110000	1,490000	1,420000	1,880000	2,120000	8,840000
CV(%)		181,530000	57,720000	54,570000	32,690000	35,500000	4,520000

*significativamente ao nível de 5% de probabilidade pelo teste de Duncan. ns Não significativo ao nível de 5% de probabilidade pelo teste F.

APÊNDICE 7 - Tabela da análise de variância (regressão) referente à variável porcentagem de enraizamento, número de raízes, comprimento médio de raízes e número de estacas mortas para médias dos fatores isolados AIB e BAP do experimento estacas de jamboleiro (*S. cumini*) de acordo com concentrações de AIB e BAP - UTFPR, Dois Vizinhos PR, 2017.

Causas da variacao	GL	Porcentagem de enraizamento		Número de raízes	Comprimento médio de raízes	Número de estacas mortas	
		AIB	BAP	BAP	BAP	AIB	BAP
Regressão linear	1	84,375000 ns	945,684480 *	7,731387 *	3,053201 *	0,079900 ns	1,627592 *
Regressão quadratica	1	752,257657 *	98,540944 ns	2,577129 ns	2,445236 ns	1,750247 *	0,157719 ns
Residuo	27	85,959532	85,959532	0,745811	0,605444	0,159990	0,159990
Media			5,11	1,49	1,42		8,84
CV(%)			181,53	57,72	54,57		4,52

*significativamente ao nível de 5% de probabilidade pelo teste de Duncan. ns Não significativo ao nível de 5% de probabilidade pelo teste F.

APÊNDICE 8 - Tabela da análise de variância (regressão) referente à variável número de brotações e comprimento médio das brotações para médias da interação dos fatores AIB x BAP do experimento estacas de jamboleiro (*S. cumini*) de acordo com concentrações de AIB e BAP - UTFPR, Dois Vizinhos PR, 2017.

Causas da variacao	GL	Número de brotações			Comprimento médio das brotações		
		0	250	500	0	250	500
Regressão linear	1	6,08079 *	8,90165 *	2,148938 *	13,979 *	13,62448 *	6,456042 *
Regressão quadratica	1	2,02693 *	2,20052 *	2,967217 *	4,659667 *	2,726187 *	4,320197 *
Residuo	27	0,377947	0,37795	0,377947	0,568796	0,568796	0,568796
Media			1,88			2,12	
CV(%)			32,69			35,5	

*significativamente ao nível de 5% de probabilidade pelo teste de Duncan. ns Não significativo ao nível de 5% de probabilidade pelo teste F.

APÊNDICE 9 – Tabela da análise de variância referente à variável porcentagem de enraizamento, comprimento médio de raiz, número de raízes, comprimento de brotações, número de brotações e número de estacas mortas do experimento estacas de jamboleiro (*S. cumini*) de acordo com concentrações de AIB, tipo e tempo de condicionamento - UTFPR, Dois Vizinhos PR, 2017.

Causas da variação	G.L	Porcentagem de germinação	Comprimento médio de raiz	Número de raízes	Comprimento de brotações	Número de brotações	Número de estacas mortas
Tempo de cond.	3	196,018977 *	1,347068 ns	0,982511 *	0,218640 *	1,267475 *	0,128645 *
Tipo de cond.	2	126,964267 *	1,042642 ns	1,043499 *	0,073140 ns	0,382895 *	0,074862 *
AIB	2	43,466355 ns	0,236631 ns	0,105358 ns	0,127800 *	0,365027 *	0,034676 ns
Tempo de cond. x Tipo de cond.	6	36,007419 ns	0,424376 ns	0,361715 ns	0,073141 ns	0,382895 *	0,021385 ns
Tempo de cond. x AIB	6	65,276175 *	0,416146 ns	0,185787 ns	0,127800 *	0,365027 *	0,057478 *
Tipo de cond. x AIB	4	13,432288 ns	0,554832 ns	0,237568 ns	0,091425 ns	0,109857 ns	0,014030 ns
Tempo de cond. x Tipo de cond. x AIB	12	29,386385 ns	0,277498 ns	0,189228 ns	0,091425 *	0,109857 ns	0,017007 ns
Resíduo	108	31,557062	0,537486	0,334108	0,048477	0,101929	0,024507
Média		2,12	1,22	1,19	1,04	1,09	9,00
CV(%)		265,24	59,96	48,34	21,19	29,19	1,74

*significativamente ao nível de 5% de probabilidade pelo teste de Duncan. ns Não significativo ao nível de 5% de probabilidade pelo teste F.

APÊNDICE 10 - Tabela da análise de variância (regressão) de AIB x Tempo de condicionamento para número de brotações e número de estacas mortas do experimento estacas de jableiro (*S. cumini*) de acordo com concentrações de AIB, tipo e tempo de condicionamento - UTFPR, Dois Vizinhos PR, 2017.

Causas da variação	GL	Número de brotações				Número de estacas mortas			
		AIB							
		0	3000	6000	0	3000	6000		
Regressão Linear	1	3,220552 *	0,300000 ns	0,075 ns	0,381753 *	0,000927 ns	0,005612 ns		
Regressão Quadrática	1	1,789195 *	0,166667 ns	0,041667 ns	0,108707 *	0,017114 ns	0,000985 ns		
Regressão cúbica	1	0,357839 ns	0,033333 ns	0,008333 ns	0,042417 ns	0,124894 *	0,048394 ns		
Resíduo	108	0,101929	0,101929	0,101929	0,024507	0,024507	0,024507		
Média			1,09			9,00			
CV (%)			29,19			1,74			

*significativamente ao nível de 5% de probabilidade pelo teste de Duncan. ns Não significativo ao nível de 5% de probabilidade pelo teste F.

APÊNDICE 11 – Tabela da análise de variância (regressão) de tempo de condicionamento para as variáveis porcentagem de enraizamento e número de raízes do experimento estacas de jamboleiro (*S. cumini*) de acordo com concentrações de AIB, tipo e tempo de condicionamento - UTFPR, Dois Vizinhos PR, 2017.

Causas da variação	GL	Porcentagem de enraizamento	Número de raízes
Regressão Linear	1	280,642902 *	1,142147 *
Regressão Quadrática	1	21,385963 ns	0,111111 ns
Regressão cúbica	1	286,028097 *	1,694274 *
Resíduo	108	31,557062	0,334108
Média		2,11	1,19
CV (%)		265,24	48,33

*significativamente ao nível de 5% de probabilidade pelo teste de Duncan. ns Não significativo ao nível de 5% de probabilidade pelo teste F.

APÊNDICE 12 - Tabela da análise de variância referente à variável porcentagem de enraizamento, comprimento médio das raízes, número de raízes e calogenese referente ao experimento alporquia de jamboleiro (*S. cumini*) de acordo com concentrações de AIB e tipo de embalagem - UTFPR, Dois Vizinhos PR, 2017.

Causa da variação	GL.	Porcentagem de enraizamento	Comprimento médio das raízes	Número de raízes	Calogenese
Algodão	1	3982,890000 *	0,341368 ns	33,521840 *	0,000239 ns
Estação	3	9740,747558 *	35,708264 *	45,615948 *	0,787388 *
AIB	2	916,122743 *	44,330658 *	44,937455 *	0,027996 ns
Revestimento	2	680,726230 ns	22,782058 *	23,799129 *	0,029949 ns
Algodão x Estação	3	296,996467 ns	5,928044 ns	7,134751 *	0,108358 ns
Algodão x AIB	2	348,839803 ns	2,257714 ns	8,083888 *	0,000413 ns
Algodão x Revestimento	2	852,717787 ns	3,362998 ns	0,506973 ns	0,002100 ns
Estação x AIB	6	454,457752 ns	4,326709 ns	8,768467 *	0,032466 ns
Estação x Revestimento	6	360,407616 ns	5,725149 ns	1,968468 ns	0,039234 ns
AIB x Revestimento	4	260,482700 ns	6,514951 ns	4,563376 ns	0,024105 ns
Algodão x Estação x AIB	6	339,786427 ns	3,463147 ns	3,430491 ns	0,004668 ns
Algodão x Estação x Revestimento	6	152,808410 ns	1,688809 ns	3,193673 ns	0,098846 *
Algodão x AIB x Revestimento	4	218,113048 ns	1,346474 ns	1,385402 ns	0,029121 ns
Estação x AIB x Revestimento	12	346,851577 ns	3,409121 ns	2,570834 ns	0,033718 ns
Algodão x Estação x AIB x Revestimento	12	346,851577 ns	3,086547 ns	3,409719 ns	0,028762 ns
Resíduo	144	300,278587	2,951938	2,564861	0,042439
Média		22,99	3,40	2,81	1,10
C.V. (%)		75,35	50,52	18,79	18,79

*significativamente ao nível de 5% de probabilidade pelo teste de Duncan. ns Não significativo ao nível de 5% de probabilidade pelo teste F.