

UNIVERSIDADE FEDERAL DE PELOTAS
Faculdade de Agronomia Eliseu Maciel
Programa de Pós-Graduação em Agronomia

Tese



Miniestaquia e cultivo em recipiente da oliveira ‘Arbequina’

Patrícia Maciejewski

Pelotas, 2022

Patrícia Maciejewski

Miniestaquia e cultivo em recipiente da oliveira ‘Arbequina’

Tese apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Agronomia da Universidade Federal de Pelotas, como requisito parcial à obtenção do título de Doutora em Ciências.

Orientadora: Prof^a. Dra. Adriane Marinho de Assis

Coorientadora: Prof^a. Dra. Márcia Wulff Schuch

Pelotas, 2022

Universidade Federal de Pelotas / Sistema de Bibliotecas
Catalogação na Publicação

M152 Maciejewski, Patrícia

Miniestaquia e cultivo em recipiente da oliveira
'Arbequina' / Patrícia Maciejewski ; Adriane Marinho de
Assis, orientadora ; Márcia Wulff Schuch, coorientadora. –
Pelotas, 2022.

101 f. : il.

Tese (Doutorado) – Programa de Pós-Graduação em
Agronomia, Faculdade de Agronomia Eliseu Maciel,
Universidade Federal de Pelotas, 2022.

1. *Olea europaea* L.. 2. Propagação vegetativa. 3.
Fruticultura ornamental. I. Assis, Adriane Marinho de, orient.
II. Schuch, Márcia Wulff, coorient. III. Título.

CDD : 634.6

Patrícia Maciejewski

Miniestaquia e cultivo em recipiente da oliveira 'Arbequina'

Tese aprovada, como requisito parcial, para obtenção do grau de Doutora em Ciências, Programa de Pós-Graduação em Agronomia, Faculdade de Agronomia Eliseu Maciel, Universidade Federal de Pelotas.

Data da Defesa: 24 de fevereiro de 2022.

Banca examinadora:

Adriane Marinho de Assis

Prof^a. Dra. Departamento de Fitotecnia, FAEM/ UFPel (Orientadora)

Aline Ritter Curti

Prof^a. Dra. Departamento de Fitotecnia, FAEM/ UFPel

Laura Reisdörfer Sommer

Prof^a. Dra. Universidade Regional Integrada

Ricardo Tadeu de Faria

Prof. Dr. Universidade Estadual de Londrina

Dedico a minha mãe Olivia e meu pai Romildo (*in
memoriam*), pelo amor incondicional em todos os
momentos da minha vida.

Eu amo vocês!

Agradecimentos

À Deus e à Nossa Senhora de Czestochowa por sempre iluminarem e abençoarem o meu caminho.

À minha mãe Olivia Szczecinski Maciejewski, minha grande heroína e melhor amiga, e à minha irmã Maria Eduarda Maciejewski, pelo amor, carinho e suporte. Graças a vocês essa conquista foi possível.

Ao meu pai Romildo Maciejewski (*in memoriam*), por ensinar-me a ser uma pessoa ética e justa e por ser meu exemplo de garra e determinação.

Ao meu noivo e melhor amigo Eduardo Tavares Spat, pelo amor, incentivo e companheirismo.

À todos os meus familiares e amigos, por torcerem por mim e sempre me apoiarem. Como costumo dizer, sem família não somos ninguém.

À minha orientadora e co-orientadora, Adriane Marinho de Assis e Márcia Wulff Schuch, por terem me acolhido com tanto carinho como sua orientada, por todos ensinamentos e por acreditarem e confiarem no meu trabalho.

Às amigas que a pós-graduação me proporcionou. À Aline Ramm, minha 'irmã' e companheira de trajetória, pelo carinho, encorajamento e amparo em todos os momentos; à Bruna Andressa dos Santos Oliveira e Marilaine Garcia de Mattos, por todo suporte e ânimo. Com vocês os trabalhos foram mais leves e as conversas mais gostosas; guardarei vocês sempre em meu coração.

Ao meu amigão Luis Carlos Moreira Castro, pelo carinho e apoio.

Aos demais colegas e estagiários do Laboratório de Propagação de Plantas Frutíferas da UFPel.

Ao Programa de Pós-Graduação em Agronomia da UFPel, por me oportunizar a realização do curso de Doutorado e à Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES), pela concessão da bolsa de estudos.

Muito obrigada!

“Ninguém ignora tudo. Ninguém sabe tudo. Todos nós sabemos alguma coisa. Todos nós ignoramos alguma coisa. Por isso aprendemos sempre.”

Paulo Freire

Resumo

MACIEJEWSKI, Patrícia. **Miniestaquia e cultivo em recipiente da oliveira 'Arbequina'**. 2022. 101 f. Tese (Doutorado em Agronomia) – Programa de Pós-Graduação em Agronomia, Faculdade de Agronomia Eliseu Maciel, Universidade Federal de Pelotas, Pelotas, 2022.

A olivicultura está em expansão no Brasil; porém, para atender os diferentes nichos de mercado é necessário estabelecer protocolos de propagação eficientes para a obtenção de mudas de qualidade, bem como determinar as condições adequadas para seu crescimento e desenvolvimento em recipiente, visando o uso na ornamentação. Com base nesses aspectos, foram realizados três experimentos que serão apresentados em capítulos. No primeiro, o objetivo foi verificar a propagação de miniestacas de oliveira 'Arbequina' coletadas em diferentes posições do ramo e submetidas a concentrações de ácido indolbutírico (AIB) e substâncias húmicas (SoloHumics®). O delineamento experimental foi o inteiramente casualizado, em esquema bifatorial 3x4 (posições de coleta no ramo (basal, mediana e apical) e concentrações de AIB com SoloHumics® (0 mg L⁻¹ AIB + 10 mL SoloHumics®; 1.000 mg L⁻¹ AIB + 10 mL SoloHumics®; 2.000 mg L⁻¹ AIB + 10 mL SoloHumics®; e 3.000 mg L⁻¹ AIB + 10 mL SoloHumics®)). Conclui-se que a oliveira 'Arbequina' pode ser propagada por miniestacas basais e apicais submetidas ao uso de 1.000 mg L⁻¹ de AIB + SoloHumics®, e por miniestacas medianas tratadas com 2.000 mg L⁻¹ de AIB + SoloHumics®, em função do maior potencial de enraizamento. No segundo capítulo, o objetivo foi avaliar a presença e ausência de lesão na base de miniestacas de oliveira 'Arbequina' submetidas a concentrações de AIB e SoloHumics®. O delineamento experimental foi o inteiramente casualizado, em esquema bifatorial 2x4 (presença e ausência de lesão na base e concentrações de AIB + SoloHumics® (0 mg L⁻¹ AIB + 10 mL SoloHumics®; 1.000 mg L⁻¹ AIB + 10 mL SoloHumics®; 2.000 mg L⁻¹ AIB + 10 mL SoloHumics®; e 3.000 mg L⁻¹ AIB + 10 mL SoloHumics®)). Constatou-se que a oliveira 'Arbequina' pode ser propagada por miniestacas com lesão na base submetidas ao uso de 1.000 mg L⁻¹ de AIB + SoloHumics® e por miniestacas sem lesão na base tratadas com 3.000 mg L⁻¹ de AIB + SoloHumics®, em função do maior potencial de enraizamento. No terceiro capítulo, objetivou-se avaliar a utilização de diferentes volumes de recipientes, substratos e tempo de cultivo no desenvolvimento da oliveira 'Arbequina'. Para isto, o delineamento experimental foi o inteiramente casualizado, em esquema trifatorial para as variáveis altura de planta, número e comprimento médio de brotações, sendo os fatores de tratamento: volumes de recipientes (20 L e 30 L), substratos (casca de arroz carbonizada, Beifort S-10B® e casca de arroz carbonizada + Beifort S-10B®), e tempo de cultivo (30, 60, 90, 120, 150, 180, 210, 240, 270, 300, 330, 360 dias). Além disso, para o comprimento de maior raiz e massa de matéria seca de parte aérea e raízes adotou-se o esquema bifatorial, sendo os fatores de tratamento: volumes de recipientes (20 L e 30 L) e substratos (casca de arroz carbonizada, Beifort S-10B®, e casca de arroz carbonizada + Beifort S-10B®). Concluiu-se que o recipiente de 30 L contendo Beifort S-10B® pode ser usado no cultivo da oliveira 'Arbequina' durante 360 dias.

Palavras-chave: *Olea europaea* L.; propagação vegetativa; fruticultura ornamental.

Abstract

MACIEJEWSKI, Patrícia. **Minicutting and cultivation in container of the 'Arbequina' olive tree.** 2022. 101 f. Thesis (PhD in Agronomy) - Graduate Program in Agronomy, School of Agronomy Eliseu Maciel, Federal University of Pelotas, Pelotas, 2022.

Olive cultivation is expanding in Brazil; however, in order to meet the different market niches, it is necessary to establish efficient propagation protocols to obtain quality seedlings, as well as to determine the appropriate conditions for their growth and development in containers, aiming at their use in ornamentation. Based on these aspects, three experiments were carried out, which will be presented in chapters. In the first, the objective was to verify the propagation of 'Arbequina' olive minicuttings collected in different positions of the branch and subjected to concentrations of indolebutyric acid (IBA) and humic substances (SoloHumics®). The experimental design was completely randomized, in a 3x4 bifactorial scheme (collection positions in the branch (basal, median and apical) and IBA concentrations with SoloHumics® (0 mg L⁻¹ IBA + 10 mL SoloHumics®; 1,000 mg L⁻¹ IBA + 10 mL SoloHumics®; 2,000 mg L⁻¹ IBA + 10 mL SoloHumics®; and 3,000 mg L⁻¹ IBA + 10 mL SoloHumics®)). It is concluded that the 'Arbequina' olive tree can be propagated by basal and apical minicuttings submitted to the use of 1,000 mg L⁻¹ of IBA + SoloHumics®, and by medium minicuttings treated with 2,000 mg L⁻¹ of IBA + SoloHumics®, in due to the greater rooting potential. In the second chapter, the objective was to evaluate the presence and absence of lesion at the base of 'Arbequina' olive minicuttings subjected to concentrations of IBA and SoloHumics®. The experimental design was completely randomized, in a 2x4 bifactorial scheme (presence and absence of lesion at the base and IBA concentrations with SoloHumics® (0 mg L⁻¹ IBA + 10 mL SoloHumics®; 1,000 mg L⁻¹ IBA + 10 mL SoloHumics®; 2,000 mg L⁻¹ IBA + 10 mL SoloHumics®; and 3,000 mg L⁻¹ IBA + 10 mL SoloHumics®)). It was found that the 'Arbequina' olive tree can be propagated by minicuttings with basal lesion submitted to the use of 1,000 mg L⁻¹ of IBA + SoloHumics® and by minicuttings without base injury treated with 3,000 mg L⁻¹ of IBA + SoloHumics®, due to the greater rooting potential. In the third chapter, the objective was to evaluate the use of different volumes of containers, substrates and cultivation time in the development of the 'Arbequina' olive tree. For this, the experimental design was completely randomized, in a trifactorial scheme for the variables plant height, number and average length of shoots, being the treatment factors: container volumes (20 L and 30 L), substrates (carbonized rice husk, Beifort S-10B® and carbonized rice husk + Beifort S-10B®), and cultivation time (30, 60, 90, 120, 150, 180, 210, 240, 270, 300, 330, 360 days). In addition, for the longest root length and shoot and root dry matter mass, the bifactorial scheme was adopted, with the treatment factors being: container volumes (20 L and 30 L) and substrates (carbonized rice husk, Beifort S-10B®, and carbonized rice husk + Beifort S-10B®). It was concluded that the 30 L container containing Beifort S-10B® can be used in the cultivation of the 'Arbequina' olive tree for 360 days.

Keywords: *Olea europaea* L.; vegetative propagation; ornamental fruit growing.

Lista de Figuras

Figura 1	Oliveira cv. Arbequina com três anos de idade. Santa Margarida do Sul/RS, 2021.	23
Figura 2	Sistema radicular da oliveira cv. Arbequina com dois anos de idade cultivada em recipientes de 30 L contendo substrato Beifort S-10B®. UFPel, Capão do Leão/RS, 2020.	24
Figura 3	Folhas de oliveira cv. Arbequina com três anos de idade. Santa Margarida do Sul/RS, 2021.	25
Figura 4	Flores de oliveira cv. Koroneiki com dois anos de idade. UFPel, Capão do Leão/RS, 2020.	25
Figura 5	Frutos em formação da oliveira cv. Arbequina com três anos de idade. Santa Margarida do Sul/RS, 2021.	26
Figura 6	Oliveira cv. Arbequina com três anos de idade. Santa Margarida do Sul/RS, 2021.	27
Figura 7	Miniestacas basal, mediana e apical de oliveira cv. Arbequina. UFPel, Capão do Leão/RS, 2019.	41
Figura 8	Miniestaca de oliveira cv. Arbequina com presença de lesão (A) e SoloHumics® (B). UFPel, Capão do Leão/RS, 2019.	42
Figura 9	Miniestacas de oliveira cv. Arbequina acondicionadas em embalagens plásticas Sanpack® contendo vermiculita média expandida. UFPel, Capão do Leão/RS, 2019.	42
Figura 10	Porcentagem de sobrevivência (A); retenção foliar (B) e, número de folhas (C) de miniestacas de oliveira 'Arbequina' em função das posições de coleta das miniestacas no ramo em diferentes concentrações de AIB + SoloHumics®. UFPel, Capão do Leão/RS, 2019.	45
Figura 11	Porcentagem (A); número (B) e, comprimento de brotações (C) de miniestacas de oliveira 'Arbequina' em função das posições de coleta das miniestacas no ramo em diferentes concentrações de AIB + SoloHumics®. UFPel, Capão do Leão/RS, 2019.	46

Figura 12	Porcentagem de enraizamento de miniestacas de oliveira 'Arbequina' em diferentes concentrações de AIB + SoloHumics®. UFPel, Capão do Leão/RS, 2019.	49
Figura 13	Número (A); comprimento (B) e, massa de matéria seca de raízes (C) de miniestacas de oliveira 'Arbequina' em função das posições de coleta das miniestacas no ramo em diferentes concentrações de AIB + SoloHumics®. UFPel, Capão do Leão/RS, 2019.	50
Figura 14	Miniestacas basais de oliveira cv. Arbequina com 0 (A), 1.000 (B), 2.000 (C) e 3.000 (D) mg L ⁻¹ AIB + SoloHumics®; miniestacas medianas de oliveira cv. Arbequina com 0 (E), 1.000 (F), 2.000 (G) e 3.000 (H) mg L ⁻¹ AIB + SoloHumics®; e miniestacas apicais de oliveira cv. Arbequina com 0 (I), 1.000 (J), 2.000 (K) e 3.000 (L) mg L ⁻¹ AIB + SoloHumics® aos 60 dias de cultivo. UFPel, Capão do Leão/RS, 2019.	51
Figura 15	Miniestacas de oliveira cv. Arbequina com presença (A) e ausência (B) de lesão na base. UFPel, Capão do Leão/RS, 2019.	57
Figura 16	Miniestacas de oliveira cv. Arbequina acondicionadas em embalagens plásticas Sanpack® contendo vermiculita média expandida. UFPel, Capão do Leão/RS, 2019.	58
Figura 17	Porcentagem de sobrevivência (A) e, número de folhas (B) de miniestacas de oliveira 'Arbequina' em função da presença e ausência de lesão na base das miniestacas em diferentes concentrações de AIB + SoloHumics®. UFPel, Capão do Leão/RS, 2019.	61
Figura 18	Porcentagem (A); número (B) e, comprimento de brotações (C) de miniestacas de oliveira 'Arbequina' em função da presença e ausência de lesão na base das miniestacas em diferentes concentrações de AIB + SoloHumics®. UFPel, Capão do Leão/RS, 2019.	62
Figura 19	Porcentagem de enraizamento (A); calo e raiz (B) e, calo sem raiz (C) de miniestacas de oliveira 'Arbequina' em função da presença e ausência de lesão na base das miniestacas em diferentes	

	concentrações de AIB + SoloHumics®. UFPel, Capão do Leão/RS, 2019.	65
Figura 20	Número (A); comprimento (B) e, massa de matéria seca de raízes (C) de miniestacas de oliveira 'Arbequina' em função da presença e ausência de lesão na base das miniestacas em diferentes concentrações de AIB + SoloHumics®. UFPel, Capão do Leão/RS, 2019.	66
Figura 21	Miniestacas de oliveira cv. Arbequina com presença de lesão na base tratadas com 0 (A), 1.000 (B), 2.000 (C) e 3.000 (D) mg L ⁻¹ AIB + SoloHumics®; e com ausência de lesão na base tratadas com 0 (E), 1.000 (F), 2.000 (G) e 3.000 (H) mg L ⁻¹ AIB + SoloHumics® aos 60 dias de cultivo. UFPel, Capão do Leão/RS, 2019.	67
Figura 22	Estufa agrícola onde o experimento foi realizado (A) e, oliveiras 'Arbequina' cultivadas em recipientes durante o experimento. UFPel, Capão do Leão/RS, 2020.	73
Figura 23	Oliveiras 'Arbequina' podadas e padronizadas no início do experimento. UFPel, Capão do Leão/RS, 2019.	73
Figura 24	Altura de planta (A) e comprimento médio de brotações (B) de oliveira 'Arbequina' em função do seu cultivo em diferentes volumes de recipientes e substratos ao longo do tempo de cultivo. UFPel, Capão do Leão/RS, 2019/20.	77
Figura 25	Oliveiras 'Arbequina' em recipientes de 20 L com casca de arroz carbonizada (A), Beifort S-10B® (B), e casca de arroz carbonizada + Beifort S-10B® (C); e em recipientes de 30 L com casca de arroz carbonizada (D), Beifort S-10B® (E), e casca de arroz carbonizada + Beifort S-10B® (F) aos 360 dias de cultivo. UFPel, Capão do Leão/RS, 2020.	78
Figura 26	Oliveira 'Arbequina' cultivada em recipiente de 30 L contendo substrato Beifort S-10B® no início do experimento (A) e após 360 dias (B). UFPel, Capão do Leão/RS, 2019/20.	79
Figura 27	Número médio de brotações de oliveira 'Arbequina' ao longo do tempo de cultivo. UFPel, Capão do Leão/RS, 2019/20.	80

Figura 28	Temperatura (°C) (A) e umidade relativa do ar (%) (B) mínimas, médias e máximas, registradas em estufa agrícola, no período de novembro de 2019 a novembro de 2020. UFPel, Capão do Leão/RS, 2019/20.	83
Figura 29	Raízes de oliveiras 'Arbequina' provenientes de recipientes de 20 L com casca de arroz carbonizada (A), Beifort S-10B® (B), e casca de arroz carbonizada + Beifort S-10B® (C); e de recipientes de 30 L com casca de arroz carbonizada (D), Beifort S-10B® (E), e casca de arroz carbonizada + Beifort S-10B® (F) após 360 dias de cultivo. UFPel, Capão do Leão/RS, 2020.	84
Figura 30	Parte aérea e radicial de oliveira 'Arbequina' proveniente de recipiente de 30 L e Beifort S-10B®. UFPel, Capão do Leão/RS, 2020.	85

Lista de Tabelas

Tabela 1	Porcentagem de sobrevivência; retenção foliar; número de folhas; porcentagem, número e comprimento (cm) de brotações; número, comprimento (cm) e massa de matéria seca das raízes de oliveira cv. Arbequina em função das posições de coleta das miniestacas no ramo em diferentes concentrações de AIB + SoloHumics®. UFPel, Capão do Leão/RS, 2019.	44
Tabela 2	Porcentagem de miniestacas enraizadas e com calo e raiz de oliveira cv. Arbequina em função da posição de coleta das miniestacas no ramo. UFPel, Capão do Leão/RS, 2019.	48
Tabela 3	Porcentagem de sobrevivência; retenção foliar; número de folhas; porcentagem, número e comprimento (cm) de brotações; porcentagem de miniestacas enraizadas, com calo e raiz e com calo sem raiz; número, comprimento (cm) e massa de matéria seca das raízes (g) de oliveira cv. Arbequina em função da presença e ausência de lesão na base das miniestacas em diferentes concentrações de AIB + SoloHumics®. UFPel, Capão do Leão/RS, 2019.	60
Tabela 4	Altura de planta e comprimento médio de brotações (cm) de oliveira 'Arbequina' em função dos volumes de recipientes e substratos ao longo do tempo de cultivo. UFPel, Capão do Leão/RS, 2019/20.	76
Tabela 5	Número médio de brotações, comprimento da maior raiz (cm) e massa de matéria seca de parte aérea e raízes (g) de oliveira 'Arbequina' em função dos volumes de recipientes em diferentes substratos. UFPel, Capão do Leão/RS, 2019/20.	80
Tabela 6	Valores médios de potencial hidrogeniônico (pH), condutividade elétrica (CE), capacidade de retenção de água (CRA) e densidade (D) nos substratos casca de arroz carbonizada (CAC), Beifort S-10B® (S10) e casca de arroz carbonizada + Beifort S-10B® (CAC + S10), na implantação do experimento (Avaliação inicial) e após 360 dias (Avaliação final). UFPel, Capão do Leão/RS, 2019/20.	86

Sumário

1 Introdução	17
2 Revisão da Literatura	19
2.1 Oliveira (<i>Olea europaea</i> L.)	19
2.1.1 Origem	19
2.1.2 Importância social e econômica	20
2.1.3 Descrição botânica	23
2.1.4 Oliveira 'Arbequina'	26
2.1.5 Fruticultura ornamental	29
2.1.6 Propagação	31
2.1.7 Reguladores vegetais	33
2.1.8 Substâncias húmicas	35
2.1.9 Substrato	36
3 Capítulo 1 - Posições de coleta no ramo, ácido indolbutírico e substâncias húmicas na miniestaquia de oliveira 'Arbequina'	39
3.1 Introdução	39
3.2 Material e Métodos	40
3.3 Resultados e Discussão	43
3.4 Conclusão	54
4 Capítulo 2 - Lesão na base, ácido indolbutírico e substâncias húmicas na miniestaquia de oliveira 'Arbequina'	55
4.1 Introdução	55
4.2 Material e Métodos	56
4.3 Resultados e Discussão	59

4.4 Conclusão	70
5 Capítulo 3 - Recipientes, substratos e tempo de cultivo no desenvolvimento da oliveira 'Arbequina'	71
5.1 Introdução	71
5.2 Material e Métodos	72
5.3 Resultados e Discussão	75
5.4 Conclusão.....	87
6 Considerações Finais	88
Referências	89

1 Introdução

A fruticultura brasileira é um setor em expansão, devido à crescente percepção pelos consumidores de que a alimentação saudável, incluindo as frutas, é a base da saúde e do bem-estar. Outro fator é a melhoria na qualidade dos produtos, cada vez mais saborosos e bem apresentados no momento da comercialização (ABRAFRUTAS, 2018).

Dentre as frutíferas cultivadas no Brasil está a oliveira (*Olea europaea* L.), planta repleta de simbolismos e tradições (RHIZOPOULOU, 2007). Segundo o IBRAOLIVA (2021), verifica-se uma crescente demanda mundial pelos produtos oriundos dessa planta, como o azeite e a azeitona de mesa. Atualmente, cerca de 10.000 hectares são cultivados no país (CRIZEL et al., 2020) e as perspectivas são bastante promissoras, haja vista que a cada ano há um aumento expressivo da área plantada, com estimativa de que até 2025 esta seja de 20.000 hectares.

Outra opção de uso da oliveira é como planta ornamental (CIPOLLINI et al., 2017; RODRÍGUEZ-RAJO et al., 2019; MONROY-COLÍN et al., 2020), devido à sua longevidade e suas características, como a coloração das folhas verde escura na superfície adaxial e acinzentada na superfície abaxial; a cor e morfologia das flores; a cor e a forma dos frutos (SCHUCH et al., 2019). Inclusive, vários estudos sobre a utilização de frutíferas na ornamentação (SOUZA et al., 2012; SANTOS et al., 2015; PEREIRA et al., 2018); incluindo a oliveira (SILVA, 2017) vem sendo realizados.

Uma cultivar que pode ser direcionada para vários nichos de mercado é a Arbequina. Além de ser uma das mais produzidas no Brasil, em virtude de sua adaptabilidade ao clima e solo das regiões produtoras (KIST et al., 2019), alto rendimento e extraordinária qualidade do azeite (SÁNCHEZ-ESTRADA; CUEVAS, 2018), possui baixo vigor (COUTINHO et al., 2015).

Independente do foco de produção, um aspecto importante a ser considerado é a obtenção de mudas de qualidade. No caso da oliveira, as mudas são propagadas principalmente por estaquia e um dos maiores entraves para sua produção em larga escala é a baixa porcentagem de enraizamento de algumas cultivares (SILVA et al., 2012; PENSO et al., 2016; INOCENTE et al., 2018).

Uma alternativa que pode contribuir para a melhoria nos índices de enraizamento é a miniestaquia, que surgiu como uma variação da estaquia convencional em espécies do gênero *Eucalyptus* (CASARIN et al., 2017). Entre suas

vantagens destacam-se o baixo custo, a necessidade de pequena área para propagação e o alto rendimento por planta matriz, devido ao pequeno tamanho das miniestacas (TIMM et al., 2017). Apesar disso, o enraizamento da miniestaca pode variar em relação a fatores, como: posição de coleta no ramo, presença e ausência de lesão na base da miniestaca, tipo e concentração de reguladores vegetais, cultivar, entre outros, e as informações disponíveis são escassas.

Após a obtenção da muda, caso a produção esteja voltada à ornamentação, é possível cultivá-la para uso na floricultura, como flor ou folhagem de corte, bem como na composição de projetos paisagísticos. A venda da planta em vaso, até mesmo como bonsai, também pode ser viável, desde que sejam definidos o substrato e o tamanho do recipiente adequados para esse fim, entre outros.

Com base nesses aspectos, a fim de possibilitar os diferentes usos e o amplo cultivo da oliveira 'Arbequina', é necessário estabelecer protocolos de propagação eficientes para a obtenção de mudas de qualidade, e para que seja viável seu cultivo como planta ornamental em recipientes é fundamental determinar o volume e o tipo de substrato adequado para seu crescimento e desenvolvimento.

Neste sentido, três experimentos foram realizados e serão apresentados nesse documento na forma de três capítulos:

Capítulo 1. Posições de coleta no ramo, ácido indolbutírico e substâncias húmicas na miniestaca de oliveira 'Arbequina'.

Capítulo 2. Lesão na base, ácido indolbutírico e substâncias húmicas na miniestaca de oliveira 'Arbequina'.

Capítulo 3. Recipientes, substratos e tempo de cultivo no desenvolvimento da oliveira 'Arbequina'.

2 Revisão da Literatura

2.1 Oliveira (*Olea europaea* L.)

2.1.1 Origem

A oliveira foi uma das primeiras plantas cultivadas (RHIZOPOULOU, 2007). Sua origem geográfica pode ser rastreada até áreas ao longo da costa oriental do Mediterrâneo, onde Turquia, Síria, Líbano, Palestina e Israel estão atualmente localizados (TORRES et al., 2017), e lá são cultivadas há mais de 5.000 anos (GUO et al., 2017).

A domesticação da oliveira foi provavelmente caracterizada pela propagação vegetativa das árvores mais valiosas, como aquelas com alta frutificação, frutos maiores e maior teor de óleo (LANGGUT et al., 2019). Segundo botânicos, sua domesticação é considerada como tendo ocorrido no Oriente Próximo na Crescente Fértil, e a partir daí espalhou-se para mais longe, de leste a oeste da bacia do Mediterrâneo, por meio das migrações humanas (BRETON et al., 2012).

Apesar dessas informações, o processo de domesticação da oliveira é complexo, e divergências entre estudos genéticos tem sido verificadas. As divergências podem estar associadas a uma confusão na identidade de cultivares, causada por inúmeros motivos, como propagação vegetativa na antiguidade ou por sementes que germinaram em vários habitats, bem como pela polinização que ocorreu tanto em árvores domesticadas como nas selvagens (LANGGUT et al., 2019).

Existem várias histórias e curiosidades sobre a origem e o cultivo das oliveiras. Tal fato está intimamente ligado às civilizações que se desenvolveram ao redor da costa do Mediterrâneo, como os egípcios, romanos e gregos. Muitas dessas histórias estão relacionadas a mitologia grega; inclusive, uma delas descreve que a introdução das oliveiras em Atenas ocorreu através da deusa Atena (RHIZOPOULOU, 2007).

As oliveiras também são plantas repletas de simbolismos e tradições, e estão associadas a diversas religiões (cristã, judaísmo, islamismo), simbolizando paz, envelhecimento, longevidade, rejuvenescimento e autoridade (BRETON et al., 2012). Na Europa, representam riqueza, abundância, poder e paz por muito tempo (GUO et al., 2017). Além disso, é possível encontrar vários relatos e referências a respeito dessa frutífera na Bíblia (Gn 8,11; Rm 11, 17; Sl 51, 10).

A chegada das oliveiras nas Américas ocorreu no século XVI, por meio da colonização espanhola (WREGE et al., 2015). Foram introduzidas primeiramente no México, Estados Unidos (Califórnia) e Peru, difundindo-se a partir daí para o Chile e a Argentina (COUTINHO et al., 2009).

No Brasil, esta introdução ocorreu há vários séculos e em quase todos os estados da Federação; porém, com maior frequência nas regiões Sul e Sudeste (Minas Gerais, Rio de Janeiro, São Paulo, Paraná, Santa Catarina e Rio Grande do Sul). Os olivais que foram implantados no país no período colonial eram pequenos, e tiveram que ser cortados devido a ordens da realeza portuguesa, que não queria que seus produtos sofressem concorrência no Brasil (COUTINHO et al., 2009).

No Rio Grande do Sul, as oliveiras foram introduzidas oficialmente em 1948, através da criação do órgão especializado da Secretaria da Agricultura (serviço oleícola), com a finalidade de supervisionar e orientar os trabalhos de fomento e pesquisa (COUTINHO et al., 2015). Por outro lado, Gobbato (1945) relata que entre os anos de 1938 e 1939 já havia cultivos de oliveiras em diversas cidades do Estado. Nesta época, apesar do apoio governamental estimulando a inserção da cultura no país, a falta de conhecimento técnico e de tecnologias apropriadas impossibilitaram o sucesso de seu cultivo (COUTINHO et al., 2015).

Apesar disso, nos últimos anos vários estudos foram desenvolvidos, indicando ótimas possibilidades para a olivicultura brasileira (WREGE et al., 2015; SCHUCH et al., 2019; CRIZEL et al., 2020). Atualmente, cerca de 10.000 hectares são cultivados com oliveiras (CRIZEL et al., 2020) e segundo o IBRAOLIVA (2021), as perspectivas são bastante promissoras, haja vista que a cada ano, há um aumento expressivo da área plantada, com estimativa de que até 2025 esta seja de 20.000 hectares.

Em alguns Estados, como Rio Grande do Sul, Minas Gerais, São Paulo e Santa Catarina existem olivais em fase de produção, de beneficiamento de azeitonas e de embalagem de azeite (COUTINHO et al., 2015).

2.1.2 Importância social e econômica

As oliveiras são cultivadas em todo o mundo, principalmente na região Mediterrânea, na região da Ásia-Pacífico e, na América do Norte e do Sul (GUO et al., 2017), sendo cada vez mais apreciada, especialmente devido à popularidade de seus produtos, o azeite e a azeitona de mesa (EMMANOUILIDOU et al., 2020).

Essa popularidade baseia-se principalmente no perfil sensorial refinado dos produtos da oliveira (KANAKIS et al., 2013), e nos diversos benefícios a saúde que o consumo de azeite pode proporcionar. Dentre esses estão os efeitos preventivos contra doenças cardíacas e cancerígenas; efeitos neuroprotetores e neuromoduladores às doenças neurodegenerativas, e efeitos protetores em relação à osteoporose (GARCIA-MARTINEZ et al., 2018) e diabetes mellitus tipo 2 (FOSCOLOU et al., 2018).

Corroborando com as informações supracitadas, de acordo com dados do International Olive Council (IOC) (2021) observou-se acréscimos na produção mundial de azeite, visto que na safra 2016-17 esta foi de 2.561 mil toneladas, enquanto que na safra 2019-20 foi de 3.259 mil toneladas. No caso da produção mundial de azeitonas também houve acréscimo nessas safras, sendo que em 2016-17 produziu-se 2.899 mil toneladas e em 2019-20, 2.954 mil toneladas.

Os principais países produtores de azeite de oliva são a Espanha, Grécia e Itália, e de azeitona, Espanha, Egito e Turquia (IOC, 2021).

No Brasil, apenas 1% do azeite consumido é produzido em âmbito nacional (KIST et al., 2019). Aliado a isso, na safra de 2019-20 o país foi o segundo maior importador mundial de azeite e azeitona de mesa (IOC, 2021). Apesar disso, segundo estimativas do IBRAOLIVA (2021), a oferta nacional de azeite foi de 260 mil litros em 2019, muito acima dos cerca de 140 mil litros obtidos no ano anterior.

Em razão da demanda dos consumidores por azeite e azeitona de mesa, além das condições edafoclimáticas adequadas ao seu cultivo em algumas regiões, a olivicultura brasileira está em expansão. Atualmente, cerca de 10.000 ha são cultivados com oliveiras em território nacional, dividido em áreas localizadas nas regiões Sul e Sudeste do país, especialmente nos estados de Minas Gerais, São Paulo e Rio Grande do Sul (CRIZEL et al., 2020).

Dentre esses Estados, o Rio Grande do Sul, com a maioria dos olivais localizados na região da Campanha Gaúcha e na Serra do Sudeste, produziu cerca de 200 dos 260 mil litros de azeite fabricados no país em 2019 (IBRAOLIVA, 2021), o que corresponde à cerca de 77% da produção nacional. Estima-se também que o investimento privado na implantação de olivais e viveiros de mudas, e na instalação de fábricas de azeite passou dos R\$ 100 milhões no Estado, gerando mais de 1.000 empregos (KIST et al., 2019).

Outra possibilidade de geração de emprego e renda a partir do cultivo da oliveira é o uso na ornamentação. Por estar em expansão, no mercado de plantas ornamentais é constante a busca dos consumidores por novidades, estimulando que espécies utilizadas para outros fins, como plantas frutíferas, possam ser introduzidas na floricultura (BOSH et al., 2016).

De acordo com dados do IBRAFLO (2021), no Brasil esse mercado vem se expandindo nos últimos anos e em 2020 movimentou cerca de R\$ 9.570,00 bilhões, um acréscimo de 10% comparado a 2019, onde o faturamento foi de R\$ 8.700,00 bilhões.

No caso do Rio Grande do Sul, este é um grande consumidor de flores e de plantas ornamentais, com R\$ 38,39 *per capita*, valor superior à média nacional de R\$ 26,68, em 2014 (BRAINER, 2018). Ao todo, existem 11 polos de produção, como o Litoral Norte, São Sebastião do Caí e Planalto (NEVES et al., 2015), mas apesar desses dados, cerca de 70% dos produtos comercializados em território gaúcho são trazidos de outros Estados (MELLO, 2019).

Cabe salientar que esse mercado de plantas ornamentais é composto principalmente pelo segmento de plantas para paisagismo e jardinagem, que responde por 42% da movimentação financeira total (JUNQUEIRA, PEETZ, 2018).

Atualmente, nesse segmento é cada vez mais comum a busca por projetos paisagísticos para áreas com espaço reduzido, como as varandas dos apartamentos. Da mesma forma, a COVID-19, caracterizada pela OMS (Organização Mundial da Saúde) como uma pandemia (OPAS, 2020), provocou mudanças nos hábitos da população, sendo que o advento do *home office*, entre outros, alavancaram ainda mais o paisagismo, em função da busca por ambientes residenciais mais aconchegantes e/ou visando a prática da jardinagem nesses locais durante este período desafiador.

Além do paisagismo, o setor de flores de corte e folhagens ocupa o segundo lugar em relação à movimentação financeira total, correspondendo a 34%, e o terceiro pelo setor de flores e plantas em vasos, com 24% do volume comercializado (JUNQUEIRA; PEETZ, 2018).

Com base nesses dados, é notório que o cultivo de oliveiras no Brasil apresenta grande importância social e econômica, com várias possibilidades de comercialização. No entanto, para que as áreas produtivas sejam ampliadas e visando desempenhos promissores, mais pesquisas a respeito dessa frutífera são fundamentais.

2.1.3 Descrição botânica

A oliveira é uma planta angiosperma dicotiledônea (WREGE et al., 2015), sendo a principal espécie cultivada pertencente à família monofilética Oleaceae, que compreende 30 gêneros (CRONQUIST, 1981). O gênero *Olea* contém 30 espécies (BRACCI et al., 2011), dentre as quais está a *Olea europaea* subsp. *Europaea*, que inclui tanto a forma selvagem (*sylvestris*), como a forma cultivada (*Olea europaea* subsp. *Europaea* var. *europaea*) (CHIAPPETTA; MUZZALUPO, 2012).

A oliveira cultivada (*Olea europaea* subsp. *europaea* var. *europaea*) (Figura 1) é a única das sub-espécies do gênero *Olea* que produz frutos comestíveis e comercializáveis. Estas árvores perenes e de vida longa podem atingir alturas de até 15 metros e sua vida útil é normalmente superior a 500 anos, apesar de plantas com mais de 2.000 anos terem sido documentadas (DOVERI; BALDONI, 2007).



Figura 1. Oliveira cv. Arbequina com três anos de idade. Santa Margarida do Sul/RS, 2021.

O sistema radicular das oliveiras (Figura 2) é geralmente superficial, podendo espalhar-se até 1,2 metros de comprimento, mesmo em solos profundos e independente da forma de propagação (sexuada ou assexuada).



Figura 2. Sistema radicular da oliveira cv. Arbequina com dois anos de idade cultivada em recipientes de 30 L contendo substrato Beifort S-10B®. UFPel, Capão do Leão/RS, 2020.

A parte aérea é formada por um conjunto denso de ramos pendentes e flexíveis, capazes de suportar grandes volumes de frutos (CHIAPPETTA; MUZZALUPO, 2012).

Em relação as folhas (Figura 3), apresentam coloração verde escura na superfície adaxial e acinzentada na superfície abaxial (SCHUCH et al, 2019). Possui muitas características de plantas xerófitas, como folhas coriáceas com cutícula espessa. Os estômatos situam-se na face inferior das folhas, diminuindo as perdas de água da planta por transpiração e permitindo que a atividade vegetativa se restabeleça imediatamente quando a planta sai de uma situação de estresse, causada por falta de água prolongada (COUTINHO et al., 2009; WREGGE et al., 2015).



Figura 3. Folhas de oliveira cv. Arbequina com três anos de idade. Santa Margarida do Sul/RS, 2021.

As oliveiras são polígamas monóicas. As flores (Figura 4) são pequenas, branco-amareladas e surgem nas axilas das folhas, onde são dispostas em panículas que podem conter de 15 a 30 flores, dependendo da cultivar. As flores hermafroditas consistem em um cálice pequeno, quatro pétalas, dois estames com um filamento que suporta a antera e, um pistilo verde arroxeado com um estilete curto e grosso e um estigma grande. As flores imperfeitas são estaminadas, com o pistilo ausente ou rudimentar (CHIAPPETTA; MUZZALUPO, 2012).



Figura 4. Flores de oliveira cv. Koroneiki em plantas com dois anos de idade. UFPel, Capão do Leão/RS, 2020.

Os frutos da oliveira (Figura 5), as azeitonas, são drupas que geralmente mudam de coloração, de verde a roxo ou quase preto quando estão totalmente maduros (RHIZOPOULOU, 2007). A azeitona é formada por um endocarpo lignificado (caroço), que contém a semente; por um mesocarpo espesso e carnudo, que é responsável pelo acúmulo de óleo e, por um fino epicarpo (DOVERI; BALDONI, 2007; PORTARENA et al., 2015).



Figura 5. Frutos em formação da oliveira cv. Arbequina com três anos de idade. Santa Margarida do Sul/RS, 2021.

Quanto à forma e o tamanho das azeitonas e de suas sementes, estas podem variar muito entre as diferentes cultivares existentes (CHIAPPETTA; MUZZALUPO, 2012).

2.1.4 Oliveira ‘Arbequina’

De acordo com Navero et al. (2000), existem 139 cultivares de oliveiras distribuídas em 23 países produtores, e estas representam 85% da área cultivada mundialmente. Tais cultivares são classificadas de acordo com suas finalidades: cultivares para produção de azeite, cultivares de mesa e cultivares de dupla finalidade (COUTINHO et al., 2015).

Dentre as cultivares utilizadas para obtenção de azeite, a 'Arbequina' (*Olea europaea* L.) (Figura 6) vem se destacando, principalmente em razão da extraordinária qualidade de seu azeite.



Figura 6. Oliveira cv. Arbequina com três anos de idade. Santa Margarida do Sul/RS, 2021.

Esta cultivar deve o seu nome ao município de Arbeca (Lleida, Catalunha-Espanha) onde foi plantada pela primeira vez (CRIADO et al., 2004). Segundo Coutinho et al. (2015) é a cultivar mais importante da Catalunha, ocupando área superior a 55 mil ha. Também é uma das mais cultivadas e comercializadas no mundo (BORGES et al., 2017), visto que além da Espanha, também é produzida nos Estados Unidos, Austrália (COUTINHO et al., 2015) e América do Sul, especialmente na Argentina, Chile (TORRES et al., 2017) e Brasil (KIST et al., 2019).

Quanto às suas características morfológicas, é uma planta de baixo vigor (CRIADO et al., 2004; SÁNCHEZ-ESTRADA; CUEVAS, 2018), com copa aberta e de mediana densidade (COUTINHO et al., 2015). Devido ao vigor, é a preferida pelos produtores para uso em pomares de alta densidade, potencializando assim o aproveitamento de áreas com menor extensão (LAZOCIĆ et al., 2017; SÁNCHEZ-ESTRADA; CUEVAS, 2018). Além disso, essa característica pode ser vantajosa

quando se visa a utilização da oliveira como planta ornamental cultivada em recipiente.

Suas folhas apresentam forma elíptica, curto comprimento (4 cm a 5 cm) e largura mediana (1,5 cm).

As inflorescências são longas (entre 35 mm e 38 mm) e compreendem, em média, 25 flores por panículas. Os frutos são pequenos e, possuem baixo peso (3,5 g), forma esférica, simétrico, ápice redondo e base truncada, lenticelas escassas e pequenas (COUTINHO et al., 2015).

A 'Arbequina' possui alta produtividade (CRIADO et al., 2004; SÁNCHEZ-ESTRADA; CUEVAS, 2018) e o teor de azeite dos frutos é considerado alto e de boa qualidade (LAZOCIC et al., 2017). Além disso, o azeite possui baixa estabilidade, pois a quantidade de ácido linoleico, que é mais insaturado que o ácido oleico, é maior do que em outras variedades; no entanto, é resistente à oxidação, devido à estabilidade relacionada aos polifenóis (SANTOS et al., 2021).

Em relação às suas exigências edafoclimáticas, é considerada, entre as diversas cultivares de oliveira, a de maior adaptabilidade às diferentes condições de clima e solo (COUTINHO et al., 2015).

Apesar dessa característica, é importante considerar que é indispensável o acúmulo de frio durante o inverno, para que as oliveiras em geral possam sair da dormência e atingir um florescimento uniforme (WREGE et al., 2015). A temperatura base, abaixo da qual não ocorre crescimento, e a planta, portanto, entra em dormência, é de 12,5°C (COUTINHO et al., 2009). A cultivar Arbequina é considerada como resistente ao frio (CRIADO et al., 2004), todavia, segundo Wrege et al. (2015) temperaturas inferiores a 0°C podem causar danos as plantas.

No Brasil, as regiões consideradas aptas, onde se têm ocorrência de baixas temperaturas, entre 8°C e 10°C no período que antecede a floração, estão localizadas, principalmente, nas regiões Sul e Sudeste do país, e são caracterizadas por clima temperado em função da altitude, com ocorrência da vernalização natural (SCHUCH et al., 2019).

De acordo com experiências de plantio nos países do mediterrâneo, a temperatura adequada para que ocorra a frutificação, deve estar entre os 25°C e 35°C. As plantas, contudo, são capazes de suportar altas temperaturas no verão (próximas a 40°C), sem que os ramos e as folhas sofram queimaduras (WREGE et al., 2015).

Porém, a atividade fotossintética passa a ser inibida quando a temperatura ultrapassa os 35°C (COUTINHO et al., 2009).

A necessidade de água, em média é de 650-800 mm por ano, com chuvas preferencialmente regulares (COUTINHO et al., 2009; WREGE et al., 2016).

Quanto à umidade relativa do ar, a principal recomendação é que esta não seja inferior a 60% e superior a 80% no período de floração da oliveira (WREGE et al., 2015; WREGE et al., 2016). Além disso, como a cultivar Arbequina é considerada de baixa tolerância a algumas doenças fúngicas, como verticilose (*Verticillium dahliae*) e repilo (*Spilocaea oleagina*), umidade relativa alta é favorável aos patógenos (COUTINHO et al., 2015; WREGE et al., 2016).

Outros fatores que devem ser levados em consideração são as características físicas e químicas do solo. A oliveira adapta-se melhor em solos com textura média (franco, franco-arenoso e franco-argiloso), pois estes possibilitam adequada permeabilidade para o crescimento das raízes e alta capacidade de retenção de umidade. Devido ao sistema radicular superficial das oliveiras, estas podem ser cultivadas em solos com profundidade efetiva de 0,50m a 1,20 m (FLORES; ALBA, 2015). Não se recomenda o cultivo de 'Arbequina' em solos sujeitos ao encharcamento, pois estes podem causar sua morte ou asfixia, e em solos demasiadamente argilosos, que podem ser uma predisposição ao ataque de verticilose (COUTINHO et al., 2015).

Em relação às características químicas do solo, deve-se dar preferência a solos ricos em matéria orgânica, neutros e/ou alcalinos, pois as oliveiras não toleram solos ácidos (pH menor que 5,5) (COUTINHO et al., 2009), e deve-se evitar solos salinos (FLORES; ALBA, 2015).

Existem poucas regiões que agreguem as características edafoclimáticas necessárias para o desenvolvimento das cultivares de valor comercial no Brasil; porém, Kist et al. (2019) relataram que, a oliveira 'Arbequina' compreende 80% dos cultivos atuais, principalmente devido a ótima adaptação às condições de clima e solo do país.

2.1.5 Fruticultura ornamental

A fruticultura ornamental é uma alternativa pra diversificar as possibilidades de comercialização das espécies frutíferas, além de servirem para agregar valor aos ambientes em que são usadas.

No Brasil, a diversidade de espécies adaptadas às condições climáticas permite que inúmeras frutíferas sejam exploradas para esse fim, a exemplo dos citros (*Citrus* sp.), que vem ganhando notoriedade ao longo dos anos (MAZZINI, 2009; MELLO, 2019; MATTOS, 2020).

Para Mazzini (2009), composições paisagísticas contendo plantas frutíferas têm a propriedade de explorar os sentidos humanos, e Faria et al. (2018), afirmaram que os jardins dos sentidos podem proporcionar as mais diversas experiências sensoriais, como o uso de frutíferas, entre outras espécies.

Embora seja cultivada principalmente em pomares, destinando-se a produção de frutos para o processamento e obtenção de azeite e azeitonas de mesa (GUO et al., 2017), a oliveira é uma das espécies que pode ser produzida com o intuito de uso na ornamentação.

As características da planta, como coloração das folhas; cor e morfologia das flores; cor e forma dos frutos, bem como a sua longevidade são vantagens indicativas de seu aproveitamento como planta ornamental (SCHUCH et al., 2019).

Outro aspecto que pode favorecer o uso da oliveira como planta ornamental é que ela é repleta de simbolismos e tradições (RHIZOPOULOU, 2007) e, em alguns países, como Espanha e Portugal já estão sendo cultivadas visando a ornamentação e paisagismo (SILVA, 2017).

Considerando os diferentes nichos no mercado de plantas ornamentais, as folhas, flores e frutos de oliveira podem ser usadas como flor de corte na confecção de arranjos florais. Além disso, como planta de vaso, pode ser utilizada como bonsai ou em recipientes usados em decorações de eventos ou em projetos paisagísticos.

Segundo Silva (2017), há um vasto conhecimento sobre as características da oliveira para uso como frutífera, enquanto as informações sobre seu cultivo como planta ornamental são escassas.

No Brasil existem poucos relatos documentados sobre a utilização das oliveiras para esse fim. Entretanto, trabalhos sobre frutíferas cultivadas em recipientes com potencial ornamental vem sendo desenvolvidos (SOMMER, 2018; MELLO, 2019; MATTOS, 2020). Além desses, Silva (2017) efetuou um trabalho sobre o cultivo em

vaso de oliveira ornamental, onde testou substratos, volumes de recipientes e formas de condução ao longo de 420 dias de cultivo.

Com base nesses aspectos, para que seja viável a produção de oliveiras visando o uso na ornamentação é essencial estudos que definam cultivares, substratos e recipientes apropriados ao seu cultivo.

No caso do recipiente, atenção especial deve ser dada ao seu tamanho e/ou volume de substrato que poderá ser usado no mesmo, visto que poderá acarretar um desequilíbrio entre raízes e brotações (NESMITH; DUVAL, 1998). A escolha do recipiente deve ser feita considerando a demanda do mercado, a facilidade de transporte e o tamanho da planta que será envasada, procurando reduzir ao mínimo as operações de reenvasamento (SOTTILE et al., 2019).

Para que a oliveira possa ser cultivada tanto em pomares como em recipientes, um aspecto fundamental que deve ser considerado é a obtenção de mudas de qualidade, visto que a propagação é o primeiro passo para a implantação da cultura da oliveira (SCHUCH et al., 2019).

2.1.6 Propagação

A oliveira pode ser propagada de forma sexuada e assexuada. No entanto, a reprodução por meio do uso de sementes, não é a mais indicada no estabelecimento de plantios comerciais de oliveira, devido a variabilidade genética e ao longo período juvenil (FRÖLECH et al., 2020; FRÖLECH et al., 2021).

Por outro lado, a propagação assexuada ou vegetativa apresenta como principal vantagem a obtenção de indivíduos com a mesma identidade genética da planta a partir da qual o material propagativo foi utilizado (PETRI et al., 2019). Portanto, a propagação assexuada é a mais viável para o processo de formação de mudas de oliveira (COUTINHO et al., 2015).

Existem diferentes técnicas de propagação vegetativa que são utilizadas para a obtenção de mudas de oliveira, como estaquia, enxertia, alporquia, micropropagação, microestaquia e miniestaquia. Dentre estas, a estaquia é a mais comumente utilizada para obtenção de mudas dessa frutífera (CASARIN et al., 2017; VILLA et al., 2017; ROSA et al., 2018), e consiste na obtenção de novas plantas a partir do enraizamento de segmentos caulinares, que podem ser herbáceos, semilenhosos e lenhosos (RITZINGER et al., 2018).

Para o sucesso da estaquia a formação de raízes adventícias é um pré-requisito indispensável (HIGUCHI et al., 2021). Apesar disso, alguns autores verificaram baixas porcentagens de enraizamento de estacas de diferentes cultivares de oliveira (SILVA et al., 2012; INOCENTE et al., 2018; ROSA et al., 2018).

Uma opção promissora para a produção de mudas de oliveira é a miniestaquia (SCHUCH et al., 2019), que surgiu como uma variação da estaquia convencional em espécies do gênero *Eucalyptus* (CASARIN et al., 2017).

A miniestaquia demanda a formação de minijardins clonais constituídos por mudas obtidas através da estaquia convencional, que posteriormente tem seus ápices podados e emitem brotos que são colhidos em intervalos regulares. Os brotos colhidos servem como material propagativo na formação de mudas para plantios comerciais (CASARIN et al., 2017; SCHUCH et al., 2019).

Entre as vantagens da miniestaquia destacam-se o baixo custo, a necessidade de pequena área para propagação (TIMM et al., 2017) e a menor demanda de material propagativo, uma vez que as miniestacas são confeccionadas com 3 a 6 cm de comprimento (MOREIRA et al., 2017).

Alguns trabalhos com miniestaquia de oliveira foram realizados e apresentaram resultados satisfatórios (MOREIRA et al., 2017; CASARIN et al., 2018; SCHUCH et al., 2019; FRÖLECH et al., 2020). No entanto, apesar de ser uma técnica promissora, o enraizamento da miniestaca pode variar em relação a fatores, como: cultivar, posição de coleta da miniestaca no ramo, presença e ausência de lesão na base da miniestaca, tipo e concentração de reguladores vegetais, substrato, época de coleta, entre outros. Como existem poucas informações disponíveis, é essencial o desenvolvimento de pesquisas sobre esse tema.

Outro método de propagação é a enxertia, muito utilizada na produção de mudas de frutíferas de interesse comercial. Neste método a muda será composta pelo porta-enxerto, responsável pela produção do sistema radicular, e o enxerto, que constituirá a parte aérea produtiva de interesse (BOLIANI et al., 2019). Na enxertia da oliveira são utilizados porta-enxertos de cultivares da própria espécie, ou de gêneros diferentes como o ligustro (*Ligustrum sp.*) (RIBEIRO, 2010). Independentemente de suas vantagens, como a propagação de cultivares de difícil enraizamento, são escassas as informações sobre a enxertia da oliveira; somado a isso, alguns autores tem relatado problemas de incompatibilidade entre o porta-enxerto e o enxerto de diferentes cultivares de oliveira (DUTRA et al., 2004; RIBEIRO, 2010).

Além desses métodos, na alporquia, o ramo fica ligado à planta matriz até ao enraizamento; porém, é uma técnica pouco utilizada em espécies frutíferas, em razão da dificuldade de execução (SILVA et al., 2019). Todavia, é uma opção para cultivares de difícil enraizamento e apesar de existirem poucas informações sobre a alporquia da oliveira, Afzal et al. (2017), em estudo realizado com alporquia de diferentes cultivares de oliveira verificou resultados satisfatórios.

Em relação à micropropagação, na obtenção de mudas em escala comercial representa um dos avanços biotecnológicos com impacto significativo na agricultura nos últimos 30 anos (REINHARDT et al., 2018). Esta técnica da cultura de tecidos, permite conservar o germoplasma e produzir mudas de alta qualidade e sanidade (SCHUCH et al., 2019). Além disso, o processo de micropropagação ocorre em um ambiente com condições climáticas controladas, por isso a propagação das plantas não depende da estação do ano e pode ser realizada várias vezes ao longo do ano (REINHARDT et al., 2018).

Alguns trabalhos sobre micropropagação de oliveiras foram desenvolvidos (DONINI et al., 2008; MOREIRA et al., 2018; RAMAN et al., 2019; HAQ et al., 2021; OLIVEIRA et al., 2021), mas, um dos entraves para o uso desse método é a dificuldade do estabelecimento *in vitro*, principalmente em razão da oxidação do material propagativo, visto que a oliveira é uma frutífera lenhosa (MOREIRA et al., 2017; MOREIRA et al., 2018; OLIVEIRA et al., 2021).

Outro aspecto limitante desse método que deve ser considerado é o alto custo para obtenção das mudas (HAQ et al., 2021). Nesse contexto, uma possibilidade para reduzir custos e garantir suas vantagens é a propagação por microestaquia, que consiste na formação de microjardins clonais constituídos por mudas obtidas através da micropropagação (SCHUCH et al., 2019). O microjardim tem a função de fornecedor as microestacas para o processo de produção de mudas. No entanto, por ser uma técnica nova, existem poucas informações sobre a microestaquia da oliveira.

2.1.7 Reguladores Vegetais

Reguladores vegetais podem ser definidos como compostos naturais ou sintéticos que afetam os processos metabólicos e de desenvolvimento em plantas superiores, principalmente em baixas concentrações (RADEMACHER, 2015).

Os reguladores vegetais incluem auxinas, citocininas, giberelinas, etileno, retardadores e inibidores de crescimento (SUMAN et al., 2017). Recentemente, as poliaminas, a florigen, os brassinosteroides, o ácido salicílico e os jasmonatos vêm sendo considerados um novo grupo de reguladores vegetais (PETRI et al., 2016).

A partir da identificação e do conhecimento das funções dos reguladores vegetais, foram desenvolvidos produtos naturais ou sintéticos para uso na agricultura, sendo inúmeros os estudos que mostram o efeito positivo do uso dessas substâncias na fruticultura (PETRI et al., 2016).

Entre os reguladores vegetais, a auxina é um dos mais importantes, pois controla vários aspectos do crescimento e desenvolvimento da planta (LV et al., 2018). São sintetizadas nas células meristemáticas em ramos em crescimento, como ápices em crescimento e folhas jovens, podendo também ser produzidas em sementes em formação no interior do fruto. Sua translocação se dá de célula para célula através do floema e, portanto, movimenta-se de cima para baixo (PETRI et al., 2016).

As principais funções fisiológicas das auxinas são crescimento e divisão celular, supressão do crescimento das gemas axilares, dominância apical, promoção ou retardamento da abscisão de frutos (PETRI et al., 2016). Além disso, sua contribuição para a indução ao enraizamento e formação de raízes foi repetidamente documentada como essencial (DASKALAKIS et al., 2018).

A auxina natural amplamente encontrada nas plantas é o ácido indolacético (AIA); no entanto, a aplicação de auxinas sintéticas é frequentemente realizada na propagação de plantas por estaquia, visando promover enraizamento de qualidade (BRAHA; RAMA, 2016).

O ácido indolbutírico (AIB) é a auxina sintética mais utilizada atualmente no estímulo ao processo de enraizamento em estacas (INOCENTE et al., 2018), principalmente devido à sua alta capacidade para promover a iniciação radicial e sua baixa toxicidade (DASKALAKIS et al., 2018).

Estudos com utilização de AIB na indução do enraizamento de miniestacas de oliveira demonstram resultados satisfatórios (CASARIN et al., 2017; MOREIRA et al., 2017; CASARIN et al., 2018; SCHUCH et al., 2019). Porém, considerando o alto custo desses reguladores (UDDIN et al., 2020) e as restrições que estão sendo impostas ao seu uso na produção de plantas (WISZNIEWSKA et al., 2016), uma alternativa seria a utilização de substâncias naturais, como as substâncias húmicas.

2.1.8 Substâncias húmicas

Substâncias húmicas são os constituintes primários da matéria orgânica do solo, correspondendo genericamente ao produto final da decomposição dos resíduos orgânicos na natureza (MELO et al., 2016).

As substâncias húmicas compreendem uma classe de estruturas moleculares complexas que ocorrem naturalmente, e são formadas por processos de agregação e ajuntamento, através dos quais biomoléculas provenientes de resíduos vegetais e animais são progressivamente transformados por vias bióticas e abióticas (WEBER et al., 2018).

A composição elemental destas substâncias é principalmente O, C, N, H e S, organizados em uma longa cadeia de carbono (MOSA et al., 2020). Além disso, elas representam cerca de 25% do carbono orgânico total da terra, e estão presentes no solo, água, sedimentos de lagos, turfa, carvão marrom e xistos (WEBER et al., 2018).

Tais substâncias podem ser fracionadas com base em sua solubilidade aquosa em ácidos fúlvicos, solúveis em água em todas condições de pH; ácidos húmicos, insolúveis em água com $\text{pH} < 2$, mas solúveis em valores de pH mais elevados; e humina, insolúvel em água em qualquer valor de pH (LIPCZYNSKA-KOCHANY, 2018).

As substâncias húmicas desempenham um papel muito importante em vários processos ambientais e na vida terrestre em geral. Elas são cruciais nos ecossistemas porque regulam os ciclos globais de carbono e nitrogênio, o crescimento de plantas e microorganismos (LIPCZYNSKA-KOCHANY, 2018).

Dentre os diversos benefícios do uso destas substâncias na agricultura e meio ambiente, destacam-se a melhoria das propriedades físicas, químicas e biológicas dos solos; o potencial remediador em solos contaminados e a estimulação do sistema fisiológico das plantas (MOSA et al., 2020).

Com relação à utilização das substâncias húmicas em plantas, o efeito mais descrito é a promoção do sistema radicular (CANELLAS; OLIVARES, 2014). Tal fato ocorre devido sua ação bioestimulante, que é muito semelhante às auxinas (BALDOTTO; BALDOTTO, 2013), promovendo melhorias no crescimento e desenvolvimento radicular de plantas (ZANDONADI et al., 2019).

Outra vantagem em relação ao uso dessas substâncias é o baixo custo de sua extração, uma vez que elas podem ser preparadas com resíduos orgânicos recicláveis

e de forma artesanal, inclusive pela agricultura familiar. Os procedimentos de extração são simples, sem maiores impactos de resíduos do processo de obtenção. Como são aplicadas concentrações baixas, o processo de extração, mesmo se operacionalizado por empresas comerciais, chegará ao produtor com preços acessíveis, sem onerar demasiadamente o custo de produção (BALDOTTO et al., 2017).

Corroborando com estas informações, nas últimas décadas vários autores observaram resultados positivos e promissores na aplicação destas substâncias no enraizamento e/ou crescimento de diferentes espécies de plantas, como orquídea (*Cattleya warneri* var. *concolor*) (SILVA et al., 2015), milho (*Zea mays*) (BALDOTTO et al., 2017), mangostanzeiro (*Garcinia mangostana* L.) (JUNIOR et al., 2019), mil-folhas (*Achillea millefolium* L.) (BALDOTTO et al., 2021), bananeira cv. Prata-Anã (*Musa spp.*) (BUTTRÓS et al., 2021), e mirtileiro cv. Woodard (*Vaccinium ashei* Reade) (OLIVEIRA et al., 2021).

Além desses, alguns trabalhos com oliveiras também foram desenvolvidos, e demonstraram efeitos benéficos, como verificado por Ritter (2019), que observou incrementos no desenvolvimento radicular e aéreo de estacas semilenhosas de oliveiras 'Maria da Fé' e 'Ascolano' submetidas a diferentes formas de aplicação de substâncias húmicas (pulverização, imersão e irrigação).

A utilização de substâncias húmicas como estimuladores de plantas tem despertado a atenção de novos produtores, empresários e agricultores interessados em saber como elas podem trazer benefícios para a produção sustentável (CANELLAS; OLIVARES, 2014). No entanto, apesar das pesquisas desenvolvidas, são fundamentais estudos sobre o enraizamento de diferentes cultivares de oliveira em interação com substâncias húmicas, estabelecendo protocolos eficientes para que o uso destas substâncias seja amplamente difundido.

2.1.9 Substrato

Substrato é o meio onde se desenvolvem as raízes das plantas cultivadas fora do solo. Ele pode ser formado tanto por um único material, como pela mistura de dois ou mais materiais (KÄMPF et al., 2006).

Podem ser classificados de acordo com o material de origem como: orgânico, como a casca de pinus e a casca de arroz; mineral, como a vermiculita, a perlita, o

solo mineral, entre outros; e sintético, como a espuma fenólica e outras espumas (KÄMPF et al., 2006).

Os substratos são amplamente utilizados na propagação de diferentes espécies de plantas (MAITAN et al., 2020; COELHO et al., 2021; ECKHARDT, et al., 2021), bem como no cultivo de plantas em recipientes, visando tanto o mercado ornamental (SILVA, 2017; FARIA et al., 2018; HÖHN, et al., 2019) como a produção de hortaliças e frutas (CARINI, et al., 2018; RAMM, 2021; VIENCZ, et al., 2021).

Em relação à escolha do substrato, esta deve ser feita com base na avaliação de suas características físicas, químicas e biológicas como densidade, porosidade, capacidade de retenção de água e nutrientes, condutividade elétrica, pH e capacidade de suporte para as plantas (LIMA et al., 2019). Também deve apresentar uniformidade em sua composição, sendo isento de pragas, microrganismos fitopatogênicos e sementes de plantas daninhas (PAGLIARINI et al., 2015).

Outro aspecto que deve ser considerado é o custo do substrato, visto que seu uso na produção de mudas e/ou cultivo de plantas pode se tornar oneroso (SILVA et al., 2019). Somado a isso, encontrar um material que por si só atenda a todas as necessidades da planta a ser cultivada, não é uma tarefa fácil (FARIA et al., 2018). Em função disso, uma opção é utilizar misturas de materiais a fim de reunir o máximo de características desejáveis e diminuir os custos de produção.

Diversos substratos podem ser utilizados na propagação e cultivo de espécies frutíferas, como a vermiculita (MOTA et al., 2018; NASCIMENTO et al. 2019; FRÖLECH et al., 2021), Beifort S-10B® (VARGAS et al., 2018; SILVA et al., 2019; BICCA et al., 2020), e a casca de arroz carbonizada (COLOMBO et al., 2018; INOCENTE et al., 2018; MADRUGA et al., 2021).

A vermiculita é uma forma de mica expandida obtida por aquecimento a temperaturas acima de 1000°C. Este material possui uma estrutura muito leve, macia, estéril, com boa aeração, alta capacidade de troca catiônica, boa retenção de água e boa disponibilidade de magnésio (Mg) e potássio (K) (GONÇALVES et al., 2000).

Considerando os trabalhos com propagação de oliveira utilizando as técnicas de estaquia e miniestaquia, grande parte utilizaram como substrato a vermiculita média expandida, e observaram resultados satisfatórios (MOREIRA et al., 2017; SCHUCH et al., 2019; FRÖLECH et al., 2020; FRÖLECH et al., 2021).

O Beifort S-10B® é um composto formado por resíduos orgânicos da agroindústria à base de semente, bagaço e caule de uva, além de cinza, turfa e carvão

vegetal (FARIA et al., 2018), portanto, representa uma alternativa promissora para reduzir os custos de produção de mudas, contribuindo também para a preservação do meio ambiente (VARGAS et al., 2018). Além disso, possui alta capacidade de retenção de água, excelente capacidade de drenagem e pH em torno de $5,5 \pm 0,5$ (FARIA et al., 2018).

Quanto ao cultivo de oliveiras em recipientes, no único trabalho publicado consta que o material que proporcionou as melhores condições para seu crescimento e desenvolvimento foi o substrato comercial Beifort S-10B® (SILVA, 2017), e apesar de existirem poucos estudos com propagação de oliveira utilizando o substrato Beifort S-10B®, Silva et al. (2019) constataram resultados promissores quando utilizaram este substrato na estaquia das oliveiras 'Arbequina', 'Grappolo' e 'Maria da Fé'.

Outro material usado como substrato é a casca de arroz carbonizada, que é o resultado da combustão incompleta da casca de arroz em alta temperatura e em condições de baixo oxigênio (WENDLING; GATTO, 2002). É amplamente disponível em regiões onde o arroz é produzido e processado, como no sul do Brasil (TERRA et al., 2011), e permite um ganho ambiental pelo destino dado ao resíduo da indústria arrozeira (SOUZA et al., 2006).

Este substrato possui boas propriedades físicas, como porosidade e aeração (OLIVEIRA et al., 2020), apresenta alta drenagem, fácil manuseio, pH levemente alcalino, além de apresentar em sua composição potássio (K) e cálcio (Ca), macronutrientes essenciais para o desenvolvimento das plantas (TABAJARA; COLÔNIA, 1986).

A casca de arroz carbonizada pode ser uma alternativa promissora para a propagação e cultivo da oliveira, visto que estudos, como os de Trigueiro e Guerrini (2003) e Höhn (2018), concluíram que este produto tem potencial para ser utilizado como substrato único ou parcial para o cultivo de plantas.

Segundo Guerreiro (2017), devido ao espaço reduzido do recipiente para o crescimento das raízes, a seleção de materiais adequados é de suma importância para a qualidade da produção. Nesse sentido, apesar das vantagens relacionadas aos diferentes substratos supracitados, estudos relacionados a seus desempenhos na propagação e cultivo de oliveira em recipientes são essenciais.

3 CAPÍTULO 1- Posições de coleta no ramo, ácido indolbutírico e substâncias húmicas na miniestaquia de oliveira ‘Arbequina’

3.1 Introdução

A oliveira (*Olea europaea* L.) é uma frutífera pertencente à família Oleaceae. Nas últimas duas décadas seu cultivo vem sendo incentivado em muitos países do hemisfério Sul, especialmente América do Sul e Austrália, devido ao aumento da demanda e do consumo de seus produtos, a azeitona de mesa e o azeite (BODOIRA et al., 2016; TORRES et al., 2017; EMMANOUILIDOU et al., 2020).

Para a expansão da olivicultura no Brasil a escolha de cultivares adaptadas é essencial. Dentre essas, a ‘Arbequina’ é uma das mais produzidas e comercializadas no mundo (BORGES et al., 2017) e, no Brasil, também é muito cultivada, em função da adaptação ao clima e solo das regiões produtoras. Além disso, é a cultivar preferida pelos produtores para o uso em pomares de alta densidade, em virtude do baixo vigor, alto rendimento e extraordinária qualidade do azeite (SÁNCHEZ-ESTRADA; CUEVAS, 2018).

Outro fator a ser considerado é a utilização de mudas de qualidade. No caso da oliveira, muitas vezes a propagação é realizada por meio da estaquia (CASARIN et al., 2017; VILLA et al., 2017; ROSA et al., 2018), mas o grande entrave para a produção de mudas em larga escala é a baixa taxa de enraizamento de algumas cultivares (SILVA et al., 2012; INOCENTE et al., 2018; ROSA et al., 2018).

Uma das opções para a propagação é a miniestaquia, que surgiu como uma variação da estaquia convencional em espécies do gênero *Eucalyptus* (CASARIN et al., 2017). Entre suas vantagens destacam-se o baixo custo, a necessidade de pequena área para propagação, e o alto rendimento por planta matriz devido ao tamanho das miniestacas (TIMM et al., 2017).

Apesar de ser uma técnica promissora, o enraizamento da miniestaca pode variar em relação a fatores, como: posição de coleta da miniestaca no ramo, tipo e concentração de reguladores vegetais, cultivar, entre outros.

Quanto à posição de coleta das miniestacas no ramo, estas podem ser basais, medianas e apicais. Como a composição química do tecido pode variar, estacas provenientes de diferentes porções do ramo tendem a diferir quanto ao potencial de enraizamento (HARTMANN et al., 2011).

Além desse fator, a aplicação exógena de reguladores vegetais tem sido uma das técnicas mais estudadas para a melhoria do equilíbrio hormonal no enraizamento, sendo o ácido indolbutírico (AIB) a auxina mais utilizada (INOCENTE et al., 2018). No entanto, considerando que restrições estão sendo impostas ao uso desses reguladores na produção de plantas (WISZNIEWSKA et al., 2016), uma alternativa é a utilização de substâncias húmicas, que são os constituintes primários da matéria orgânica do solo, correspondendo genericamente ao produto final da decomposição dos resíduos orgânicos na natureza (MELO et al., 2016).

Tais substâncias apresentam efeito bioestimulante, muito semelhante às auxinas (BALDOTTO; BALDOTTO, 2013), e são fontes de nutrientes para as plantas, disponibilizando carbono, nitrogênio, fósforo e enxofre (SILVA et al., 2015). Somado a isso, alguns autores verificaram efeitos benéficos destas substâncias na propagação de frutíferas, como mangostanzeiro (*Garcinia mangostana* L.) (JUNIOR et al., 2019), oliveira (*Olea europaea* L.) (RITTER, 2019), cajá-vermelho (*Spondia purpurea* L.) (Oliveira et al., 2020); bananeira cv. Prata-Anã (*Musa spp.*) (BUTTRÓS et al., 2021), e mirtilheiro cv. Woodard (*Vaccinium ashei* Reade) (OLIVEIRA et al., 2021).

Com base nesses aspectos, o objetivo deste trabalho foi avaliar a propagação de miniestacas de oliveira cultivar Arbequina coletadas em diferentes posições do ramo e submetidas a concentrações de AIB e substâncias húmicas.

3.2 Material e Métodos

O experimento foi conduzido no período de outubro a dezembro de 2019, em estufa agrícola com temperatura controlada ($25^{\circ}\text{C} \pm 2^{\circ}\text{C}$), pertencente ao Departamento de Fitotecnia da Faculdade de Agronomia Eliseu Maciel (FAEM) da Universidade Federal de Pelotas (UFPe), localizada no município Capão do Leão – RS.

O delineamento experimental foi o inteiramente casualizado, em esquema bifatorial 3×4 , onde os fatores foram posições de coleta das miniestacas no ramo (basal, mediana e apical) e concentrações de ácido indolbutírico (AIB) com substâncias húmicas (SoloHumics®) ($0 \text{ mg L}^{-1} \text{ AIB} + 10 \text{ mL SoloHumics}^{\circledR}$; $1.000 \text{ mg L}^{-1} \text{ AIB} + 10 \text{ mL SoloHumics}^{\circledR}$; $2.000 \text{ mg L}^{-1} \text{ AIB} + 10 \text{ mL SoloHumics}^{\circledR}$; $3.000 \text{ mg L}^{-1} \text{ AIB} + 10 \text{ mL SoloHumics}^{\circledR}$), com quatro repetições e 15 miniestacas por repetição, totalizando 60 miniestacas por tratamento.

O produto comercial SoloHumics® foi doado pela indústria SoloHumics® fertilizantes, e é composto por substâncias húmicas obtidas da extração de turfeira, contendo: ácido húmico (25%), ácido fúlvico (5%) e matéria orgânica (60%).

O material propagativo utilizado foi oriundo de minijardim clonal de oliveira (*Olea europaea* L.) cultivar Arbequina com dois anos de idade, produzidas por meio da miniestaquia e mantidas em vasos de 30L com substrato Beifort S10 B® em estufa agrícola. Os ramos utilizados foram provenientes da segunda poda das plantas matrizes, realizada na primavera (15 de outubro), sendo o intervalo entre a primeira e a segunda poda de 150 dias.

Os ramos (cerca de 12,0 a 15,0 cm de comprimento) foram coletados das plantas matrizes no período da manhã e dispostos provisoriamente em um recipiente com água, para evitar a desidratação. Posteriormente, para a obtenção dos diferentes tipos de miniestacas, os ramos foram divididos em três segmentos: basal, mediano e apical. Em seguida, foram confeccionadas e padronizadas miniestacas de 3,0 a 4,0 cm, com a base em bisel, contendo duas folhas cortadas ao meio e com diâmetros de 4,0; 3,0; e 2,0 mm para estacas basais, medianas e apicais respectivamente (Figura 7).



Figura 7. Miniestacas basal, mediana e apical de oliveira cv. Arbequina. UFPel, Capão do Leão/RS, 2019.

Com o auxílio de um bisturi, realizou-se uma lesão superficial na base das miniestacas (Figura 8 A) com cerca de 0,3 cm e, a seguir, esta base foi imersa em SoloHumics® (Figura 8 B) na concentração de 10 mL (contendo 2.500 mg L⁻¹ de substâncias húmicas) durante 90 minutos, seguindo metodologia descrita por Ritter (2019). Posteriormente, todas as miniestacas foram tratadas ou não com AIB (conforme o tratamento), tendo sua base imersa na solução durante 10 segundos.

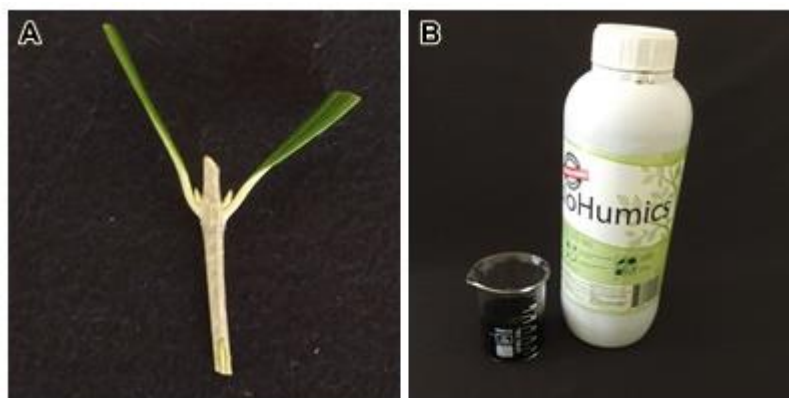


Figura 8. Miniestaca de oliveira cv. Arbequina com presença de lesão (A) e SoloHumics® (B). UFPel, Capão do Leão/RS, 2019.

As miniestacas foram acondicionadas em embalagens plásticas transparentes e articuladas Sanpack® (235x169x100mm) perfuradas na base, contendo vermiculita média expandida, previamente umedecidas com 500 mL de água destilada. Em seguida, realizou-se tratamento fitossanitário preventivo das miniestacas com o fungicida Captana (3 g L⁻¹), utilizando-se um borrifador com capacidade para 500 mL e após, as mesmas foram mantidas sobre bancadas em estufa agrícola com cobertura de vidro e estruturas de alumínio (Figura 9).



Figura 9. Miniestacas de oliveira cv. Arbequina acondicionadas em embalagens plásticas Sanpack® contendo vermiculita média expandida. UFPel, Capão do Leão/RS, 2019.

Durante o experimento, a cada 15 dias procedeu-se a rega com o uso de borrifador com capacidade para 1.500 mL, utilizando-se cerca de 80 mL de água destilada por embalagem, que foram mantidas com tampa (fechadas), a fim de formar um microambiente úmido para evitar a desidratação dos tecidos.

Após 60 dias avaliou-se a sobrevivência das miniestacas (porcentagem de miniestacas vivas) e a retenção foliar (porcentagem de miniestacas que não perderam as folhas iniciais); o número de folhas; a porcentagem, número e comprimento de brotações; a porcentagem de enraizamento, de miniestacas com calo e raiz, bem como com calo e sem raiz, além do número, comprimento e massa de matéria seca de raízes. Para as avaliações das variáveis comprimento de brotações e comprimento de raízes foi utilizada régua graduada e os resultados foram expressos em centímetros (cm).

Para a secagem das raízes, utilizou-se a estufa Quimis® (Q317M) a 60°C, até a obtenção de peso constante (aproximadamente três dias). Após a secagem, as amostras foram pesadas em balança de precisão, obtendo-se as suas respectivas massas de matérias secas expressas em gramas (g).

Os dados obtidos foram analisados quanto à normalidade pelo teste de Shapiro Wilk; à homocedasticidade pelo teste de Hartley; e, a independência dos resíduos por análise gráfica, e evidenciaram não ser necessária a transformação dos dados. Posteriormente, os dados foram submetidos à análise de variância através do teste F ($p \leq 0,05$). Constatando-se significância estatística, os efeitos das posições das miniestacas no ramo foram comparados pelo teste de Waller-Duncan ($p \leq 0,05$).

Os efeitos das concentrações de AIB + SoloHumics® foram avaliados por modelos de regressão ($p \leq 0,05$), conforme segue: $y = y_0 + ax$; $y = y_0 + ax + bx^2$; $y = y_0 + ax + bx^2 + cx^3$. A seleção do modelo foi baseada no baixo resíduo, baixo p -valor, e alto R^2 e R^2 adj.

3.3 Resultados e Discussão

Para as variáveis porcentagem de sobrevivência; retenção foliar; número de folhas; porcentagem, número e comprimento de brotações foi verificada interação entre os fatores de tratamento testados (Tabela 1, Figuras 10 e 11).

Tabela 1 - Porcentagem de sobrevivência; retenção foliar; número de folhas; porcentagem, número e comprimento (cm) de brotações; número, comprimento (cm) e massa de matéria seca das raízes de oliveira cv. Arbequina em função das posições de coleta das miniestacas no ramo em diferentes concentrações de AIB + SoloHumics®. UFPel, Capão do Leão/RS, 2019.

Posição de coleta da miniestaca no ramo	Concentrações de AIB (mg L ⁻¹) + SoloHumics®			
	0	1.000	2.000	3.000
Sobrevivência (%)				
Basal	100,00 a ^{1/}	97,50 a	82,50 b	80,00 a
Mediana	97,50 a	97,50 a	92,50 a	70,00 b
Apical	77,50 b	97,50 a	73,33 c	55,00 c
Retenção foliar (%)				
Basal	100,00 a	100,00 a	87,50 a	78,13 a
Mediana	100,00 a	100,00 a	94,44 a	79,46 a
Apical	100,00 a	100,00 a	93,65 a	63,33 b
Número de folhas				
Basal	2,30 a	2,13 b	1,48 b	1,34 a
Mediana	2,20 a	2,08 b	2,16 a	1,38 a
Apical	2,04 a	2,43 a	1,72 ab	1,00 a
Brotações (%)				
Basal	27,50 a	7,50 a	0,00 b	0,00 a
Mediana	23,06 a	5,00 a	16,11 a	0,00 a
Apical	12,60 a	17,78 a	17,41 a	5,00 a
Número de brotações				
Basal	0,30 a	0,10 a	0,00 b	0,00 a
Mediana	0,25 a	0,05 a	0,22 a	0,00 a
Apical	0,16 a	0,20 a	0,17 a	0,05 a
Comprimento de brotações (cm)				
Basal	0,10 a	0,03 a	0,00 b	0,00 a
Mediana	0,06 ab	0,03 a	0,03 ab	0,00 a
Apical	0,03 b	0,05 a	0,05 a	0,03 a
Número de raízes				
Basal	0,65 b	2,00 ab	1,93 b	1,43 a
Mediana	1,40 a	1,51 b	2,90 a	2,31 a
Apical	1,19 a	2,72 a	1,89 b	1,53 a
Comprimento de raízes (cm)				
Basal	0,77 b	1,89 a	1,55 a	1,46 a
Mediana	1,49 a	1,64 a	2,54 b	1,98 a
Apical	1,57 a	1,50 a	2,05 ab	1,40 a
Massa de matéria seca de raízes (g)				
Basal	0,02 b	0,09 a	0,05 b	0,05 ab
Mediana	0,06 a	0,06 b	0,13 a	0,06 a
Apical	0,03 b	0,07 ab	0,04 b	0,03 b

^{1/}Médias seguidas por mesma letra na coluna não diferem entre si pelo teste de Waller-Duncan (p≤0,05) comparando as posições de coleta das miniestacas no ramo em cada concentração de AIB + SoloHumics®.

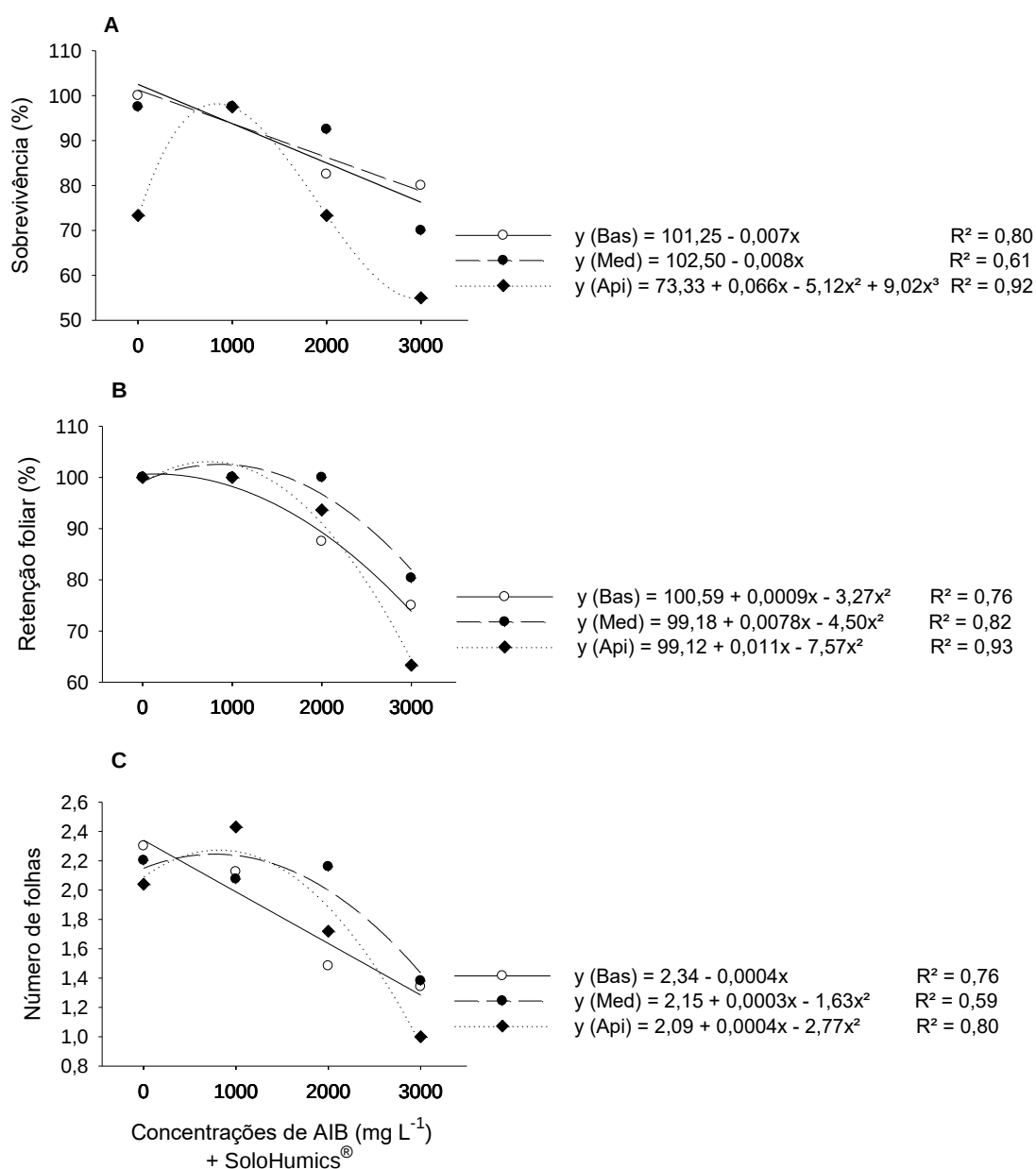


Figura 10. Porcentagem de sobrevivência (A); retenção foliar (B) e, número de folhas (C) de miniestacas de oliveira 'Arbequina' em função das posições de coleta das miniestacas no ramo em diferentes concentrações de AIB + SoloHumics®. UFPel, Capão do Leão/RS, 2019.

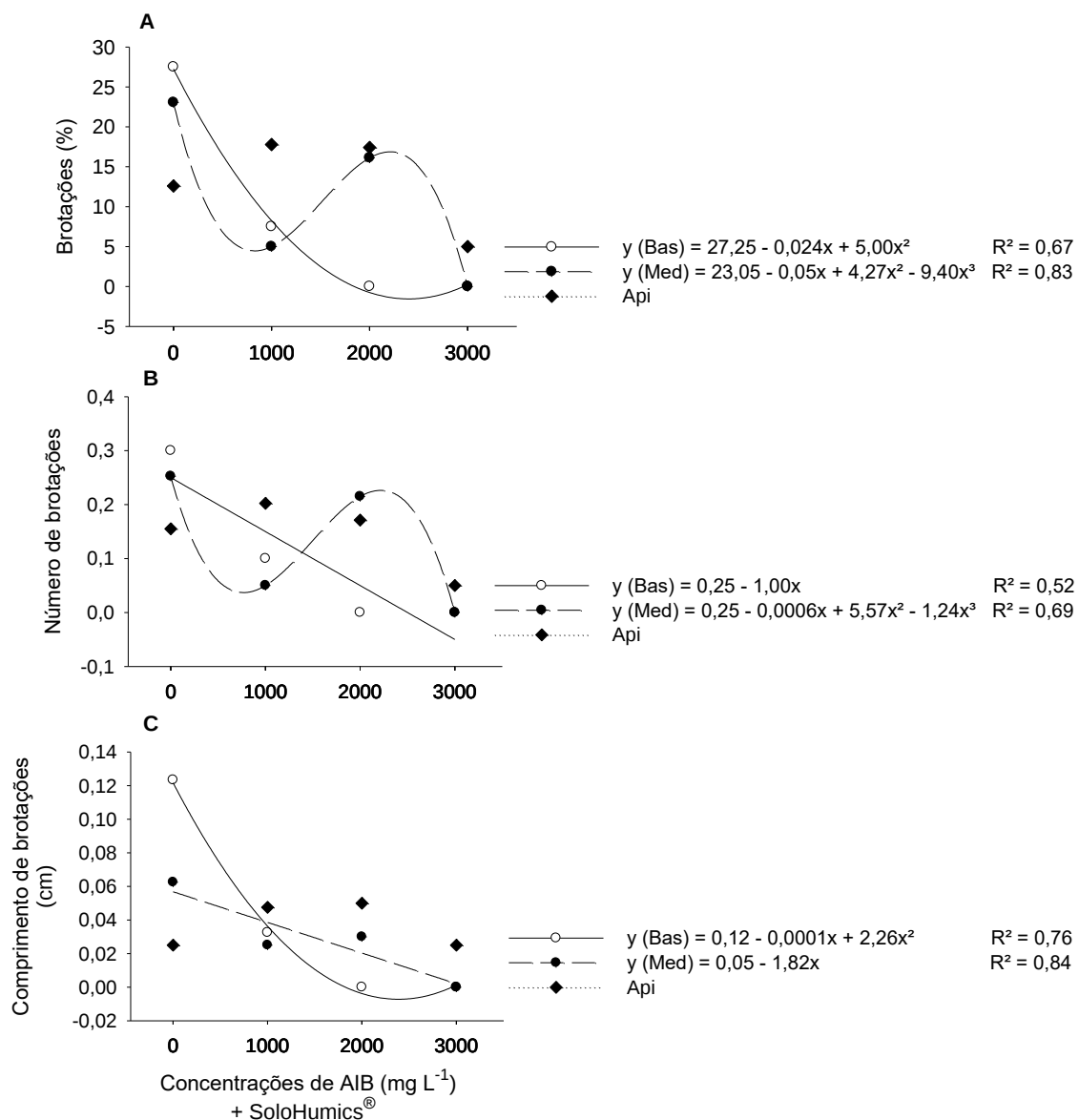


Figura 11. Porcentagem (A); número (B) e, comprimento de brotações (C) de miniestacas de oliveira ‘Arbequina’ em função das posições de coleta das miniestacas no ramo em diferentes concentrações de AIB + SoloHumics®. UFPel, Capão do Leão/RS, 2019.

Em relação à porcentagem de sobrevivência, ao utilizar a concentração de 1.000 mg L^{-1} de AIB não foi constatada diferença entre as posições de coleta das miniestacas no ramo; enquanto naquelas em que foi usado AIB nas concentrações 2.000 e 3.000 + SoloHumics® houveram diferenças para todas as posições de coleta das miniestacas no ramo, sendo que as miniestacas apicais apresentaram a menor porcentagem de sobrevivência em ambas as concentrações de AIB (Tabela 1).

Corroborando com isto, Freire et al. (2020), em experimento realizado com miniestacas de garapa (*Apuleia leiocarpa*) coletadas em diferentes porções do ramo (apical, mediana e basal) com diferentes concentrações de AIB (0, 1.000, 2.000 e

4.000 mg L⁻¹) observaram que as oriundas da porção apical apresentaram menor porcentagem de sobrevivência em todas as concentrações de AIB. Tal fato pode estar relacionado com a lignificação do material, pois de acordo com Hartmann et al. (2011), estacas coletadas de posições apicais do ramo apresentam menor grau de lignificação e, portanto, são mais sensíveis a desidratação.

Na comparação entre as concentrações de AIB + SoloHumics®, o percentual de sobrevivência ajustou-se ao modelo de regressão linear para as posições basal e mediana, e ao modelo de regressão polinomial cúbica para miniestacas apicais. As maiores porcentagens de sobrevivência, retenção foliar e número de folhas ocorreram com a utilização de 0 e 1.000 mg L⁻¹ AIB + SoloHumics® nas miniestacas basais e apicais, e decresceram em todas as posições de coleta das miniestacas no ramo com a concentração de 3.000 mg L⁻¹ AIB (Figura 10).

Resultados semelhantes foram obtidos por Moreira et al. (2017) com miniestaquia de oliveira 'Barnea', onde utilizando diferentes concentrações de AIB (0, 1.000, 2.000 e 3.000 mg L⁻¹), registraram decréscimos no percentual de sobrevivência. Averiguando estes resultados, é possível inferir que a maior concentração do regulador vegetal pode ter causado fitotoxidez no material propagativo, afetando a sobrevivência e a retenção foliar das miniestacas.

Para as variáveis porcentagem, número e comprimento de brotações, as maiores médias para miniestacas basais e medianas foram obtidas quando utilizou-se somente o SoloHumics®. Para as miniestacas apicais, as maiores médias foram verificadas com 1.000 mg L⁻¹ AIB (Tabela 1) e, para todas as posições ocorreram decréscimos quando se utilizou 3.000 mg L⁻¹ AIB (Figura 11). Além da hipótese sobre uma possível fitotoxidez, a redução na porcentagem, número e comprimento de brotações para este tratamento pode estar relacionada ao desequilíbrio entre auxinas e citocininas, promovido pela alta concentração de auxina utilizada, pois o excesso de auxina pode inibir a brotação (TAIZ; ZEIGER, 2013).

A presença de folhas e de novas brotações tem importância na produção de fotoassimilados, devido ao aumento da área fotossintetizante, podendo influenciar o desempenho de enraizamento das miniestacas, alterando os níveis de auxina e reservas de carboidratos. Entretanto, Oliveira et al. (2003), trabalhando com estacas com diferentes números de nós e folhas de oliveira cultivares Arbequina e Picual constataram que a diferença no número de folhas provocou pouca influência sobre a formação de raízes das mesmas.

Neste sentido, é possível observar que no presente trabalho, as miniestacas basais e medianas, que apresentaram maior porcentagem de brotação (27,50% e 23,06%, respectivamente), com a utilização apenas de SoloHumics®, também apresentaram o menor número e comprimento de raízes em relação às demais concentrações de SoloHumics® + AIB.

De acordo com Wei et al. (2019), a alta proporção de citocinina em relação à auxina promove a formação de brotações, enquanto o inverso propicia a formação de raízes. Portanto, no presente estudo é possível inferir que o maior número de brotações e menor número de raízes nas miniestacas tratadas somente com SoloHumics® esteja relacionado com a concentração de citocinina endógena.

Para a variável porcentagem de enraizamento houve significância para os tratamentos, mas não para a interação entre eles (Tabela 2, Figura 12). Para a porcentagem de calo e raiz verificou-se significância apenas para posições de coleta das miniestacas no ramo (Tabela 2) e para a porcentagem de calo sem raiz não houve significância estatística em nenhum dos tratamentos. Para número, comprimento e massa de matéria seca de raízes foi verificada significância para a interação entre os fatores de tratamento testados (Tabela 1, Figuras 13 e 14).

Tabela 2 – Porcentagem de miniestacas enraizadas e com calo e raiz de oliveira cv. Arbequina em função da posição de coleta das miniestacas no ramo. UFPel, Capão do Leão/RS, 2019.

Variáveis	Posição de coleta das miniestacas no ramo		
	Basal	Mediana	Apical
Enraizamento (%)	58,40 a ^{1/}	72,34 a	60,83 a
Calo e raiz (%)	54,96 a	64,50 a	60,50 a

^{1/}Médias seguidas por mesma letra na linha não diferem entre si pelo teste de Waller-Duncan ($p \leq 0,05$) comparando as posições de coleta das miniestacas no ramo.

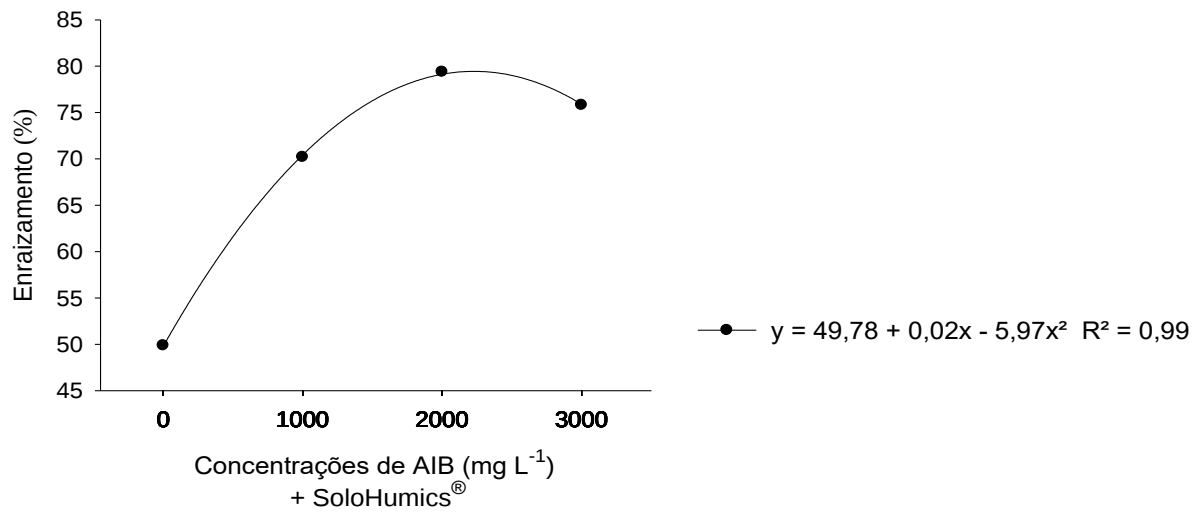


Figura 12. Porcentagem de enraizamento de miniestacas de oliveira 'Arbequina' em diferentes concentrações de AIB + SoloHumics®. UFPel, Capão do Leão/RS, 2019.

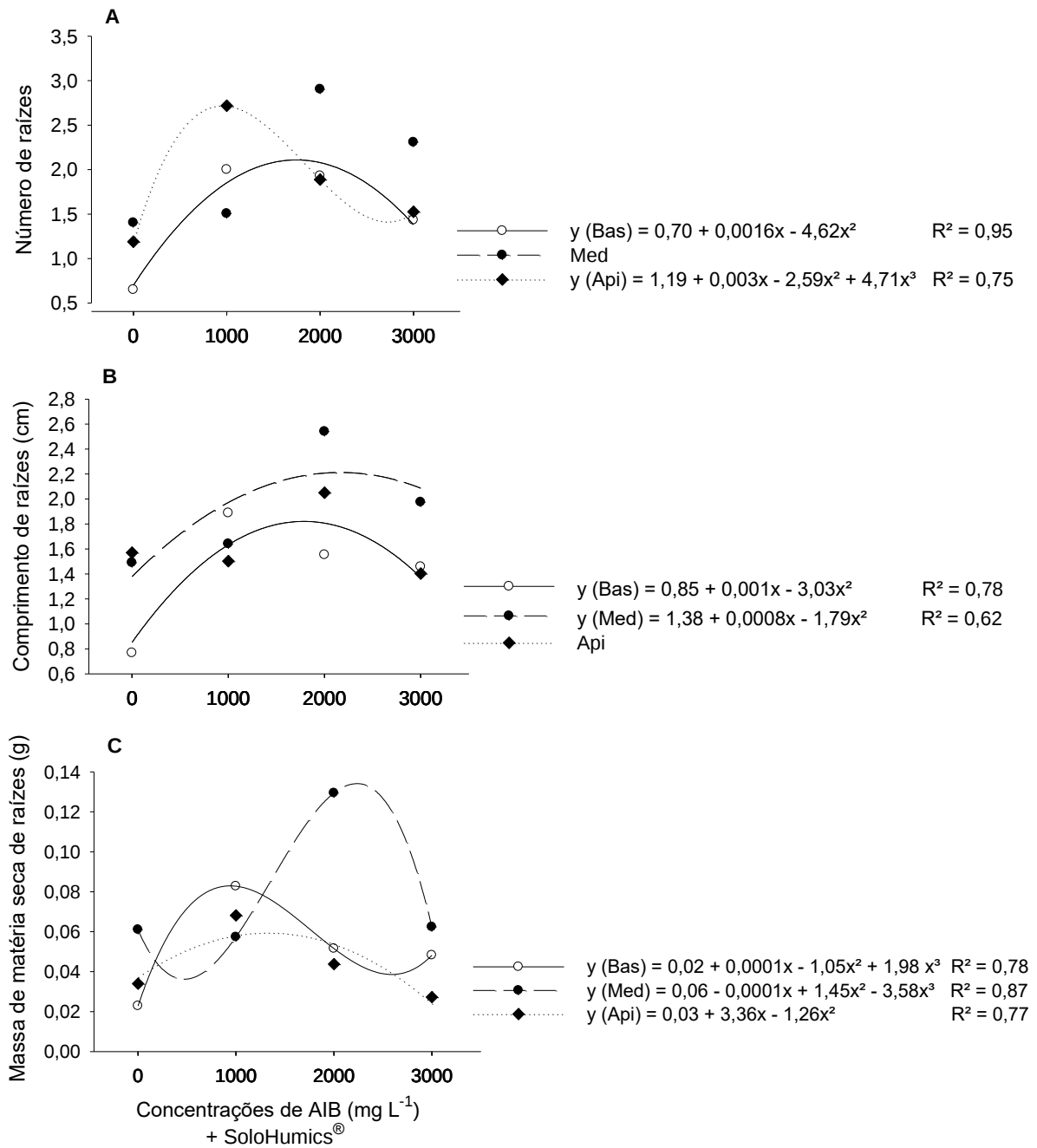


Figura 13. Número (A); comprimento (B) e, massa de matéria seca de raízes (C) de miniestacas de oliveira 'Arbequina' em função das posições de coleta das miniestacas no ramo em diferentes concentrações de AIB + SoloHumics®. UFPel, Capão do Leão/RS, 2019.

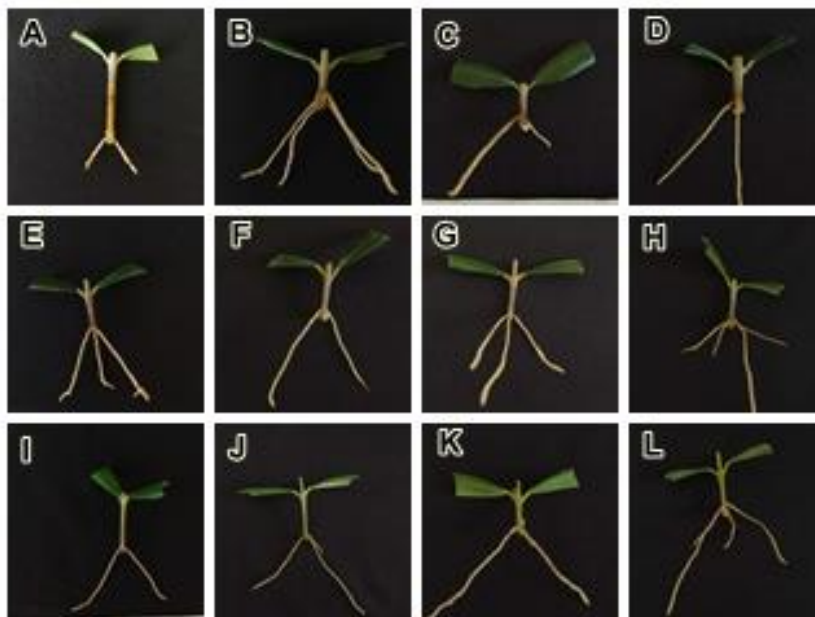


Figura 14. Miniestacas basais de oliveira cv. Arbequina com 0 (A), 1.000 (B), 2.000 (C) e 3.000 (D) mg L⁻¹ AIB + SoloHumics®; miniestacas medianas de oliveira cv. Arbequina com 0 (E), 1.000 (F), 2.000 (G) e 3.000 (H) mg L⁻¹ AIB + SoloHumics®; e miniestacas apicais de oliveira cv. Arbequina com 0 (I), 1.000 (J), 2.000 (K) e 3.000 (L) mg L⁻¹ AIB + SoloHumics® aos 60 dias de cultivo. UFPel, Capão do Leão/RS, 2019.

Em relação à porcentagem de miniestacas com calo e raiz e enraizadas não houve diferença estatística entre as posições de coleta das miniestacas no ramo; no entanto, as maiores médias foram obtidas em estacas medianas, 64,50 % e 72,34 %, respectivamente (Tabela 2).

Os padrões anatômicos da formação de raízes adventícias podem ser divididos em desenvolvimento direto e indireto. No padrão direto preconiza-se a ocorrência de células competentes que, após a indução, iniciam divisões celulares num padrão polar de diferenciação de primórdios. Em contrapartida, no padrão indireto há envolvimento de um estado inicial não competente, em que as células são inábeis em responder a estímulos indutivos; após a indução, divisões celulares indiretas ocorrem com formação do calo na região basal, previamente à diferenciação de primórdios (HARTMANN et al., 2011; ALMEIDA et al., 2017).

Segundo Hartmann et al. (2011), para algumas espécies o desenvolvimento do calo pode ser um precursor da formação de raízes. No presente estudo, na maior parte das miniestacas enraizadas verificou-se a presença de calo (Tabela 2), demonstrando assim padrão indireto de formação de raízes adventícias.

Alta porcentagem de calo também foi verificada por Silva et al. (2012) trabalhando com estacas semilenhosas de oliveira 'Arbequina' coletadas em duas

épocas (abril e agosto) e tratadas com 3.000 mg L⁻¹ AIB, sendo que a porcentagem de enraizamento foi 26,00 e 24,00%, e a porcentagem de calo de 32,00 e 37,00% respectivamente, para abril e agosto. Apesar da maior porcentagem de calo em relação ao enraizamento, os autores afirmam que algumas cultivares de oliveira necessitam de um tempo maior para que ocorra a diferenciação celular e, conseqüentemente, a formação de raízes adventícias após o processo de formação de calo.

Por outro lado, Denaxa et al. (2019), em experimento com estacas subapicais de oliveira 'Arbequina' com a concentração de 2.000 mg L⁻¹ de AIB, observaram que a maioria das estacas enraizaram sem formação de calo, enquanto poucas formaram calo. Tal fato pode ser explicado por Fachinello et al. (2005), que afirmam não haver uma relação direta entre a formação de calo e o enraizamento de estacas e reiteram que apesar de serem fenômenos independentes, na maioria dos casos, a formação de calo e o aparecimento das raízes adventícias são influenciados pelos mesmos fatores e podem ocorrer simultaneamente.

Corroborando com essas informações, Denaxa et al. (2019) afirmam que a formação de raízes adventícias da oliveira 'Arbequina' pode ser afetada pela interação de auxina, atividades enzimáticas e estrutura anatômica.

Para a porcentagem de enraizamento houve ajuste ao modelo de regressão polinomial quadrático, e os resultados foram crescentes até a concentração de 2.000 mg L⁻¹ AIB (Figura 12).

É importante salientar que, mesmo com a redução nos valores ao utilizar 3.000 mg L⁻¹ AIB + SoloHumics® os resultados referentes ao desenvolvimento radicular em todas as posições de coleta das miniestacas no ramo foram superiores aos obtidos por Casarin et al. (2018), que em experimento realizado na primavera com miniestacas de oliveira cultivar Arbequina coletadas de um minijardim clonal em sistema de cultivo convencional (matrizes mantidas em sacos plásticos preto com substrato Carolina Soil®) constataram que ao utilizar a concentração de 3.000 mg L⁻¹ de AIB a porcentagem de enraizamento foi de 8,00% no primeiro ano e de 49,00% no segundo ano.

Neste trabalho, o incremento na porcentagem de enraizamento pode estar associado à utilização do AIB + SoloHumics®, pois quando utilizado somente o SoloHumics® o enraizamento foi de 49,87% (Figura 12).

Oliveira et al. (2010), testando 0 e 3.000 mg L⁻¹ de AIB associado a utilização de diferentes concentrações de fertilizantes orgânicos no solo em estacas de oliveira 'Ascolano 315' verificaram que quando utilizado somente o fertilizante orgânico os resultados não foram satisfatórios, mas conforme as concentrações dos fertilizantes aumentaram também aumentou a porcentagem de enraizamento; e quando utilizado o fertilizante em conjunto com 3.000 mg L⁻¹ de AIB houveram incrementos na formação de raízes.

Miniestacas medianas apresentaram maior número, comprimento e massa de matéria seca de raízes com a utilização de 2.000 mg L⁻¹ AIB + SoloHumics®, enquanto nas miniestacas basais e apicais o maior número de raízes foi registrado quando essas foram tratadas com 1.000 mg L⁻¹ AIB + SoloHumics® (Tabela 2).

Com a utilização de 3.000 mg L⁻¹ AIB + SoloHumics® verificou-se decréscimos para as variáveis número, comprimento e massa de matéria seca de raízes em todas as posições de coleta das miniestacas no ramo. Moreira et al. (2017), observaram o maior número de raízes com a utilização de 2.000 mg L⁻¹ de AIB para miniestacas de oliveira cultivar Barnea, e redução com o aumento da concentração para 3.000 mg L⁻¹. Por outro lado, Frölech et al. (2020) concluíram que houve aumento no número de raízes em miniestacas de oliveira cultivar Maria da Fé com a utilização de 1.000 mg L⁻¹ de AIB e redução na concentração de 2.000 mg L⁻¹.

Estes resultados evidenciam as diferentes respostas quanto ao potencial rizogênico em cultivares de oliveira e concentrações de AIB utilizadas. Timm et al. (2015), afirmam que o teor adequado de auxina exógena para estímulo de enraizamento depende da concentração existente no tecido, e que o aumento da concentração de auxina exógena aplicada em miniestacas provoca efeito estimulador de raízes até um valor máximo, a partir do qual qualquer acréscimo de auxinas tem efeito inibitório.

Apesar das diferenças no desenvolvimento aéreo e radicial das miniestacas coletadas nas distintas posições no ramo, os resultados do presente estudo demonstraram ser possível utilizar miniestacas basais, medianas e apicais, o que representa maior aproveitamento dos ramos coletados na planta matriz. Além disso, pode ser usado 1.000 mg L⁻¹ AIB + SoloHumics® para miniestacas basais e apicais e 2.000 mg L⁻¹ AIB + SoloHumics® para miniestacas medianas, em função do maior potencial de enraizamento.

3.4 Conclusão

A oliveira 'Arbequina' pode ser propagada por miniestacas basais e apicais submetidas ao uso de 1.000 mg L⁻¹ de AIB + SoloHumics® e por miniestacas medianas tratadas com 2.000 mg L⁻¹ de AIB + SoloHumics®.

4 CAPÍTULO 2- Lesão na base, ácido indolbutírico e substâncias húmicas na miniestaquia de oliveira ‘Arbequina’

4.1 Introdução

A oliveira (*Olea europaea* L.) é uma planta originária da região Mediterrânea (GUO et al., 2017), cujos frutos, as azeitonas, são consumidos mundialmente como azeitonas de mesa e azeite (COSTA; MELLONI, 2019).

No Brasil, é crescente o interesse por essa cultura, principalmente nas regiões Sul e Sudeste, consideradas aptas ao seu cultivo em virtude da ocorrência do acúmulo de horas de frio (KIST et al., 2019; SCHUCH et al., 2019). Dentre as cultivares mais produzidas nessas regiões, a ‘Arbequina’, além da adaptação ao solo e ao clima, destaca-se pelo baixo vigor, precocidade e alta capacidade produtiva (COUTINHO et al., 2009; COUTINHO et al., 2015).

Segundo Schuch et al. (2019), a propagação é parte integrante da cadeia produtiva e o primeiro passo para a implantação da cultura da oliveira. Portanto, para a expansão da olivicultura no Brasil a obtenção de mudas de qualidade é essencial.

O principal método de propagação dessa planta é a estaquia (CASARIN et al., 2017), sendo que a formação de raízes adventícias é considerada um pré-requisito para o sucesso da mesma (HIGUCHI et al., 2021). Apesar disso, alguns trabalhos têm verificado baixas percentagens de enraizamento de estacas de oliveira ‘Arbequina’, variando entre 12,00% e 26,00% (SILVA et al., 2012; INOCENTE et al., 2018; ROSA et al., 2018).

Diante desse cenário, uma alternativa para a propagação da oliveira que pode promover melhorias nos índices de enraizamento é a miniestaquia, que surgiu como uma variação da estaquia convencional em espécies do gênero *Eucalyptus* (CASARIN et al., 2017). Entre suas vantagens, destacam-se o baixo custo, a necessidade de pequena área para propagação (TIMM et al., 2017) e a menor demanda de material propagativo, uma vez que as miniestacas são confeccionadas com 3,00 a 6,00 cm de comprimento (MOREIRA et al., 2017).

Apesar de ser uma técnica promissora, o enraizamento da miniestaca pode variar em relação a fatores, como: presença de lesão na base da miniestaca, tipo e concentração de reguladores vegetais, cultivar, posição de coleta da miniestaca no ramo, entre outros.

Em relação à presença de lesão na base da miniestaca, a exposição do câmbio e a região do córtex fornecida pela incisão no tecido pode facilitar a absorção de água e de substâncias promotoras do enraizamento (FACHINELLO et al., 2005). Dentre essas substâncias estão os reguladores vegetais, sendo o ácido indolbutírico (AIB) a auxina mais utilizada (INOCENTE et al., 2018).

O uso de reguladores vegetais, como o AIB, têm apresentado resultados satisfatórios; no entanto, como são caros (UDDIN et al., 2020), e seu uso tem sido questionado em função de restrições que estão sendo impostas ao uso desses na produção de plantas (WISZNIEWSKA et al., 2016), outra opção é a utilização de substâncias húmicas, que consistem em um complexo conjunto de moléculas derivadas de restos vegetais e animais (NARDI et al., 2016). Tais substâncias são consideradas bioestimulantes, e possuem efeito semelhante ao das auxinas, pois promovem melhorias no crescimento e desenvolvimento radicular de plantas (ZANDONADI et al., 2019).

Alguns autores relataram que o uso de substâncias húmicas favoreceu o enraizamento de estacas de cróton (*Codianium variegatum* L. Rumph), hibisco (*Hibiscus rosa-sinensis* L.) (BALDOTTO et al., 2012), justiça vermelha (*Megaskepasma erythrochlamys*), sanquêsia (*Sanchezia nobilis*) (BALDOTTO; BALDOTTO, 2014), figueira (*Ficus carica* L.) (ALANI et al., 2020), cajá-vermelho (*Spondia purpurea* L.) (OLIVEIRA et al., 2020).

Para oliveira, Ritter (2019) testou as mesmas na estaquia da cv. 'Maria da Fé' e 'Ascolano'. Contudo, no caso da oliveira 'Arbequina', são escassas as informações sobre a utilização de substâncias húmicas em associação com o AIB em miniestacas submetidas a técnicas de condicionamento, como lesão na base.

Com base nesses aspectos, o objetivo deste trabalho foi avaliar a presença e ausência de lesão na base de miniestacas de oliveira cultivar Arbequina submetidas a concentrações de AIB e substâncias húmicas.

4.2 Material e Métodos

O experimento foi conduzido de outubro a dezembro de 2019, em estufa agrícola com temperatura controlada ($25^{\circ}\text{C} \pm 2^{\circ}\text{C}$), pertencente ao Departamento de Fitotecnia da Faculdade de Agronomia Eliseu Maciel (FAEM) da Universidade Federal de Pelotas (UFPeL), localizada no município Capão do Leão – RS.

O delineamento experimental foi o inteiramente casualizado em esquema bifatorial 2 x 4 (presença e ausência de lesão na base das miniestacas e concentrações de ácido indolbutírico (AIB) com substâncias húmicas (SoloHumics®) (0 mg L⁻¹ AIB + 10 mL SoloHumics®; 1.000 mg L⁻¹ AIB + 10 mL SoloHumics®; 2.000 mg L⁻¹ AIB + 10 mL SoloHumics®; e 3.000 mg L⁻¹ AIB + 10 mL SoloHumics®), com quatro repetições e 15 miniestacas por repetição, totalizando 60 miniestacas por tratamento.

O produto comercial SoloHumics® foi doado pela indústria SoloHumics® fertilizantes, e é composto por substâncias húmicas obtidas da extração de turfeira, contendo: ácido húmico (25%), ácido fúlvico (5%) e matéria orgânica (60%).

O material propagativo utilizado foi oriundo de minijardim clonal de oliveira (*Olea europaea* L.) cultivar Arbequina com dois anos de idade, produzidas por meio da miniestaquia e mantidas em vasos de 30L com substrato Beifort S-10B®, em casa de vegetação da UFPel. Os ramos utilizados foram provenientes da segunda poda das plantas matrizes, realizada na primavera (15 de outubro), sendo o intervalo entre a primeira e a segunda poda de 150 dias.

Os ramos (12,0 a 15,0 cm de comprimento) foram coletados das plantas matrizes no período da manhã e dispostos provisoriamente em um recipiente com água, para evitar a desidratação. Em seguida, foram confeccionadas e padronizadas miniestacas de 3,0 a 4,0 cm, com a base em bisel, contendo duas folhas cortadas ao meio e com diâmetro de aproximadamente 3,0 mm (coletadas da porção mediana dos ramos). De acordo com o tratamento, realizou-se ou não uma lesão superficial na base das miniestacas com cerca de 0,3 cm através de um bisturi (Figura 15).

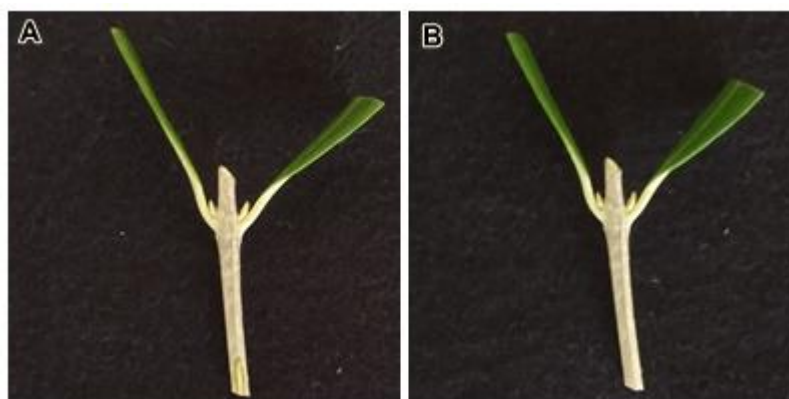


Figura 15. Miniestacas de oliveira cv. Arbequina com presença (A) e ausência (B) de lesão na base. UFPel, Capão do Leão/RS, 2019.

Posteriormente, as bases de todas as miniestacas foram imersas em SoloHumics® na concentração de 10 mL (contendo 2.500 mg L⁻¹ de substâncias húmicas) durante 90 minutos, seguindo metodologia descrita por Ritter (2019) e, a seguir, as mesmas foram tratadas ou não com AIB (conforme o tratamento), tendo sua base imersa na solução durante 10 segundos.

As miniestacas foram acondicionadas em embalagens plásticas transparentes e articuladas Sanpack® (235x169x100mm) perfuradas na base, contendo vermiculita média expandida, previamente umedecidas com 500 mL de água destilada. Em seguida, realizou-se tratamento fitossanitário preventivo das miniestacas com o fungicida Captana (3 g L⁻¹), utilizando-se um borrifador com capacidade para 500 mL e após, as mesmas foram mantidas sobre bancadas em estufa agrícola com cobertura de vidro e estruturas de alumínio (Figura 16).



Figura 16. Miniestacas de oliveira cv. Arbequina acondicionadas em embalagens plásticas Sanpack® contendo vermiculita média expandida. UFPel, Capão do Leão/RS, 2019.

Durante o experimento, a cada 15 dias procedeu-se a rega com o uso de borrifador com capacidade para 1.500 mL, utilizando-se cerca de 80 mL de água destilada por embalagem, que foram mantidas com tampa (fechadas), a fim de formar um microambiente úmido para evitar a desidratação dos tecidos.

Após 60 dias avaliou-se a sobrevivência das miniestacas (porcentagem de miniestacas vivas) e a retenção foliar (porcentagem de miniestacas que não perderam

as folhas iniciais); o número de folhas; a porcentagem, número e comprimento de brotações; a porcentagem de enraizamento, de miniestacas com calo e raiz, bem como com calo e sem raiz, além do número, comprimento e massa de matéria seca de raízes. Para as avaliações das variáveis comprimento de brotações e comprimento de raízes foi utilizada régua graduada e os resultados foram expressos em centímetros (cm). Para a secagem das raízes, utilizou-se a estufa Quimis® (Q317M) a 60°C, até obter-se peso constante (aproximadamente três dias). Após a secagem, as amostras foram pesadas em balança de precisão, obtendo-se as suas respectivas massas de matérias secas expressas em gramas (g).

Os dados obtidos foram analisados quanto à normalidade pelo teste de Shapiro Wilk; à homocedasticidade pelo teste de Hartley; e, a independência dos resíduos por análise gráfica, e evidenciaram não ser necessária a transformação dos dados. Posteriormente, os dados foram submetidos à análise de variância através do teste F ($p \leq 0,05$). Constatando-se significância estatística, os efeitos da presença e ausência de lesão na base das miniestacas foram comparados pelo teste t ($p \leq 0,05$).

Os efeitos das concentrações de AIB + SoloHumics® foram avaliados por modelos de regressão ($p \leq 0,05$), conforme segue: $y = y_0 + ax$; $y = y_0 + ax + bx^2$. A seleção do modelo foi baseada no baixo resíduo, baixo p -valor, e alto R^2 e R^2 adj.

4.3 Resultados e Discussão

Para as variáveis porcentagem de sobrevivência; número de folhas; porcentagem, número e comprimento de brotações foi verificada interação entre os fatores de tratamento testados (Tabela 3, Figuras 17 e 18). Para a porcentagem de retenção foliar não houve significância estatística em nenhum dos tratamentos testados.

Tabela 3 - Porcentagem de sobrevivência; número de folhas; porcentagem, número e comprimento (cm) de brotações; porcentagem de miniestacas enraizadas, com calo e raiz e com calo sem raiz; número, comprimento (cm) e massa de matéria seca das raízes (g) de oliveira cv. Arbequina em função da presença e ausência de lesão na base das miniestacas em diferentes concentrações de AIB + SoloHumics®. UFPel, Capão do Leão/RS, 2019.

Presença e ausência de lesão na base	Concentrações de AIB (mg L ⁻¹) + SoloHumics®			
	0	1.000	2.000	3.000
Sobrevivência (%)				
Com lesão	93,33 a ^{1/}	91,67 a	85,00 b	82,22 a
Sem lesão	88,33 a	93,34 a	96,67 a	75,00 a
Número de folhas				
Com lesão	2,17 a	3,20 a	2,63 a	2,00 a
Sem lesão	2,00 a	1,98 b	2,22 b	1,74 a
Brotações (%)				
Com lesão	11,34 a	48,75 a	21,85 a	10,26 a
Sem lesão	16,36 a	12,44 b	8,45 a	3,57 a
Número de brotações				
Com lesão	0,11 a	0,72 a	0,32 a	0,12 a
Sem lesão	0,16 a	0,14 b	0,13 a	0,02 a
Comprimento de brotações (cm)				
Com lesão	0,04 a	0,19 a	0,09 a	0,21 a
Sem lesão	0,06 a	0,03 b	0,03 b	0,003 a
Enraizamento (%)				
Com lesão	77,40 a	96,43 a	89,69 a	83,56 a
Sem lesão	43,48 b	39,23 b	75,60 b	83,35 a
Calo e raiz (%)				
Com lesão	27,85 a	63,10 a	72,03 a	79,14 a
Sem lesão	19,70 b	19,36 b	56,67 a	60,44 a
Calo sem raiz (%)				
Com lesão	6,67 a	3,57 b	3,85 a	14,68 a
Sem lesão	25,70 a	52,18 a	21,19 a	15,93 a
Número de raízes				
Com lesão	1,84 a	3,25 a	3,66 a	3,57 a
Sem lesão	0,90 b	1,08 b	1,93 b	2,39 b
Comprimento de raízes (cm)				
Com lesão	2,27 a	2,76 a	2,18 a	1,48 a
Sem lesão	1,12 b	0,88 b	2,56 a	1,70 a
Massa de matéria seca de raízes (g)				
Com lesão	0,16 a	0,19 a	0,14 a	0,12 a
Sem lesão	0,06 b	0,04 b	0,08 b	0,07 a

^{1/}Médias seguidas por mesma letra na coluna não diferem entre si pelo teste de t (p≤0,05) comparando a presença e ausência de lesão na base das miniestacas em diferentes concentração de AIB + SoloHumics®.

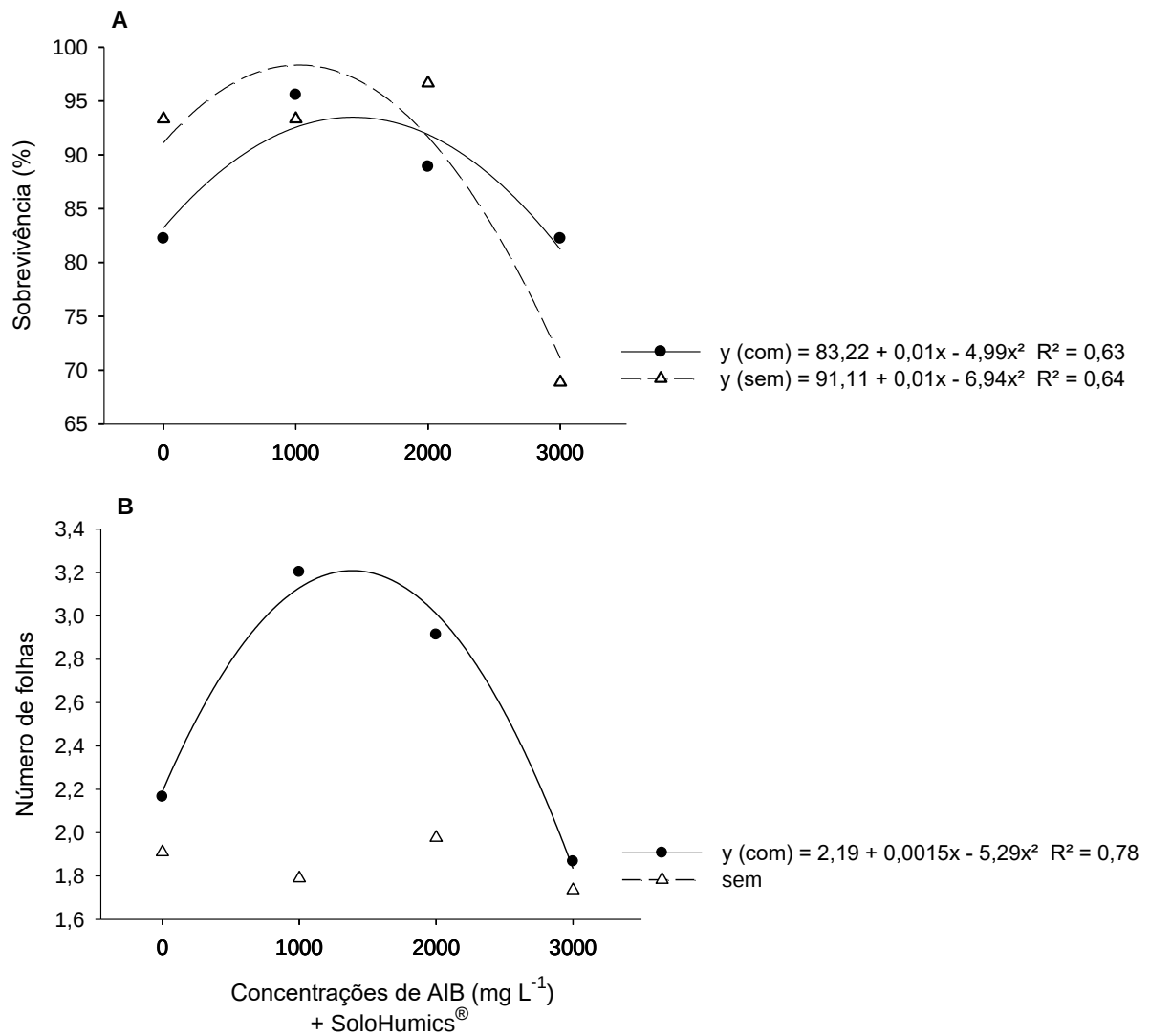


Figura 17. Porcentagem de sobrevivência (A) e, número de folhas (B) de miniestacas de oliveira 'Arbequina' em função da presença e ausência de lesão na base das miniestacas em diferentes concentrações de AIB + SoloHumics®. UFPel, Capão do Leão/RS, 2019.

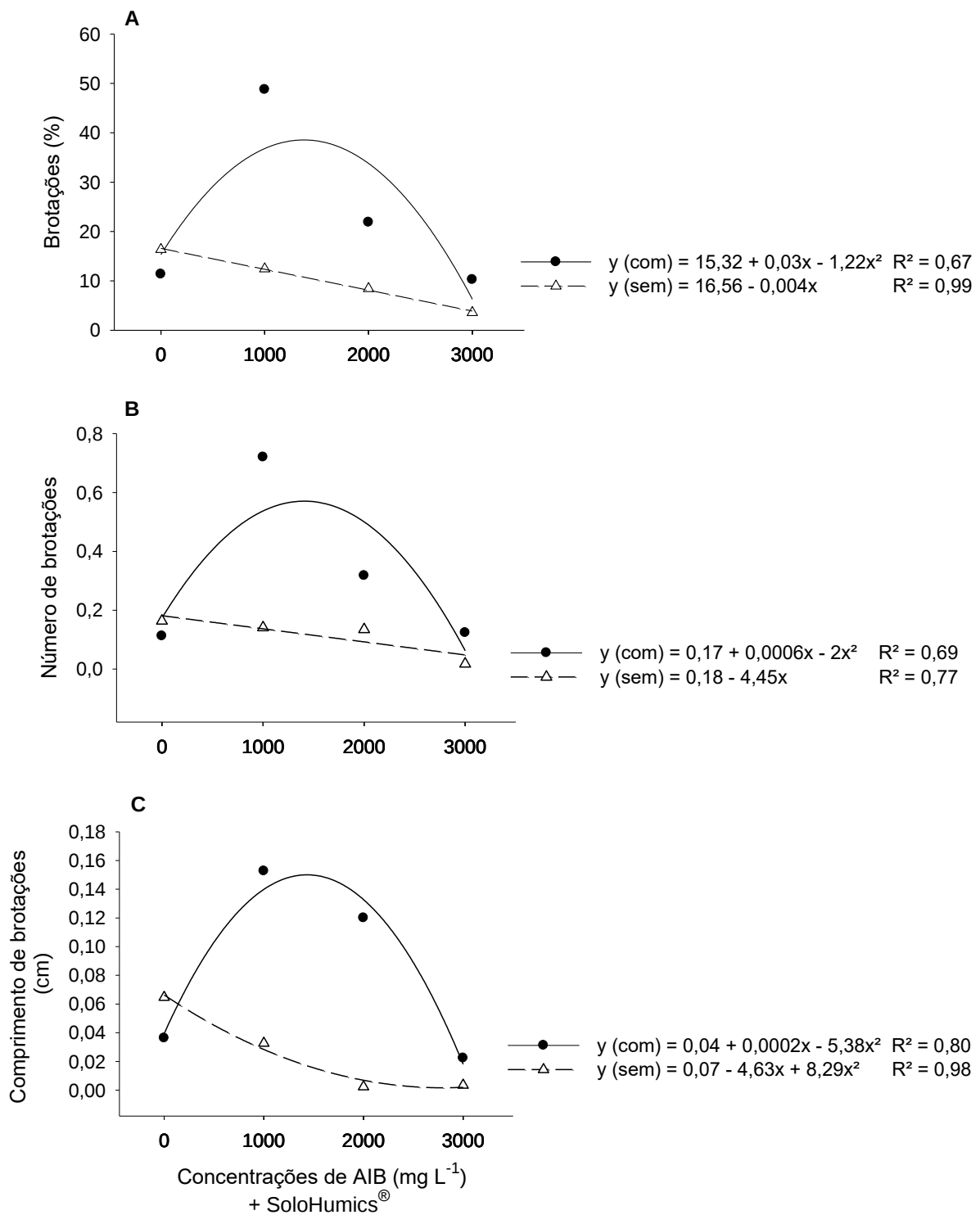


Figura 18. Porcentagem (A); número (B) e, comprimento de brotações (C) de miniestacas de oliveira 'Arbequina' em função da presença e ausência de lesão na base das miniestacas em diferentes concentrações de AIB + SoloHumics®. UFPel, Capão do Leão/RS, 2019.

Em relação à porcentagem de sobrevivência, com o uso de 0, 1.000 e 3.000 mg L⁻¹ de AIB não foi constatada diferença com a presença e ausência de lesão na base das miniestacas. Apenas quando utilizou-se 2.000 mg L⁻¹ de AIB + SoloHumics® foram observadas diferenças, sendo que a maior porcentagem de sobrevivência ocorreu nas miniestacas sem lesão na base. Colombo et al. (2008), em experimento realizado com estacas herbáceas de goiabeira seleção 8501-1 (*Psidium guajava* L.) verificaram que a presença e ausência de lesão na base das estacas não influenciou a porcentagem de sobrevivência das mesmas.

Na comparação entre as concentrações de AIB + SoloHumics® a porcentagem de sobrevivência ajustou-se ao modelo de regressão polinomial quadrática para as miniestacas com e sem lesão na base. Para miniestacas lesionadas, a maior sobrevivência das miniestacas ocorreu quando foram tratadas somente com SoloHumics®, mas naquelas sem lesão na base a maior resposta foi observada com 2.000 mg L⁻¹ de AIB + SoloHumics®. Além disso, no tratamento com SoloHumics® com a maior concentração (3.000 mg L⁻¹) do regulador vegetal registrou-se menor sobrevivência das miniestacas, independente da lesão na base (Figura 17 A).

Resultados similares foram observados por Moreira et al. (2017) com miniestacas de oliveira 'Barnea' lesionadas na base e tratadas com 0, 1.000, 2.000 e 3.000 mg L⁻¹ de AIB, onde registraram decréscimos na porcentagem de sobrevivência com o uso da maior concentração.

Analisando os resultados do presente estudo é possível que o regulador vegetal tenha causado fitotoxidez, afetando a porcentagem de sobrevivência das miniestacas, principalmente as que apresentavam lesão em sua base.

De acordo com as figuras 17 B e 18 A e B, verifica-se que o maior número de folhas, porcentagem e número de brotações foi obtido em miniestacas com lesão na base tratadas com 1.000 mg L⁻¹ de AIB + SoloHumics®. Quanto as miniestacas sem lesão na base, o maior número de folhas foi verificado com a utilização de 2.000 mg L⁻¹ de AIB + SoloHumics®.

Apesar desses resultados em relação ao AIB, a maior porcentagem, número e comprimento de brotações de miniestacas sem lesão na base foi obtida quando foi usado somente SoloHumics®, ou seja, sem esse regulador vegetal. Além disso, nas miniestacas com e sem lesão na base tratadas com 3.000 mg L⁻¹ de AIB + SoloHumics® houve decréscimo no número de folhas e na porcentagem de brotações

(Figuras 17 B e 18 A). Essa redução pode estar associada com o desequilíbrio entre auxinas e citocinininas devido à alta concentração de auxina, visto que o excesso da mesma pode inibir o desenvolvimento de brotações (TAIZ; ZEIGER, 2013).

Miniestacas com presença e ausência de lesão na base não apresentaram diferenças entre si na porcentagem e número de brotações quando se utilizou 0, 2.000 e 3.000 mg L⁻¹ de AIB + SoloHumics® (Tabela 3). Corroborando com estes resultados, Frölech et al. (2021), em experimento realizado com miniestacas de oliveira 'Arbequina' com presença e ausência de lesão na base e diferentes formas de aplicação de ácido indolbutírico (veiculado em álcool, talco e sem AIB) na concentração de 3.000 mg L⁻¹ constataram não haver diferenças na porcentagem de brotações com AIB veiculado em álcool, independente da lesão na miniestaca.

A presença de folhas e brotações em estacas pode contribuir para o surgimento e formação de raízes, por meio do transporte de carboidratos e outros fotoassimilados até a base da mesma (GUASSO et al., 2021). Nesse sentido, é possível observar que no presente trabalho as miniestacas com lesão na base, que apresentaram maior número de folhas, porcentagem e número de brotações, 3,20, 48,75% e 0,72, respectivamente, com 1.000 mg L⁻¹ de AIB + SoloHumics®, também apresentaram a maior porcentagem de enraizamento (Figuras 17 B, 18 A e B, e 19 C).

Outra constatação no presente estudo é que nas miniestacas sem lesão na base tratadas apenas com SoloHumics® (as quais apresentaram a maior porcentagem, número e comprimento de brotações) a porcentagem de enraizamento foi menor (Figura 18 e 19 C); portanto, é possível inferir que a presença de novas brotações em miniestacas sem lesão na base não influenciou seu enraizamento.

Para as variáveis porcentagem de miniestacas enraizadas, com calo e raiz e com calo e sem raiz; número, comprimento e massa de matéria seca de raízes, foi verificada significância para a interação entre os fatores de tratamento (Tabela 3, Figuras 19, 20 e 21).

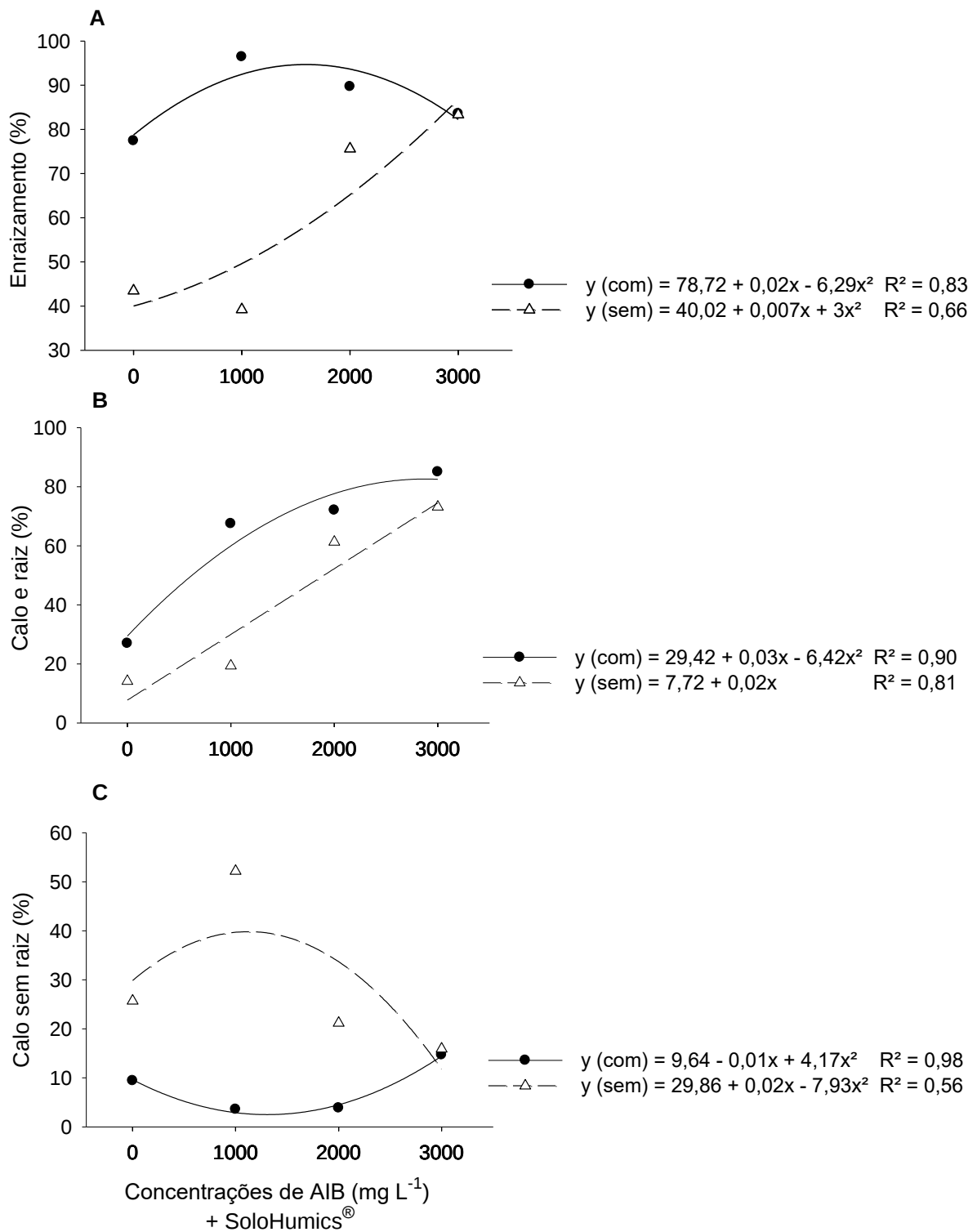


Figura 19. Porcentagem de enraizamento (A); calo e raiz (B) e, calo sem raiz (C) de miniestacas de oliveira 'Arbequina' em função da presença e ausência de lesão na base das miniestacas em diferentes concentrações de AIB + SoloHumics®. UFPel, Capão do Leão/RS, 2019.

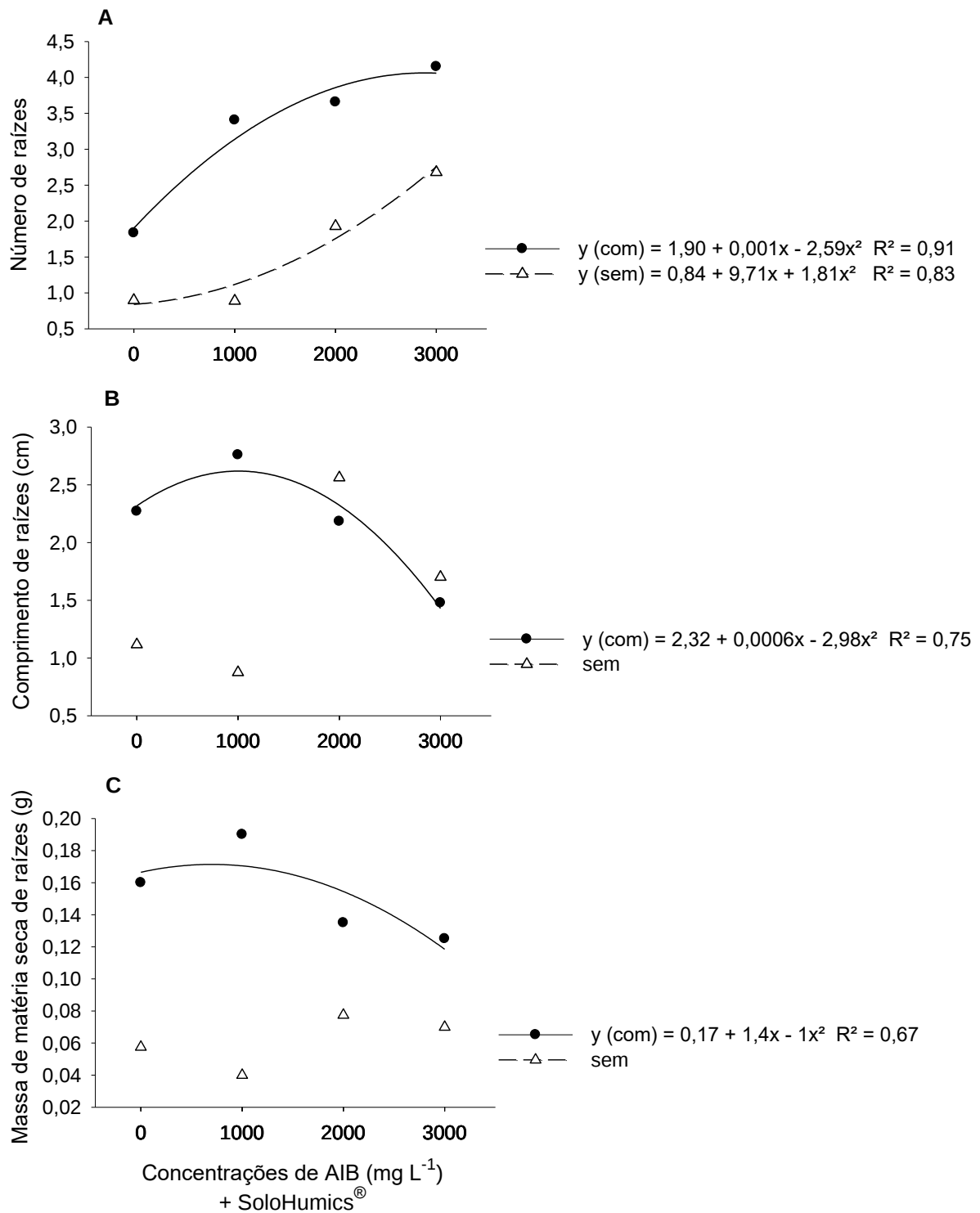


Figura 20. Número (A); comprimento (B) e, massa de matéria seca de raízes (C) de miniestacas de oliveira 'Arbequina' em função da presença e ausência de lesão na base das miniestacas em diferentes concentrações de AIB + SoloHumics®. UFPel, Capão do Leão/RS, 2019.

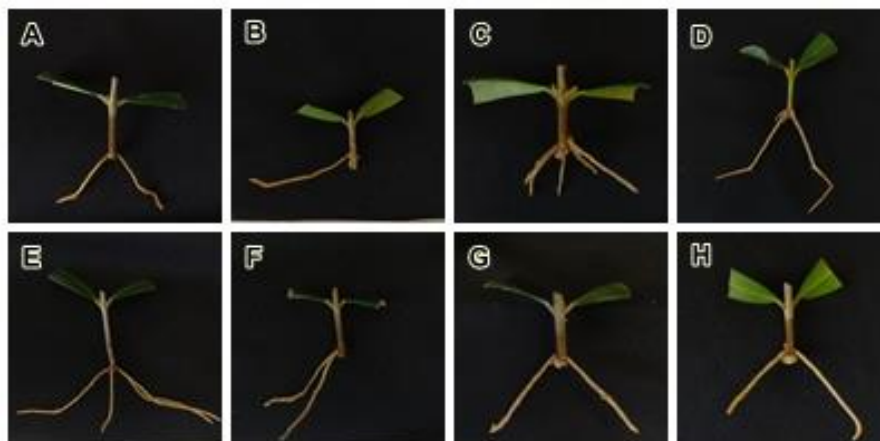


Figura 21. Miniestacas de oliveira cv. Arbequina com presença de lesão na base tratadas com 0 (A), 1.000 (B), 2.000 (C) e 3.000 (D) mg L⁻¹ AIB + SoloHumics®; e com ausência de lesão na base tratadas com 0 (E), 1.000 (F), 2.000 (G) e 3.000 (H) mg L⁻¹ AIB + SoloHumics® aos 60 dias de cultivo. UFPel, Capão do Leão/RS, 2019.

Em relação à porcentagem de miniestacas com calo e raiz, para todas as miniestacas usadas houve diferença apenas quando utilizou-se 0 e 1.000 mg L⁻¹ de AIB + SoloHumics®, onde as maiores médias foram verificadas nas miniestacas com lesão na base. Para a variável porcentagem de miniestacas com calo e sem raiz, obteve-se diferença apenas com 1.000 mg L⁻¹ de AIB + SoloHumics®, onde aquelas sem lesão na base apresentaram a maior porcentagem (52,18%).

De acordo com Hartmann et al. (2011), o desenvolvimento do calo pode ser um precursor da formação de raízes para algumas espécies. Neste estudo, na maior parte das miniestacas enraizadas observou-se a presença de calo, especialmente nas que apresentavam lesão na base, apesar de ter sido observado que muitas miniestacas não enraizadas possuíam calo, principalmente aquelas sem lesão na base. Uma explicação para tal fato é que a presença de lesão na base das miniestacas tenha acelerado a formação de raízes (Figura 21).

Villa et al. (2017) também observaram altas porcentagens de calos associadas a resultados satisfatórios de enraizamento em estacas semilenhosas de diferentes cultivares de oliveira ('Alto D'Ouro', 'Cornicabra', 'Frantoio', 'Galega', 'JB1', 'JB2', 'Mission', 'Penafiel SP', 'Picual' and 'Santa Catalina') cultivadas em dois substratos (areia e perlita®), onde as porcentagens de calo variaram entre 18% a 81%, e as de enraizamento entre 30% a 90%; no entanto, os mesmos não mencionaram se as estacas foram ou não lesionadas na base. Os autores também reiteram que a formação do calo pode ser importante no enraizamento de estacas de oliveira, de acordo com a cultivar a ser enraizada.

Em outro estudo, Silva et al. (2012) trabalhando com estacas semilenhosas de oliveira 'Arbequina' coletadas em duas épocas (abril e agosto) e tratadas com 3.000 mg L⁻¹ AIB, informaram que houve 26 e 24% de enraizamento e 32 e 37% de estacas com calo, respectivamente, em abril e agosto, mas também não mencionaram se as estacas foram lesionadas na base. Devido a maior porcentagem de calo em relação ao enraizamento, os autores afirmam que algumas cultivares de oliveira necessitam de um tempo maior para que ocorra a diferenciação celular e, conseqüentemente, a formação de raízes adventícias após o processo de formação do calo.

Segundo Silva et al. (2019), a formação do calo ocorre com a presença do regulador vegetal devido a um equilíbrio hormonal que se estabelece no tecido, com os níveis endógenos de hormônios em contato com a aplicação de auxina exógena. Nesse sentido, comparando os tratamentos com concentrações de AIB e SoloHumics®, a maior porcentagem de calo e raiz e de calo sem raiz para as que foram lesionadas na base ocorreu com 3.000 mg L⁻¹ de AIB + SoloHumics®; enquanto a maior porcentagem de miniestacas sem lesão na base com calo e raiz foi verificada com 3.000 mg L⁻¹ de AIB + SoloHumics® e a maior porcentagem de miniestacas com calo e sem raiz, com 1.000 mg L⁻¹ de AIB + SoloHumics®.

Para número, comprimento e massa de matéria seca de raízes as miniestacas com presença de lesão na base ajustaram-se ao modelo de regressão polinomial quadrático; todavia, as miniestacas sem lesão na base ajustaram-se ao modelo de regressão polinomial quadrático apenas para a variável número de raízes, pois para comprimento e massa de matéria seca de raízes não foi possível ajustar modelos de regressão (Figura 20).

Considerando que a lesão é realizada na base das estacas para estimular a divisão celular e promover a formação de primórdios de raiz (FACHINELLO et al., 2005), verificou-se que esta contribuiu para aumentar o enraizamento de miniestacas de oliveira 'Arbequina' quando utilizou-se as concentrações de 0, 1.000 e 2.000 mg L⁻¹ de AIB + SoloHumics®. Além disso, o número de raízes também foi superior em miniestacas lesionadas na base, diferindo das miniestacas sem esta lesão em todas as concentrações de AIB + SoloHumics®.

Resultados semelhantes foram relatados por Koyama et al. (2019) em experimento realizado com estacas herbáceas de mirtilheiro 'Brite Blue' (*Vaccinium ashei*) com e sem lesão na base, onde a maior porcentagem de enraizamento ocorreu em estacas lesionadas.

Miniestacas com lesão na base apresentaram maior porcentagem de enraizamento, comprimento e massa de matéria seca de raízes, 96,43%, 2,76 cm e 0,12 g, respectivamente, com 1.000 mg L⁻¹ de AIB + SoloHumics®, e com o aumento das concentrações de AIB houveram decréscimos no enraizamento (Figuras 19 A, 20 B e C).

O equilíbrio hormonal endógeno adequado, principalmente entre auxinas, giberelinas e citocininas, é necessário para um equilíbrio entre promotores e inibidores do processo de iniciação radicular (MÜHLBEIER et al., 2020). Uma das formas de promover esse equilíbrio é pela aplicação exógena de reguladores vegetais sintéticos e, neste sentido, as auxinas são os mais utilizados para estimular o enraizamento adventício de miniestacas. Por outro lado, o aumento da concentração de auxina aplicada nas miniestacas provoca efeito estimulador de raízes até um valor máximo, a partir do qual qualquer acréscimo tem efeito inibitório (TIMM et al., 2015).

Essas informações podem ajudar a explicar o que ocorreu neste estudo, ou seja, a redução na porcentagem de enraizamento de miniestacas com lesão na base com o aumento da concentração de AIB. Pereira et al. (2020), testando diferentes concentrações de AIB (0, 1.000, 2.000 e 3.000 mg L⁻¹) na miniestaquia de *Sequoia sempervirens* (Clones: A100, A117, A126 e A138) também registraram redução na porcentagem de enraizamento com o uso de 3.000 mg L⁻¹ de AIB.

No presente estudo, mesmo com a redução no desenvolvimento radicial em miniestacas com lesão na base ao utilizar 2.000 e 3.000 mg L⁻¹ de AIB + SoloHumics®, os resultados foram superiores (89,69% e 83,56%, respectivamente) aos obtidos por Frölech et al. (2021), que em experimento com miniestacas da mesma cultivar com presença de lesão na base e tratadas com 3.000 mg L⁻¹ de AIB veiculado em álcool e talco obtiveram 48% e 5% de enraizamento, respectivamente.

Com base nesses aspectos, o incremento na porcentagem de enraizamento de miniestacas com lesão na base deste estudo pode estar associado à utilização do AIB + SoloHumics®. Além disso, ao utilizar apenas SoloHumics® esta porcentagem foi de 77,40%.

Em relação às miniestacas sem lesão na base, as maiores porcentagens de enraizamento e número de raízes foram observados com 3.000 mg L⁻¹ de AIB + SoloHumics®, enquanto o maior comprimento e massa de matéria seca de raízes foram verificados com 2.000 mg L⁻¹ de AIB + SoloHumics®. Frölech et al. (2021), também observaram porcentagem de enraizamento satisfatória (73%) em miniestacas

de oliveira 'Arbequina' sem lesão na base ao tratá-las com 3.000 mg L⁻¹ de AIB veiculado em álcool.

Apesar da maior porcentagem de enraizamento e número de raízes ao utilizar 3.000 mg L⁻¹ de AIB + SoloHumics® em miniestacas não lesionadas, deve-se levar em consideração que as mesmas obtiveram a menor porcentagem de sobrevivência (75%).

Em suma, apesar das diferenças no desenvolvimento aéreo e radicial das miniestacas de oliveira cv. Arbequina neste estudo, é possível utilizar miniestacas com e sem lesão na base. Além disso, pode ser usado 1.000 mg L⁻¹ AIB + SoloHumics® para miniestacas com lesão e 2.000 mg L⁻¹ AIB + SoloHumics® para aquelas sem lesão na base, em função do maior potencial de sobrevivência e enraizamento.

Segundo Fachinello et al. (2005), a lesão na base da estaca permite que haja rompimento da barreira física formada pelos anéis de esclerênquima, além de possibilitar maior absorção de água e de reguladores vegetais, aumentando a eficiência do enraizamento. Assim, apesar da maior demanda de mão de obra para a confecção de miniestacas com lesão na base, a utilização de menores concentrações de AIB contribuem para reduzir o custo de produção das mudas.

4.4 Conclusão

A oliveira 'Arbequina' pode ser propagada por miniestacas com lesão na base submetidas ao uso de 1.000 mg L⁻¹ de AIB + SoloHumics® e por miniestacas sem lesão na base tratadas com 2.000 mg L⁻¹ de AIB + SoloHumics®.

5 CAPÍTULO 3- Recipientes, substratos e tempo de cultivo no desenvolvimento da oliveira 'Arbequina'

5.1 Introdução

A oliveira (*Olea europaea* L.) é uma frutífera cultivada em diversas regiões do mundo. Seus frutos, as azeitonas são tradicionalmente conhecidos por seus benefícios a saúde, sendo consumidos na forma de azeite e azeitonas de mesa (USANMAZ et al., 2018).

Outra possibilidade para o uso dessa planta é o mercado de plantas ornamentais (CIPOLLINI et al., 2017; RODRÍGUEZ-RAJO et al., 2019; MONROY-COLÍN et al., 2020). A coloração verde escura na superfície adaxial e acinzentada na superfície abaxial das folhas; a cor e morfologia das flores; a cor e a forma dos frutos, bem como a sua longevidade são vantagens indicativas de seu aproveitamento como planta ornamental (SCHUCH et al., 2019), para comercialização como planta de corte ou em vaso, visando a floricultura e o paisagismo.

Para que seja possível a produção de oliveiras em recipientes é fundamental a seleção de cultivares e substratos apropriados. Dentre as cultivares, a Arbequina é uma das mais produzidas no Brasil, devido à sua adaptabilidade ao clima e solo das regiões produtoras (KIST et al., 2019), e pode ser uma alternativa promissora como planta ornamental.

Quanto a escolha do substrato, esta deve ser feita com base na avaliação de suas características físicas, químicas e biológicas como densidade, porosidade, capacidade de retenção de água e nutrientes, condutividade elétrica, pH e capacidade de suporte para as plantas (LIMA et al., 2019), entre outros. Além disso, devido ao espaço reduzido do recipiente para o crescimento das raízes, o uso de substratos adequados é essencial para a qualidade da produção (GUERRERO et al., 2017).

Além do substrato, o tamanho do recipiente de cultivo também pode influenciar no crescimento e desenvolvimento das plantas, visto que este pode criar um desequilíbrio entre raízes e brotações (NESMITH; DUVAL, 1998); portanto, é essencial escolher o recipiente de acordo com as características da espécie que será utilizada.

Como são raras as informações disponíveis sobre o cultivo de oliveiras em vaso destinadas ao mercado de plantas ornamentais, o objetivo deste trabalho foi avaliar a utilização de diferentes volumes de recipientes, substratos e tempo de cultivo no desenvolvimento da oliveira 'Arbequina'.

5.2 Material e Métodos

O experimento foi conduzido de novembro de 2019 a dezembro de 2020, no pertencente ao Departamento de Fitotecnia da Faculdade de Agronomia Eliseu Maciel (FAEM) da Universidade Federal de Pelotas (UFPeI), localizada no município Capão do Leão - RS.

O delineamento experimental foi o inteiramente casualizado, em esquema trifatorial para as variáveis altura de planta, número e comprimento médio de brotações sendo os fatores de tratamento os volumes de recipientes (20 (38,5 x 33,0 cm) e 30 Litros (33,0 x 39,0)), substratos (casca de arroz carbonizada, Beifort S-10B®, e casca de arroz carbonizada + Beifort S-10B® na proporção 1:1 v/v), e tempo de cultivo (30, 60, 90, 120, 150, 180, 210, 240, 270, 300, 330, 360 dias), com três repetições contendo 5 vasos por repetição, totalizando 15 vasos por tratamento.

Para as variáveis comprimento de maior raiz, massa de matéria seca de parte aérea e raízes o delineamento experimental utilizado foi o inteiramente casualizado, em esquema bifatorial, sendo os fatores de tratamento os volumes de recipientes (20 e 30 Litros) e substratos (casca de arroz carbonizada, Beifort S-10B®, e casca de arroz carbonizada + Beifort S-10B® na proporção 1:1 v/v), com três repetições contendo 15 vasos por repetição.

O material propagativo utilizado foi oriundo de plantas matrizes de oliveira (*Olea europaea* L.) cultivar Arbequina com seis anos de idade, mantidas em vasos de 50 L contendo substrato areia, em casa de vegetação da UFPeI. As mudas foram confeccionadas através da técnica de miniestaquia, e cultivadas por doze meses em sacos de polietileno preto (14,0 x 20,0 cm) contendo vermiculita média expandida.

Após, as miniestacas foram transferidas para recipientes de polietileno preto Nutriplan® de 20 e 30 Litros contendo os substratos, conforme os tratamentos. Os recipientes apresentavam furos na base, onde foi colocada uma camada de cerca de 5,0 cm de isopor picado para facilitar a drenagem.

Após o plantio, as mudas foram transferidas para estufa agrícola com estrutura metálica coberta com plástico de 150 micras (Figura 22). Logo após o plantio, realizou-se a rega das mudas com o auxílio de um Becker, onde cada vaso recebeu 1.500 mL de água.



Figura 22. Estufa agrícola onde o experimento foi realizado (A) e, oliveiras 'Arbequina' cultivadas em recipientes durante o experimento. UFPel, Capão do Leão/RS, 2020.

Também foi feita a poda, padronizando-se as plantas com 3 hastes principais com cerca de 25,0 cm de comprimento cada (Figura 23). Em seguida, realizou-se o tratamento fitossanitário preventivo com o fungicida Captana (3 g L^{-1}), utilizando-se um pulverizador costal manual Jacto XP® com capacidade para 20.000 mL.



Figura 23. Oliveiras 'Arbequina' podadas e padronizadas no início do experimento. UFPel, Capão do Leão/RS, 2019.

Durante o experimento, a cada dois dias realizou-se irrigação manual com um regador com capacidade para 10.000 mL. Além disso, a cada 15 dias foi fornecida solução nutritiva formulada de acordo com as necessidades das oliveiras, seguindo as recomendações de Schuch e Peil (2012), onde cada planta recebia em torno de 1.500 mL dessa solução. A solução nutritiva foi monitorada sempre que feita, através das medidas de condutividade elétrica (empregando-se um condutivímetro digital portátil EC Basic®) e de pH (empregando-se peagâmetro portátil digital AK90 Asko®).

Quanto ao manejo da estufa, foi realizada a abertura diária das janelas laterais, entre os horários das 8h às 17h. Em dias que ocorreram baixas temperaturas, ventos, chuvas fortes e/ou alta umidade relativa do ambiente externo, as janelas laterais da estufa foram mantidas fechadas. A temperatura e umidade relativa do ar da estufa foram monitoradas por meio de termohigrômetro digital (AK28 Asko®).

Durante o experimento foi necessário realizar o controle das pragas: cochonilha negra da oliveira (*Saissetia oleae*) e traça-da-oliveira (*Palpita unionalis*). Para tanto, foi utilizado o inseticida Espinetoram ($0,2 \text{ g L}^{-1}$) aplicado por meio de um pulverizador costal manual Jacto XP® com capacidade para 20.000 mL.

A determinação das características químicas dos substratos como pH e condutividade elétrica ($\mu\text{S cm}^{-1}$) e das propriedades físicas como capacidade de retenção de água (ml L^{-1}) e densidade (g L^{-1}) foi realizada no início e no final do experimento, de acordo com Kämpf et al. (2006).

As avaliações de altura de planta, número e comprimento médio de brotações foram realizadas mensalmente, no período de um ano da instalação do experimento. Na última avaliação (um ano após a instalação do experimento) verificou-se também o comprimento da maior raiz e a massa de matéria seca da parte aérea e raízes.

Para a medição da altura de planta, comprimento médio de brotações e comprimento da maior raiz foi utilizada régua graduada e os resultados foram expressos em centímetros (cm). Para a secagem da parte aérea e das raízes, utilizou-se estufa com ventilação forçada com temperatura de 55°C , até peso constante (aproximadamente 6 dias). Após a secagem, as amostras foram pesadas em balança de precisão, obtendo-se a massa de matéria seca expressa em gramas (g).

Os dados obtidos foram analisados quanto à normalidade pelo teste de Shapiro Wilk; à homocedasticidade pelo teste de Hartley; e, a independência dos resíduos por análise gráfica, e evidenciaram não ser necessária a transformação dos dados. Posteriormente, os dados foram submetidos à análise de variância através do teste F

($p \leq 0,05$). Constatando-se significância estatística, os efeitos dos volumes de recipientes foram comparados pelo teste t ($p \leq 0,05$) e os efeitos dos substratos pelo teste de Waller-Duncan ($p \leq 0,05$).

Os efeitos dos tempos de cultivos (dias) foram avaliados por modelos de regressão ($p \leq 0,05$), conforme segue: $y = y_0 + ax$; $y = y_0 + a/x$; $y = y_0 + ax + bx^2$; $y = y_0 + a/x + b/x^2$, onde: y = variável resposta; y_0 = variável resposta correspondente ao ponto mínimo da curva; a = valor máximo estimado para a variável resposta; b = declividade da curva; x = dias. A seleção do modelo foi baseada no baixo resíduo, baixo p -valor, e alto R^2 e R^2 adj.

5.3 Resultados e Discussão

Para as variáveis altura de planta e comprimento médio de brotações foi verificada significância para a interação entre os fatores de tratamento testados (volumes de recipientes, substratos e tempo de cultivo) (Tabela 4, Figuras 24 e 25). Quanto ao número médio de brotações verificou-se significância para tempo de cultivo e para a interação entre os fatores de tratamento: volume de recipiente e substratos (Tabela 5 e Figura 27).

Tabela 4 – Altura de planta e comprimento médio de brotações (cm) de oliveira ‘Arbequina’ em função dos volumes de recipientes e substratos ao longo do tempo de cultivo. UFPel, Capão do Leão/RS, 2019/20.

Tempo de cultivo (dias)	Volume de recipiente (Litros)					
	20 Litros			30 Litros		
	Substratos					
	CAC	S10	CAC+S10	CAC	S10	CAC+S10
Altura de planta (cm)						
30	30,67 aC ^{1/}	53,50 aA	46,83 aB	32,30 aB	57,07 aA	51,70 aA
60	31,73 bB	57,27 aA	50,80 aA	33,93 aB	59,53 aA	54,07 aA
90	31,80 aB	59,60 bA	54,47 bA	35,90 aC	65,07 aA	58,80 aB
120	38,87 aB	63,67 aA	61,07 bA	41,63 aB	73,27 aA	68,37 aA
150	41,90 aB	68,47 aA	67,27 aA	44,53 aB	79,60 aA	75,30 aA
180	44,03 aB	71,27 aA	70,80 aA	46,26 aB	80,77 aA	78,63 aA
210	46,37 aB	74,60 aA	73,37 bA	47,63 aB	86,30 aA	83,77 aA
240	47,37 aB	75,57 bA	74,40 bA	48,60 aB	88,20 aA	85,57 aA
270	53,27 aB	83,37 bA	79,00 bA	54,24 aB	97,33 aA	95,13 aA
300	62,63 aB	97,67 bA	92,57 bA	64,02 aB	111,57 aA	110,77 aA
330	69,13 aB	104,00 bA	97,37 bA	72,25 aB	120,03 aA	118,00 aA
360	72,30 aB	105,13 bA	97,67 bA	73,88 aB	121,80 aA	118,93 aA
Comprimento médio de brotações (cm)						
30	8,23 aC	15,16 aA	12,51 aB	9,09 aB	14,51 aA	13,03 aA
60	6,51 aC	16,85 aA	13,83 aB	7,94 aB	16,41 aA	13,89 aA
90	5,89 aC	18,01 aA	13,16 aB	8,26 aC	16,96 aA	13,57 aB
120	6,70 bC	16,66 aA	12,21 aB	9,46 aC	16,97 aA	13,47 aB
150	7,86 bC	17,58 aA	13,32 aB	10,46 aC	16,97 aA	14,24 aB
180	8,24 bC	18,40 aA	13,62 aB	11,77 aB	17,56 aA	15,04 aAB
210	7,74 bC	18,25 aA	13,21 aB	12,22 aB	17,01 bA	14,49 aAB
240	8,04 aC	17,47 aA	12,83 aB	11,60 aB	16,94 aA	14,30 aA
270	9,62 aC	19,60 aA	13,54 aB	12,61 aB	18,03 aA	15,89 aAB
300	10,35 bC	21,48 aA	15,81 aB	14,22 aA	17,99 aA	17,81 aA
330	11,27 bB	22,30 aA	16,57 aA	15,01 aB	19,81 aA	18,20 aA
360	11,48 bB	22,43 aA	16,35 aAB	16,38 aA	19,61 aA	18,78 aA

^{1/} Médias seguidas por mesma letra minúscula na linha não diferem entre si pelo teste t ($p \leq 0,05$) comparando os volumes de recipientes em cada substrato e tempo de cultivo. Médias seguidas por mesma letra maiúscula na linha não diferem entre si pelo teste de Waller-Duncan ($p \leq 0,05$) comparando substratos em cada volume de recipiente e tempo de cultivo

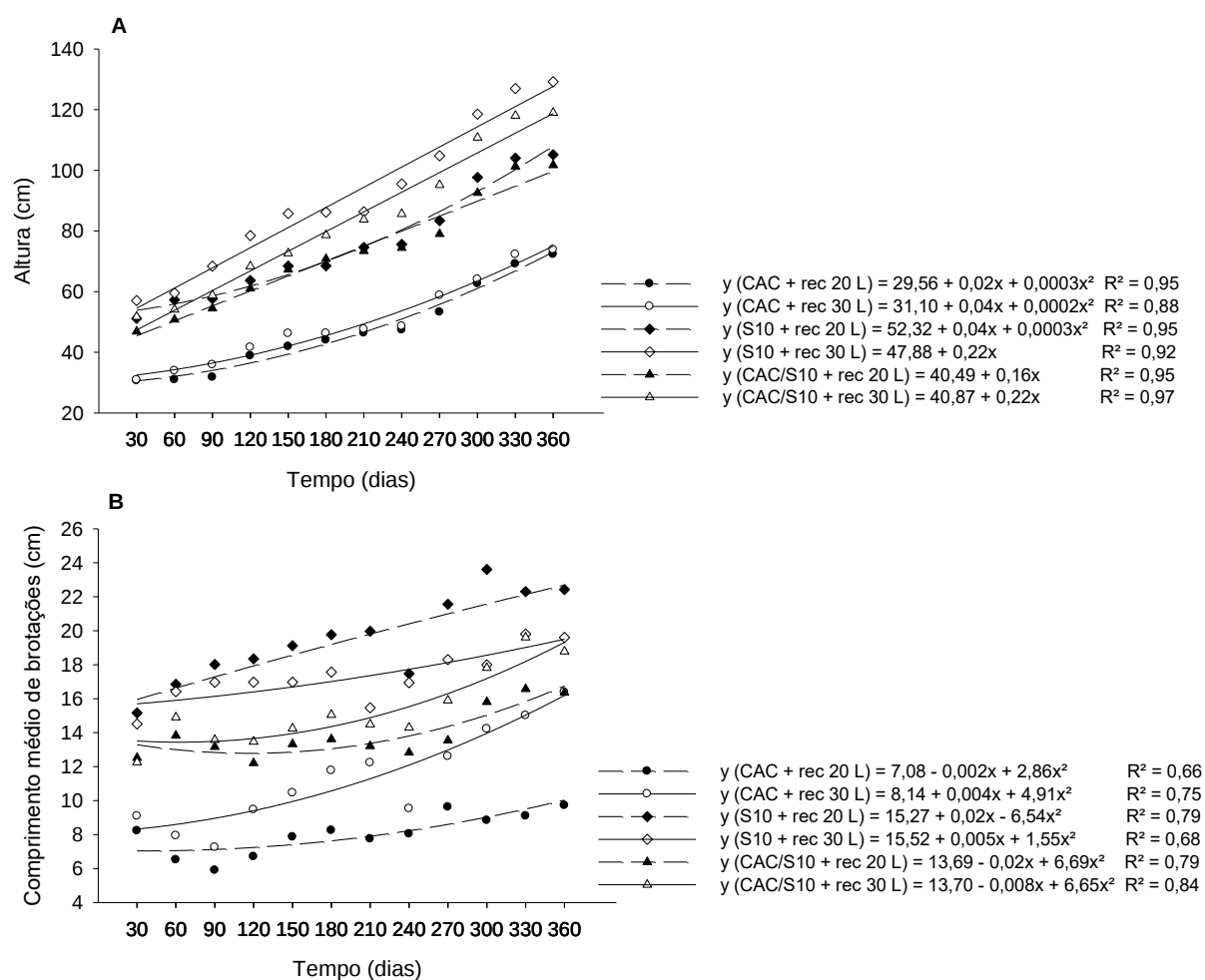


Figura 24. Altura de planta (A) e comprimento médio de brotações (B) de oliveira 'Arbequina' em função do seu cultivo em diferentes volumes de recipientes e substratos ao longo do tempo de cultivo. UFPel, Capão do Leão/RS, 2019/20.

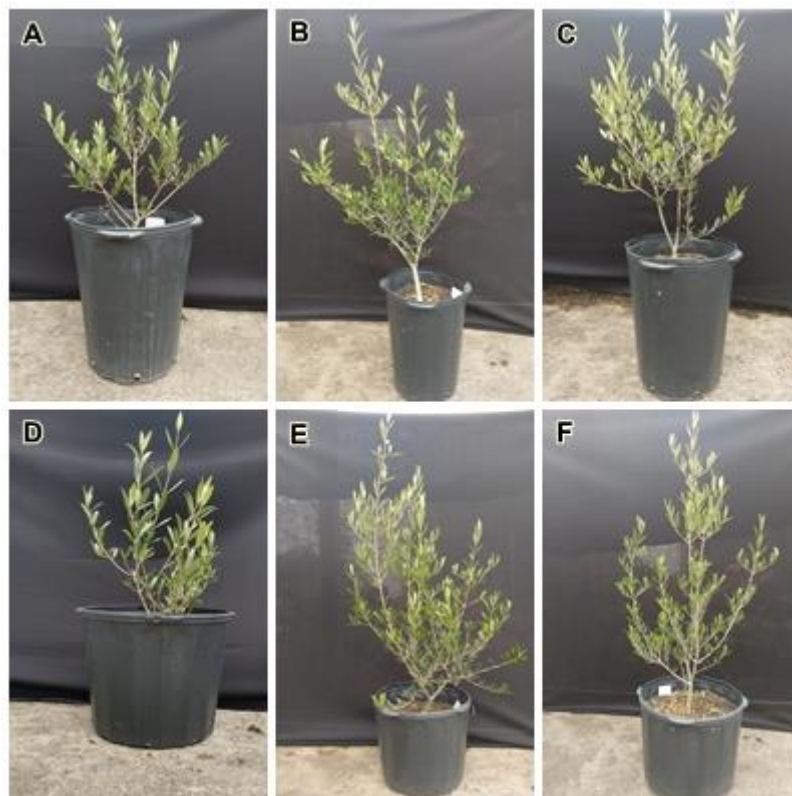


Figura 25. Oliveiras 'Arbequina' em recipientes de 20 L com casca de arroz carbonizada (A), Beifort S-10B® (B), e casca de arroz carbonizada + Beifort S-10B® (C); e em recipientes de 30 L com casca de arroz carbonizada (D), Beifort S-10B® (E), e casca de arroz carbonizada + Beifort S-10B® (F) aos 360 dias de cultivo. UFPel, Capão do Leão/RS, 2020.



Figura 26. Oliveira 'Arbequina' cultivada em recipiente de 30 L contendo substrato Beifort S-10B® no início do experimento (A) e após 360 dias (B). UFPel, Capão do Leão/RS, 2019/20.

Tabela 5 – Número médio de brotações, comprimento da maior raiz (cm) e massa de matéria seca de parte aérea e raízes (g) de oliveira ‘Arbequina’ em função dos volumes de recipientes em diferentes substratos. UFPel, Capão do Leão/RS, 2019/20.

Substratos	Volumes de recipientes (Litros)	
	20 Litros	30 Litros
Número médio de brotações		
CAC	31,57 aA	24,91 bC
S10	29,77 bA	37,31 aA
CAC + S10	33,21 aA	31,41 aB
Comprimento da maior raiz (cm)		
CAC	66,45 aB	52,56 bB
S10	96,11 aA	82,44 bA
CAC + S10	62,67 aB	72,44 aA
Massa de matéria seca de parte aérea (g)		
CAC	47,14 aC	33,91 bC
S10	124,41 aA	161,44 aA
CAC + S10	81,83 aB	104,40 aB
Massa de matéria seca de raízes (g)		
CAC	43,21 aC	41,31 aC
S10	83,47 bA	110,08 aA
CAC + S10	81,78 aB	100,00 aB

^{1/} Médias seguidas por mesma letra minúscula na linha não diferem entre si pelo teste t ($p \leq 0,05$) comparando os volumes de recipientes em cada substrato. Médias seguidas por mesma letra maiúscula na coluna não diferem entre si pelo teste de Waller-Duncan ($p \leq 0,05$) comparando substratos em cada volume de recipiente.

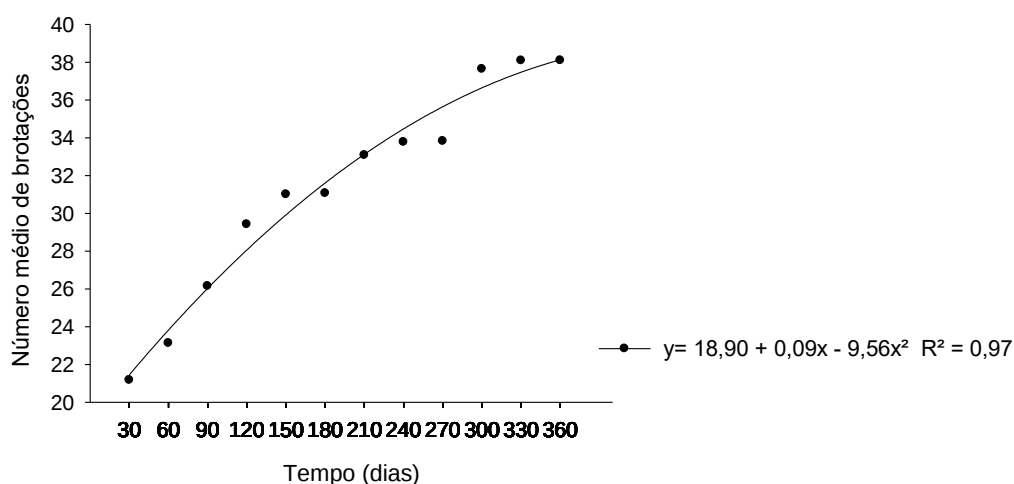


Figura 27. Número médio de brotações de oliveira ‘Arbequina’ ao longo do tempo de cultivo, independentemente da composição do substrato e volume de recipiente. UFPel, Capão do Leão/RS, 2019/20.

Em relação à altura de planta nos diferentes substratos, verificou-se pouca influência dos volumes de recipientes até os 210 dias de cultivo. Dos 240

dias até os 360 dias os recipientes de 30 L contendo Beifort S-10B® e casca de arroz carbonizada + Beifort S-10B® apresentaram os maiores valores (Tabela 4). Nesse sentido, observa-se que no decorrer do tempo de cultivo o volume do recipiente limitou o crescimento das oliveiras.

Corroborando com isso, Megersa et al. (2018) ratificaram que recipientes de tamanhos maiores estimulam as plantas a crescerem mais, enquanto recipientes menores reduzem a altura das plantas por restringirem seu crescimento livre. Em contrapartida, Pinto et al. (2017) avaliando o mirtilheiro 'Paloma' (*Vaccinium corymbosum*) em recipientes de 15 e 25 L nos substratos Siro® e fibra de coco + perlita + casca de pinus durante dois anos não verificaram diferenças significativas nas características estudadas, indicando que nem o volume, nem o tipo de substrato influenciaram o crescimento das plantas; mas, recomendaram a continuidade do experimento.

Quanto aos substratos, observou-se que as oliveiras cultivadas em casca de arroz carbonizada apresentaram menor altura quando comparadas com as que foram plantadas em Beifort S-10B® e casca de arroz carbonizada + Beifort S-10B® em ambos os volumes de recipientes ao longo do tempo de cultivo (Tabela 4).

Na comparação entre os dias de cultivo, para esta variável (altura) houve ajuste ao modelo de regressão polinomial quadrático nos recipientes de 20 e 30 L com casca de arroz carbonizada, bem como no recipiente de 20 L contendo somente Beifort S-10B®; e ao modelo de regressão linear para os recipientes de 20 e 30 L com casca de arroz carbonizada/Beifort S-10B® e para 30 L com Beifort S-10B® (Figura 24 A).

Apesar das plantas mais altas poderem, em alguns casos, representar maior atratividade ao consumidor, em se tratando do uso de vasos na ornamentação, a altura ideal está diretamente relacionada com o ambiente em que o recipiente será inserido.

Nos recipientes de 20 L o número de brotações não diferiram nos diferentes substratos, mas nos recipientes de 30 L o maior número de brotações ocorreu com o uso do substrato Beifort S-10B® (37,31) e o menor, com a casca de arroz carbonizada (24,91). O maior número médio de brotações ocorreu aos 360 dias de cultivo, com acréscimo de 99,30% em comparação aos 30 dias de cultivo (Figura 27).

Sommer (2018) estudando o cultivo em recipientes de amoreira-preta 'Xavante' (*Rubus* sp.), concluiu que nos substratos fibra de coco e casca de arroz carbonizada o número de hastes por planta foi menor quando utilizou-se a casca de arroz carbonizada. Segundo a autora, as características físicas da fibra de coco, foram mais adequadas ao cultivo em recipiente dessa planta.

Para o comprimento médio de brotações não ocorreram diferenças com o uso de Beifort S-10B® e casca de arroz carbonizada + Beifort S-10B® nos diferentes volumes de recipientes ao longo do tempo de cultivo. Com relação à casca de arroz carbonizada o maior comprimento de brotações ocorreu nos recipientes de 30 L aos 120, 150, 180, 210, 300, 330 e 360 dias de cultivo (Tabela 4).

De acordo com NeSmith e Duval (1998) o crescimento das brotações é muito impactado pelas variações de volumes de recipientes e pela restrição do crescimento radicular, fundamentando assim os menores comprimentos de brotações da oliveira 'Arbequina' cultivada na casca de arroz carbonizada nos recipientes de volume menor (20 L) ao longo do tempo de cultivo do presente estudo.

Quando comparados os substratos em cada volume de recipiente, verificou-se que nos recipientes de 20 L os maiores comprimentos de brotações ocorreram com a utilização de Beifort S-10B® dos 30 aos 300 dias, e aos 330 e 360 dias este não diferiu do substrato casca de arroz carbonizada + Beifort S-10B®. Para os recipientes de 30 L os resultados foram semelhantes, destacando-se o Beifort S-10B® e a mistura de casca de arroz carbonizada com Beifort S-10B®.

O decréscimo no comprimento médio de brotações em alguns dias de cultivo provavelmente está relacionado com a formação de novas brotações, pois logo que estas surgiam apresentavam menor comprimento, diminuindo assim o comprimento médio das mesmas (Figuras 24 B e 27).

Deve-se levar em consideração que brotações curtas nem sempre são características desejáveis para o mercado ornamental, principalmente quando o objetivo é a sua utilização para corte, devido à dificuldade de manuseio e aproveitamento na composição de arranjos (CIOTTA; NUNES, 2012).

Outro fator de relevância para o uso de frutíferas ornamentais, como a oliveira 'Arbequina', é a ausência de espinhos nas hastes, pois facilita o manejo

e a colheita dos frutos, além de evitar possíveis acidentes aos usuários do espaço (MELLO, 2019).

Quanto ao aumento do número médio de brotações, nos dias de cultivo correspondentes ao verão (30,60,90 e 120 dias) houveram acréscimos significativos; em contrapartida, no outono e inverno o surgimento de novas brotações foi menor, e com o início da primavera, aos 300 dias de cultivo, novamente ocorreu aumento na emissão de brotos. Tais evidências podem estar relacionadas com as condições climáticas no interior da estufa nesses períodos (Figuras 27 e 28).

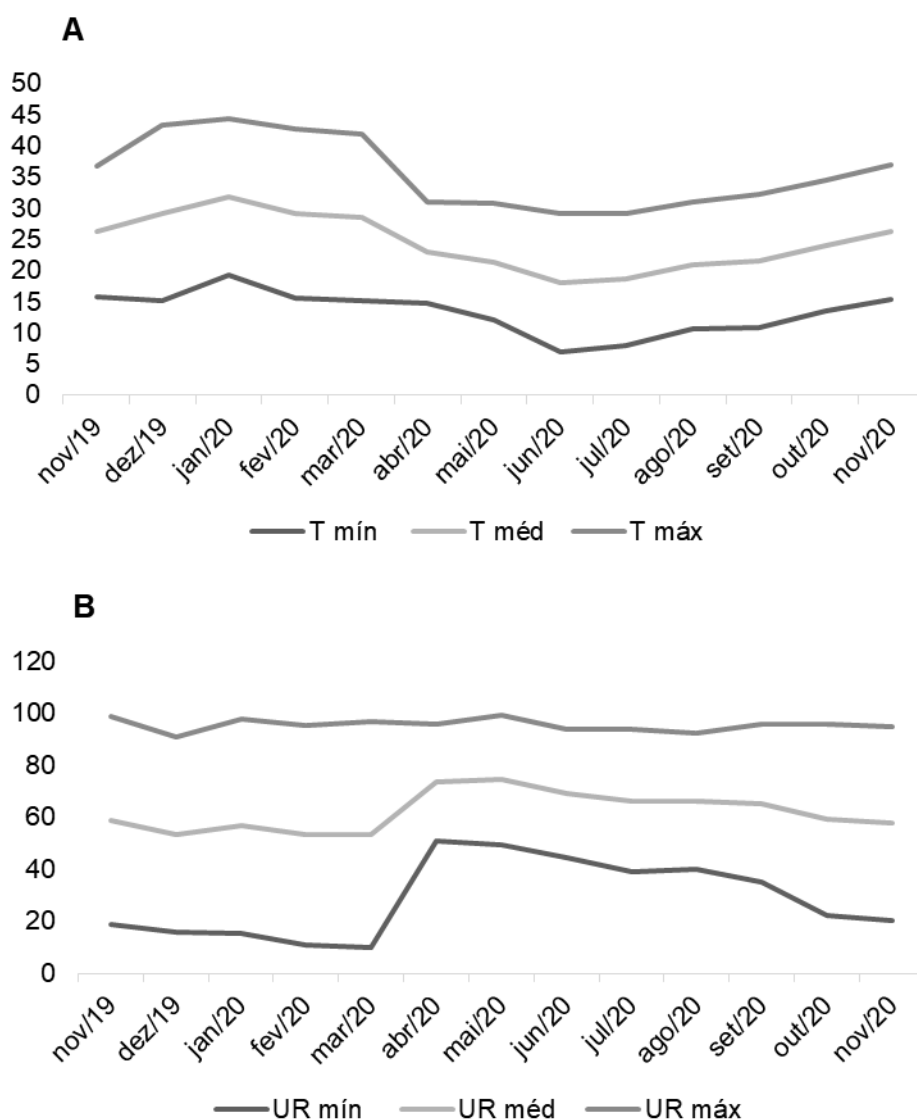


Figura 28. Temperatura (°C) (A) e umidade relativa do ar (%) (B) mínimas, médias e máximas, registradas em estufa agrícola, no período de novembro de 2019 a novembro de 2020. UFPel, Capão do Leão/RS, 2019/20.

As variáveis comprimento de maior raiz e massa de matéria seca de parte aérea e raízes, avaliadas no término do experimento, apresentaram interação entre os fatores de tratamento testados (volumes de recipientes e substratos) (Tabela 5 e Figuras 29 e 30).



Figura 29. Raízes de oliveiras 'Arbequina' provenientes de recipientes de 20 L com casca de arroz carbonizada (A), Beifort S-10B® (B), e casca de arroz carbonizada + Beifort S-10B® (C); e de recipientes de 30 L com casca de arroz carbonizada (D), Beifort S-10B® (E), e casca de arroz carbonizada + Beifort S-10B® (F) após 360 dias de cultivo. UFPel, Capão do Leão/RS, 2020.



Figura 30. Parte aérea e radicial de oliveira 'Arbequina' proveniente de recipiente de 30 L e Beifort S-10B®. UFPel, Capão do Leão/RS, 2020.

Quanto ao volume de recipiente, o maior comprimento de raiz ocorreu no recipiente de 20 L quando utilizado os substratos casca de arroz carbonizada e Beifort S-10B®. No entanto, para a mistura do substrato casca de arroz carbonizada + Beifort S-10B® não houve diferença entre os volumes de recipientes (Tabela 5).

Para as oliveiras cultivadas em recipientes contendo casca de arroz carbonizada a maior massa de matéria seca de parte aérea foi conferida nos recipientes de 20 L, e para as oliveiras cultivadas nos substratos Beifort S-10B® e casca de arroz carbonizada + Beifort S-10B® não houveram diferenças entre os volumes de recipientes.

Em relação à massa de matéria seca de raízes, não houveram diferenças entre os substratos casca de arroz carbonizada e a mistura desse material com Beifort S-10B® nos diferentes recipientes. Embora a 'Arbequina' cultivada em recipientes de 20 L contendo Beifort S-10B® tenha apresentado o maior

comprimento de raízes, a maior massa de matéria seca de raízes foi obtida nos recipientes de 30 L.

Em relação aos substratos, observou-se a maior massa de matéria seca de parte aérea e de raízes em ambos os volumes de recipiente quando o Beifort S-10B® foi usado e a menor, com casca de arroz carbonizada.

Segundo Pagliarini et al. (2015), materiais menos densos podem acarretar problemas na fixação das plantas e tombamento do recipiente quando o cultivo é feito em recipientes altos. Tal fato está em conformidade com o observado no presente estudo, visto que as oliveiras cultivadas no substrato casca de arroz carbonizada, com menor densidade (Tabela 6), apresentaram problemas de fixação e assim, é possível que o desenvolvimento e crescimento de raízes tenha sido prejudicado, justificando assim a menor massa de matéria seca de parte aérea e de raízes.

Tabela 6 - Valores médios de potencial hidrogeniônico (pH), condutividade elétrica (CE), capacidade de retenção de água (CRA) e densidade (D) nos substratos casca de arroz carbonizada (CAC), Beifort S-10B® (S10) e casca de arroz carbonizada + Beifort S-10B® (CAC + S10), na implantação do experimento (Avaliação inicial) e após 360 dias (Avaliação final). UFPel, Capão do Leão/RS, 2019/20.

Características químicas e físicas	Substratos		
	CAC	S10	CAC + S10
Avaliação inicial			
pH	5,50	4,08	4,96
CE ($\mu\text{S cm}^{-1}$)	0,30	0,50	0,40
CRA (ml L^{-1})	506,30	581,12	582,44
D (g L^{-1})	158,35	406,22	254,06
Avaliação final			
pH	6,50	5,30	5,60
CE ($\mu\text{S cm}^{-1}$)	0,40	0,80	0,60
CRA (ml L^{-1})	336,28	506,02	430,91
D (g L^{-1})	149,67	487,38	306,50

Ainda sobre as características físicas dos substratos, constatou-se que a capacidade de retenção de água foi menor na casca de arroz carbonizada (Tabela 6). Por isso, é plausível que este resultado também tenha influenciado o crescimento das oliveiras 'Arbequinas', pois conforme Sommer (2018), a menor capacidade de retenção de água da casca de arroz carbonizada pode deixar as plantas mais suscetíveis a variações de temperatura e umidade do ambiente e do substrato, causando menor absorção de nutrientes, maior déficit hídrico e consequentemente, menor desenvolvimento.

Outro aspecto que deve ser considerado é a composição dos substratos, pois de acordo com Silva et al. (2019), a casca de arroz carbonizada possui boas propriedades físicas, mas por possuir baixa disponibilidade de nutrientes, recomenda-se seu uso associado a outra fonte de matéria orgânica. Aliado a isso, o cultivo de oliveiras é limitado em solos pobres em matéria orgânica (COUTINHO et al., 2009); portanto, é possível que mesmo com a utilização de solução nutritiva no presente estudo, a menor capacidade de retenção de água da casca de arroz carbonizada tenha interferido na absorção dos nutrientes. Além disso, quando se utilizou somente o substrato comercial Beifort S-10B®, rico em matéria orgânica, ou a casca de arroz carbonizada + Beifort S-10B®, os resultados obtidos neste estudo foram superiores.

Quanto ao potencial ornamental, reforça-se que frutíferas ornamentais cultivadas em recipientes, como a oliveira 'Arbequina', podem ser opções atrativas para pessoas que não têm espaço mais amplos para a instalação do jardim, por exemplo. Outro aspecto interessante das plantas envasadas é seu uso em espaços públicos restritos, como shopping center, pois a decoração desses espaços com plantas exige praticidade e facilidade de manutenção (PEREIRA et al., 2018).

Em síntese, nesse experimento o recipiente de maior volume (30 L) com o substrato Beifort S-10B® proporcionou maior desenvolvimento e crescimento da oliveira 'Arbequina' para a maior parte das variáveis avaliadas ao longo do tempo de cultivo. Apesar do maior custo, nesse recipiente é possível acondicionar maior volume de substrato, maior quantidade de água e de nutrientes, maior espaço para a expansão do sistema radicular e, possivelmente, aumento na absorção de nutrientes. Quanto ao substrato, a composição do Beifort S-10B®, proporcionou as características químicas e principalmente físicas necessárias para o desenvolvimento satisfatório da oliveira 'Arbequina'.

5.4 Conclusão

O recipiente de 30 L contendo o substrato Beifort S-10B® pode ser usado no cultivo da oliveira 'Arbequina' durante 360 dias.

6 Considerações Finais

Os dados obtidos neste trabalho buscaram responder alguns questionamentos sobre a utilização da miniestaquia na propagação da oliveira 'Arbequina', bem como sobre seu cultivo em recipientes, visando o mercado ornamental.

A miniestaquia é uma técnica promissora para a obtenção de mudas de oliveira 'Arbequina' que pode resultar em melhor aproveitamento do material propagativo coletado da planta matriz, tendo em vista que os resultados demonstraram ser possível utilizar miniestacas basais, medianas e apicais.

Outro ponto a ser destacado é o incremento no enraizamento com o uso do ácido indolbutírico (AIB) em mistura com as substâncias húmicas (SoloHumics®), pois foi possível verificar que podem ser usadas miniestacas basais e apicais submetidas ao uso de 1.000 mg L⁻¹ de AIB + SoloHumics® e por miniestacas medianas tratadas com 2.000 mg L⁻¹ de AIB + SoloHumics®. Tais resultados podem representar menor custo na produção, em função do custo do SoloHumics®. Além disso, a utilização de SoloHumics® torna o processo de produção de mudas de oliveira 'Arbequina' mais sustentável.

Com relação à lesão na base, apesar da demanda de mão de obra para a confecção de miniestacas com esta lesão, a utilização de menores concentrações de AIB contribuem para reduzir o custo de produção das mudas e, neste estudo foi possível averiguar que esta cultivar pode ser propagada por miniestacas com lesão na base utilizando 1.000 mg L⁻¹ de AIB + SoloHumics®. Outra possibilidade é o uso de miniestacas sem lesão na base tratadas com 2.000 mg L⁻¹ de AIB + SoloHumics®.

Quanto ao uso como planta ornamental, a diversificação dos nichos de mercado poderá possibilitar ao produtor outras opções de renda, além de disponibilizar produtos diferenciados ao consumidor. Neste estudo, evidenciou-se que o recipiente de maior volume (30 L) com o substrato Beifort S-10B® proporcionou maior desenvolvimento e crescimento da oliveira 'Arbequina' para a maioria das variáveis avaliadas ao longo do tempo de cultivo, provavelmente em função da possibilidade de acondicionar maior volume de substrato, maior quantidade de água e de nutrientes e maior espaço para a expansão do sistema radicular.

Referências

- ABRAFRUTAS - Associação Brasileira dos Produtores Exportadores de Frutas e Derivados. **Fruticultura – setor em expansão**. 2018. Disponível em: <https://abrafrutas.org/2018/08/fruticultura-setor-em-expansao/>. Acesso em: 22 set. 2021.
- AFZAL, F.; ADNAN, M.; RAHMAN, I. U.; NOOR, M.; KHAN, A.; IQBAL, S.; SHAH, J. A.; KHAN, M. A.; ROMAN, M.; WAHID, F.; NAWAZ, S.; PERVEEZ, R.; SUBHAN, F. Growth response of olive cultivars to air layering. **Pure and Applied Biology**, v. 6, n. 4, p. 1403-1409, 2017.
- ALANI, M. H. I.; HAMEED, M. K.; AL-DULAIMY, A. F. Z.; ALMEHEMDI, A. F. Effect of cutting type and humic acid on growth and root traits of fig (*Ficus carica* L.) Wazeri cv. Saplings. **Indian Journal of Ecology**, v.47, n. 12, p. 75-78, 2020.
- ALMEIDA, M. R. de; AUMOND JR., M.; COSTA, C. T. da; SCHWAMBACH, J.; RUEDELL, C. M.; CORREA, L. R.; FETT-NETO, A. G. Environmental control of adventitious rooting in *Eucalyptus* and *Populus* cuttings. **Trees**, v. 31, n. 5, p. 1377- 1390, 2017.
- BALDOTTO, L. E. B.; BALDOTTO, M. A. Adventitious rooting on the Brazilian red-cloak and sanchezia after application of indole-butyric and humic acids. **Horticultura Brasileira**, v. 32, n.4, p. 434-439, 2014.
- BALDOTTO, L. E. B.; BALDOTTO, M. A.; SOARES, R. R.; MARTINEZ, H. E. P.; VENEGAS, V. H. A. Adventitious rooting in cuttings of croton and hibiscus in response to indolbutyric acid and humic acid. **Revista Ceres**, v. 59, n. 4, p. 476-483, 2012.
- BALDOTTO, M. A.; BALDOTTO, L. E. B. Gladiolus development in response to bulb treatment with different concentrations of humic acids. **Revista Ceres**, v. 60, n. 1, p. 138-142, 2013.
- BALDOTTO, M. A.; OLIVEIRA, A. C. G. de; SOUZA, A. da C.; DUTRA, J. R. de S.; BALDOTTO, L. E. B. Initial performance of *Achillea millefolium* in response of humic acids. **Revista Ceres**, v. 68, n. 5, p. 498-502, 2021.
- BALDOTTO, M. A.; SOUZA, A. da C.; VIANA, M. C. M.; ALMEIDA, D. D. de; BALDOTTO, L. E. B. Bioatividade das substâncias húmicas extraídas de solos manejados com integração, lavoura, pecuária e floresta. **Revista Ceres**, v. 64, n. 5, p. 540-547, 2017.
- BICCA, M. L.; SILVA, J. P. da; DIAS, C. S.; SCHIAVON, A. V.; SILVA, F. L. Substratos e temperaturas no desenvolvimento inicial de physalis. **Research, Society and Development**, v. 9, n. 12, p. e15991210769, 2020.

BODOIRA, R.; TORRES, M.; PIERANTOZZI, P.; AGUATE, F.; TATICCHI, A.; SERVILI, M.; MAESTRI, D. Dynamics of fatty acids, tocopherols and phenolic compounds biogenesis during olive (*Olea europaea* L.) fruit ontogeny. **Journal of the American Oil Chemists' Society**, v. 93, p. 1289-1299, 2016.

BOLIANI, A. C.; FERREIRA, A. F. A.; MONTEIRO, L. N. H.; SILVA, M. S. C. da; ROMBOLA, A. D. Advances in propagation of *Ficus carica* L. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 41, n. 3, p. e-026, 2019.

BORGES, T. H.; PEREIRA, J. A.; CABRERA-VIQUE, C.; LARA, L.; OLIVEIRA, A. F.; SEIQUER, I. Characterization of Arbequina virgin olive oils produced in different regions of Brazil and Spain: physicochemical properties, oxidative stability and fatty acid profile. **Food Chemistry**, v. 215, p. 454-462, 2017.

BOSH, E.; CUQUEL, F. L.; TOGNON, G. B. Physalis size reduction ornamental plant use. **Ciência e Agrotecnologia**, v. 40, n. 5, p. 555-564, 2016.

BRACCI, T.; BUSCONI, M.; FOGHER, C.; SEBASTIANI, L. Molecular studies in olive (*Olea europaea* L.): overview on DNA markers applications and recent advances in genome analysis, **Plant Cell Reports**, v. 30, p. 449-462, 2011.

BRAHA, S.; RAMA, P. The effect of indolebutyric acid and naphthalene acetic acid of adventitious root formation to green cuttings in blueberry cv. (*Vaccinium corymbosum* L.). **International Journal of Science and Research**, v.5, n.7, p.876-879, 2016.

BRAINER, M. S. C. P. Quando nem tudo são flores, a floricultura pode ser uma alternativa. **Caderno Setorial**. Fortaleza: Escritório Técnico de Estudos Econômicos do Nordeste, 2018. 17p.

BRETON, C. M.; WARNOCK, P.; BERVILLÉ; A. J. Origin and history of the olive. In: **Olive germplasm – The olive cultivation, table olive and olive oil industry in Italy**. Itália: Intechopen, 2012. 388 p.

BUTTRÓS, V. H. T.; PEREIRA, M. M. A.; MARTINS, A. D.; RODRIGUES, F. A.; PASQUAL, M.; DÓRIA, J. Humic substances and their effects on the micropropagation of banana. **Research, Society and Development**, v. 10, n. 2, p. e20510212297, 2021.

CANELLAS, L. P.; OLIVARES, F. L. Physiological responses to humic substances as plant growth promoter. **Chemical and Biological Technologies in Agriculture**, v. 1, n. 3, p. 1-11, 2014.

CASARIN, J. V.; MOREIRA, R. M.; RAASCH, C. G., TIMM, C. R. F., SCHUCH, M. W. Productivity and rooting of olive mini-cuttings grown in a clonal mini-garden according to season. **Comunicata Scientiae**, v. 8, n. 4, p. 537-543, 2017.

CASARIN, J. V.; RAMM, A.; RAASCH, C. G.; TIMM, C. R. F.; SCHUCH, M. W. Rooting of olive minicuttings at different seasons grown in clonal minigarden. **Comunicata Scientiae**, v. 9, n. 1, p. 41-49, 2018.

CHIAPPETTA, A.; MUZZALUPO, I. Botanical Description. In: **Olive germplasm – The olive cultivation, table olive and olive oil industry in Italy**. London: Intechopen, 2012. 388 p.

CIOTTA, M. N.; NUNES, E. da C. Rendimento, qualidade e longevidade de hastes de *Photinia fraseri*. **Revista Brasileira de Horticultura Ornamental**, v. 18, n. 2, p. 141-146, 2012.

CIPOLLINI, D.; RIGSBY, C. M.; PETERSON, D. L. Feeding and Development of Emerald Ash Borer (Coleoptera: Buprestidae) on Cultivated Olive, *Olea europaea*. **Journal of Economic Entomology**, v. 110, n. 4, p. 1935–1937, 2017.

COLOMBO, L. A.; TAZIMA, Z. H.; MAZZINI, R. B.; ANDRADE, G. A.; KANAYAMA, F. S.; BAQUERO, J. E.; AULER, P. A. M.; ROBERTO, S. R. Enraizamento de estacas herbáceas de seleção 8501-1 de goiabeira submetidas a lesão na base e a concentrações de AIB. **Semina: Ciências Agrárias**, v. 29, n. 3, p. 539-546, 2008.

COLOMBO, R. C.; ASSIS, A. M. de; FAVETTA, V.; YAMAMOTO, L. Y.; ROBERTO, S. R. Collect seasons, indolebutyric acid and substrates on rooting of ‘Bengal’ lychee cuttings. **Journal of Agricultural Science**, v. 10, n. 5, p. 338-344, 2018.

COSTA, S. M. L., MELLONI, R. Relação de fungos micorrízicos arbusculares e rizobactérias no crescimento de mudas de oliveira (*Olea europaea*). **Ciência Florestal**, v. 29, n. 1, p. 169-180, 2019.

COUTINHO, E. F.; JORGE, R. O.; COSTA, V. B. Propagação. In: **Oliveira – Aspectos técnicos e cultivo no Sul do Brasil**. Brasília: Embrapa, 2015.

COUTINHO, E. F.; JORGE, R. O.; HAERTER, J. A. Cultivares. In: **Oliveira – Aspectos técnicos e cultivo no Sul do Brasil**. Brasília: Embrapa, 2015.

COUTINHO, E. F.; JORGE, R. O.; HAERTER, J. A.; COSTA, V. B. **Oliveira – Aspectos técnicos e cultivo no Sul do Brasil**. Brasília: Embrapa, 2015.

COUTINHO, E.F.; RIBEIRO, F.C.; CAPPELLARO, T.H. (Ed.). **Cultivo de oliveira (*Olea europaea* L.)**. Pelotas: Embrapa Clima Temperado, 2009. 126p. (Embrapa Clima Temperado. Sistema de produção, 16).

CRIADO, M. N.; MORELLÓ, J. R.; MOTILVA, M. J.; ROMERO, M. P. Effect of growing área on pigment and phenolic fractions of virgin olive oils of the Arbequina variety in Spain. **Journal of the American Oil Chemists’ Society**, v. 81, n. 7, p. 633-640, 2004.

CRIZEL, R. L.; HOFFMANN, J. F.; ZANDONÁ, G. P.; LOBO, P. M. S.; JORGE, R. O.; CHAVES, F. C. Characterization of extra virgin olive oil from southern Brazil. **European Journal of Lipid Science and Technology**, v. 122, p. 1900347, 2020.

CRONQUIST, A. **An Integrated System of Classification of Flowering Plants**. New York: Columbia University Press, 1981. 1262 p.

DASKALAKIS, I.; BINIARI, K.; BOUZA, D.; STAVRAKAKI, M. The effect that indolebutyric acid (IBA) and position of cane segment have on the rooting of cuttings from grapevine rootstocks and from Cabernet franc (*Vitis vinifera* L.) under conditions of a hydroponic culture system. **Scientia Horticulturae**, v. 227, p. 79-84, 2018.

DENAXA, N. K.; ROUSSOS, P. A.; VEMMOS, S. N.; FASSEAS, K. Assessing the effect of oxidative enzymes and stem anatomy on adventitious rooting of *Olea europaea* (L.) leafy cuttings. **Spanish Journal of Agricultural Research**, v. 17, n. 3, p. 1-13, 2019.

DONINI, L. P.; SCHUCH, M. W.; RIBEIRO, M. de F.; SOUZA, J. A. de; SOARES, G. C. Estabelecimento *in vitro* de oliveira cv. "Arbequina" para início da micropropagação. **Ciência Rural**, v. 38, n. 6, p.1769-1772, 2008.

DOVERI, S.; BALDONI, L. Olive. In: **Fruits and Nuts**. New York: Springer, 2007, 370 p.

DUTRA, L. F.; OLIVEIRA, A. F. de; FRÁGUAS, C. B.; PASQUAL, M. Multiplicação *in vitro* de oliveira (*Olea europaea* L.). **Ciência e Agrotecnologia**, v. 28, n. 1, p. 220-223, 2004.

EMMANOUILIDOU, M. G.; KOUKOURIKOU-PETRIDOU, M.; GERASOPOULOS, D.; KYRIACOU, M. C. Evolution of physicochemical constitution and cultivar-differential maturity configuration in olive (*Olea europaea* L.) fruit. **Scientia Horticulturae**, v. 272, p. 109516, 2020.

FACHINELLO, J. C.; HOFFMANN, A.; NACHTIGAL, J. C. **Propagação de plantas frutíferas**. 2.ed. Brasília: Embrapa, 2005. 264p.

FARIA, R. T. de; ASSIS, A. M. de; COLOMBO, R. C. **Paisagismo**: Harmonia, Ciência e Arte. Londrina: Mecenaz, 2018, 142p.

FARIA, R. T. de; STEGANI, V.; BERTONCELLI, D.; ALVES, G. A. C.; ASSIS, A. M. de. Substrates for the cultivation of epiphytic orchids. **Semina**, v. 39, n. 6, p. 2851-2866, 2018.

FLORES, C. A.; ALBA, J. M. F. Solos. In: **Oliveira – Aspectos técnicos e cultivo no Sul do Brasil**. Brasília: Embrapa, 2016.

FOSCOLOU, A.; CRITSELIS, E.; PANAGIOTAKOS, D. Olive oil consumption and human health: a narrative review. **Maturitas**, v. 118, p. 60-66, 2018.

FREIRE, J. M.; VERÍSSIMO, L. N.; PEREIRA, B. R.; ROUWS, J. R. C.; JUNIOR, J. C. A. Vegetative propagation of *Hymenaea courbaril* L. and *Apuleia leiocarpa* (Vogel) J. F. MACBR. by mini-cutting. **Revista Árvore**, v. 44, n. 1, p. 1-11, 2020.

FRÖLECH, D. B.; ASSIS, A. M. de; OXLEY, H. N.; NADAL, M. C.; OLIVEIRA, B. A. dos S.; SCHUCH, M. W. Lesão na base e formas de aplicação de ácido indolbutírico na miniestaquia de oliveira 'Arbequina'. **Research, Society and Development**, v. 10, n. 11, p. e79101119290, 2021.

FRÖLECH, D. B.; BARROS, M. I. L. F. de; ASSIS, A. M. de; SCHUCH, M.W. Etiolation and indolbutyric acid in the *Olea europaea* cv. Maria da Fé minicuttings. **Revista Brasileira de Ciências Agrárias**, v. 15, n. 2, p. 1-4, 2020.

GARCIA-MARTINEZ, O.; CONCEPCION, R.; GUTIERREZ-IBANEZ, A.; ILLESCAS-MONTES, R.; MELGUIZO-RODRIGUEZ, L. Benefits of olive oil phenolic compounds in disease prevention. **Endocrine, Metabolic & Immune Disorders- Drug Targets**, v. 18, n. 4, p. 333-340, 2018.

GOBBATO, C. **Cultura da oliveira e noções sobre a industrialização das azeitonas**. Porto Alegre: Intermedio, 1945. 118 p.

GUERRERO, A. C.; FERNANDES, D. M.; LUDWIG, F.; FERREIRA, G. A. Quality of pot gérbera cultivars in different substrate granulometries. **Ornamental Horticulture**, v. 23, n. 2, p. 172-177, 2017.

GUASSO, L. Z.; MARODIN, F. A.; ALTMANN, T.; SILVEIRA, S. V. da; SOUZA, P. V. D. de. Propagation of 'Bruno' kiwifruit: influence of cutting collection time and indolebutyric acid. **Semina**, v. 42, n. 4, p. 2203-2216, 2021.

GUO, Z.; JIA, X.; ZHENG, Z.; LU, X.; ZHENG, Y.; ZHENG, B.; XIAO, J. Chemical composition and nutritional function of olive (*Olea europaea* L.): a review. **Phytochemistry Reviews**, v. 17, p. 1091-1110, 2017.

HAQ, I. H.; UMAR, H.; AKHTAR, N.; IQBAL, M. A.; IJAZ, M. Techniques for micropropagation of olive (*Olea europaea* L.): a systematic review. **Pakistan Journal of Agricultural Research**, v. 34, n. 1, p. 184-192, 2021.

HARTMANN, H. T.; KESTER D. J. E.; DAVIES, R. F. T., GENEVE, R. L. **Plant propagation: principles and practices**. 8th ed. New Jersey, Prentice Hall., 2011. 915 p.

HIGUSHI, M. T.; RIBEIRO, L. T. M.; AGUIAR, A. C. de; ZEFFA, D. M.; ROBERTO, S. R.; KOYAMA, R. Methods of application of indolebutyric acid and basal lesion on 'Woodard' blueberry cuttings in different seasons. **Revista Brasileira de Fruticultura**, 2021, v. 43, n. 5, p. e-022, 2021.

IBRAFLO – Instituto Brasileiro de Floricultura. 2021. Disponível em: <https://www.ibraflor.com.br/numeros-setor/>. Acesso em: 11/01/2022.

IBRAOLIVA – Instituto Brasileiro de Olivicultura. 2021. Disponível em: <https://www.ibraoliva.com.br/>. Acesso em: 10 out. 2021.

INOCENTE, V. H. H.; NIENOW, A. A.; TRE, L. Time of treatment with IBA in Olive cultivars rooting. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 40, n. 1, p. 1-6, 2018.

IOC - INTERNATIONAL OLIVE COUNCIL. 2020. Disponível em: <https://www.internationaloliveoil.org/>. Acesso em: 30 set. 2020.

JÚNIOR, G. A. G.; PEREIRA, R. A.; SODRÉ, G. A.; GROSS, E. Growth and quality of mangosteen seedlings (*Garcinia mangostana* L.) in response to the application of humic acids. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 41, n. 1, p. e-104, 2019.

JUNQUEIRA, A. H.; PEETZ, M. da S. Sustainability in Brazilian floriculture: introductory notes to a systemic approach. **Ornamental Horticulture**, v. 24, n. 2, p. 155-162, 2018.

KÄMPF, A. N.; TAKANE, R. J.; SIQUEIRA, P. T. V. de. **Floricultura: técnicas de preparo de substratos**. Brasília: LK Editora e Comunicação, 2006, 132 p.

KANAKIS, P.; TERMENTZI, A.; MICHAEL, T.; GIKAS, E.; HALABALAKI, M.; SKALTSOUNIS, A. From olive drupes to olive oil. An HPLC-orbitrap based qualitative and quantitative exploration of olive key metabolites. **Planta Medica**, v. 79, n. 16, p. 1576-1587, 2013.

KIST, B.B.; DE CARVALHO, C.; BELING, R.R. **Anuário brasileiro das oliveiras**. 2.ed. Santa Cruz: Editora Gazeta, 2019. 56 p.

LAZOCIĆ, B.; ADAKALIĆ, M.; JOVANOVIĆ, D. The flowering and pollination study on olive variety Arbequina grown in Montenegro conditions. **Agriculture & Forestry**, v. 63, n. 1, p. 357-363, 2017.

LANGGUT, D.; CHEDADI, R.; CARRIÓN, J. S.; CAVANAGH, M.; COLOMBAROLI, D.; EASTWOOD, W. J.; GREENBERG, R.; LITT, T.; MERCURI, A. M.; MIEBACH, A.; ROBERTS, N.; WOLDRING, H.; WOODBRIDGE, J. The origin and spread of olive cultivation in the Mediterranean Basin: The fossil pollen evidence. **The Holocene**, v. 29, n. 5, p. 902-922, 2019.

LIMA, B. V.; SANTOS, A. F.; FERNANDES, A. de F.; FUGA, C. A. G.; BARRETO, R. W.; SILVA, R. V. Novas opções de substratos para o cultivo de *Cyrtopodium cardiochilum* (Orchidaceae). **Colloquium Agrariae**, v. 15, n. 4, p. 100-106, 2019.

LIPCZYNSKA-KOCHANY, E. Humic substances, their microbial interactions and effects on biological transformations of organic pollutants in water and soil: a review. **Chemosphere**, v. 202, p. 420-437, 2018.

LV, B.; YAN, Z.; TIAN, H.; ZHANG, X.; DING, Z. Local auxin biosynthesis mediates plant growth and development. **Trends in Plant Science**, v. 24, n. 1, p. 6-9, 2019.

MADRUGA, F. B.; GOMES, A. P. R.; SCHIAVON, A. V.; MARINI, D. L.; DELAZERI, E. E.; ANTUNES, L. E. C.; ROMBALDI, C. V. Multiplicação de miniestacas semilenhosas de mirtileiro utilizando diferentes substratos. **Research, Society and Development**, v. 10, n. 14, p. e282101421894, 2021.

MAITAN, M. Q.; VIANA, A. P.; VIEIRA, H. D.; SILVA, C. C. A. da; RODRIGUES, D. L.; LEAL, L. S. da S. Physiological responses of seeds from full-sib guava families to different substrate temperatures. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 42, n. 6, p. e-278, 2020.

MATTOS, M. G. de. **Caracterização de cultivares de citros para extração de óleos essenciais e substratos na produção visando ornamentação**. 2020. 85 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) - Universidade Federal de Pelotas. Pelotas, 2020.

MAZZINI, R. B. **Caracterização morfológica e propagação de Citrus sp. e de gêneros afins com potencial ornamental**. 2009. 89 f. Dissertação (Mestrado em Agricultura Tropical e Subtropical) - Instituto Agrônomo de Campinas. Campinas, 2009.

MEGERSA, H. G.; LEMMA, D. T.; BANJAWU, D. T. Effects of plant growth retardants and pot sizes on the height of potting ornamental plants: a short review. **Journal of Horticulture**, v. 5, n. 1, 2018.

MELLO, L. L. **Caracterização morfológica e físico-química de cultivares de citros com potencial ornamental**. 2019. 74f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) - Universidade Federal de Pelotas. Pelotas, 2019.

MELO, D. M. DE; COELHO, E. F.; BORGES, A. L.; PEREIRA, B. L. DA S.; CAMPOS, M.S. Agronomic performance and soil chemical attributes in a banana tree orchard fertigated with humic substances. **Pesquisa Agropecuária Tropical**, v. 46, n. 4, p. 421-428, 2016.

MONROY-COLÍN, A.; MAYA-MANZANO, J. M.; TORMO-MOLINA, R.; PECERO-CASIMIRO, R.; GONZALO-GARIJO, M. Á., FERNÁNDEZ-RODRÍGUEZ, S. HYSPLIT as an environmental impact assessment tool to study the data discrepancies between *Olea europaea* airborne pollen records and its phenology in SW Spain. **Urban Forestry & Urban Greening**, v. 53, 2020.

MOREIRA, R. M.; SCHUCH, M. W.; TOMAZ, Z. F. P.; BORGES, A. da F.; TIMM, C. R. F. Olive tree *in vitro* establishment under different culture media

and explant collection periods. **Agronomy Science and Biotechnology**, v. 4, n. 1, p. 01-07, 2018.

MOREIRA, R. M.; SCHUCH, M. W.; TOMAZ, Z. F. P.; RAASCH, C. G.; CASARIN, J. V. Mother plant luminescence and zeatin concentration in the *in vitro* establishment of an olive plant. **Agronomy Science and Biotechnology**, v. 3, n. 2, p. 81-87, 2017.

MOREIRA, R. M.; SILVA, J. B. da; RAMM, A.; SCHUCH, M. W.; Fagundes, C. de M.; MACIEJEWSKI, P.; TOMAZ, Z. F. P. Ácido indolbutírico no enraizamento de miniestacas de oliveira 'Barnea'. **Revista da 14ª jornada de pós-graduação e pesquisa- Congrega Urcamp**, n. 14, p.1164-1174, 2017.

MOSA, A.; TAHA, A. A.; ELSAEID, M. Agro-environmental applications of humic substances: a critical review. **Egyptian Journal of Soil Science**, v. 60, n. 3, p. 211-229, 2020.

MOTA, C. S.; ARAÚJO, E. L. S.; SILVA, F. G.; DORNELLES, P.; FREIBERGER, M. B.; MENDES, G. C. Physiology and quality of *Eugenia dysenterica* DC seedlings grown in vermiculite and rice husk-based substrates. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 40, n. 1, p. e-049, 2018.

MÜHLBEIER, D. T.; KOYAMA, R.; JUNIOR, O. J. C.; HUSSAIN, I.; STENZEL, N. M. C.; ROBERTO, S. R. Rooting of herbaceous cuttings of *Malpighia emarginata* D. C. (CAMB-06 and APU-04 selections) associated with the use of indolebutyric acid and liquid extract of *Cyperus rotundus* L. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 42, n. 1, p. e-454, 2020.

NARDI, S.; PIZZEGHELO, D.; SCHIAVON, M.; ERTANI, A. Plant biostimulants: physiological responses induced by protein hydrolyzed-based products and humic substances in plant metabolism. **Scientia Agricola**, v. 73, n. 1, p. 18-23, 2016.

NASCIMENTO, D. C.; DINI, M.; MOREIRA, R. M.; SAMPAIO, N. V.; SCHUCH, M. W. Minicutting of Chardonnay grapevine and SO4 grapevine rootstock. **Revista Científica Rural**, v. 21, n. 3, p. 270-281, 2019.

NAVERO, D. B.; CIMATO, A.; FIORINO, P.; ROMERO, L. R.; TOUZANI, A.; CASTANEDA, C.; SERAFINI, F.; NAVAS, I. T. **World Catalogue of Olive Varieties**. Madrid: International Olive Oil Council, 2000. 368 p.

NESMITH, D. S.; DUVAL, J. R. The effect of container size. **HortTechnology**, v. 8, n. 4, p. 495-498, 1998.

NEVES, M. F.; PINTO, M. J. A.; LIMA JÚNIOR, J. C.; NAKATANI, J. K.; MONACO NETO, L. A.; LIMA, L. A. C. V.; KALAKI, R. B.; CAMARGO, R. B. **Mapeamento e Quantificação da Cadeia de Flores e Plantas Ornamentais do Brasil**. São Paulo: OCESP, 2015, 122 p.

OLIVEIRA, A. F. de; PASQUAL, M.; CHALFUN, N. N. J.; REGINA, M. de A., RINCÓN, C. D. R. Influência do número de nós em estacas semilenhosas de oliveira (*Olea europaea* L.) no enraizamento sob câmara de nebulização. **Ciência e Agrotecnologia**, v. 27, n. 2, p. 332-338, 2003.

OLIVEIRA, B. A. dos S.; ASSIS, A. M. de; MACIEJEWSKI, P.; RAMM, A.; FRÖLECH, D. B.; SCHUCH, M. W. Substâncias húmicas e ácido indolbutírico no enraizamento in vitro de mirtileiro 'Woodard'. **Research, Society and Development**, v. 10, n. 11, p. e420101119735, 2021.

OLIVEIRA, M. C. de; NETO, J. V.; PIO, R.; OLIVEIRA, A. F. de; RAMOS, J. D. Rooting of olive tree cuttings organic fertilizations and IBA. **Ciência e Agrotecnologia**, v. 34, n. 2, p. 337-344, 2010.

OLIVEIRA, M. C. de; RAMOS, J. D.; PIO, R.; CARDOSO, M. G. Características fenológicas e físicas e perfil de ácidos graxos em oliveiras no sul de Minas Gerais. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 47, n. 1, p. 30-35, 2012.

OLIVEIRA, N. P.; RIBEIRO, S. A. F. R.; SOUZA, M. M. de. Controle de contaminação e oxidação no cultivo *in vitro* de oliveira (*Olea europaea* L.) cv. "Koroneike". **Research, Society and Development**, v. 10, n. 5, p. e30710514929, 2021.

OLIVEIRA, P. S. T. de; SILVA, F. L. de S.; CORDEIRO, K. V.; SOUSA, G. dos S.; NUNES, R. L. S.; PEREIRA, R. Y. F.; ALBANO-MACHADO, F. G.; OLIVEIRA, M. M. T. de.; SILVA-MATOS, R. R. S. da. Eficácia de substratos e substância húmica na produção de *Spondia purpurea* L. por estaquia. **Research, Society and Development**, v. 9, n. 8, p. e60985006, 2020.

OPAS - Organização Pan-Americana da Saúde. 2020. Disponível em: <https://www.paho.org/pt/news/11-3-2020-who-characterizes-covid-19-pandemic>. Acesso em: 15 jan. 2022.

PAGLIARINI, M. K.; CASTILHO, R. M. M. de; MOREIRA, E. R.; ALVES, M. C. Caracterização física e química de substratos com diferentes proporções de resíduo de celulose. **Ornamental Horticulture**, v. 21, n. 1, p. 33-38, 2015.

PENSO, G. A.; SACHET, M. R.; MARO, L. A. C.; PATTO, L. S.; CITADIN, I. Propagação de oliveira 'Koroneiki' pelo método de estaquia em diferentes épocas, concentrações de AIB e presença de folhas. **Revista Ceres**, v. 63, n. 3, p. 355-360, 2016.

PEREIRA, G. N. D.; SOUZA, E. H. de; SOUZA, J. da S.; SOUZA, F. V. D. Public perception and acceptance of ornamental pineapple hybrids. **Ornamental Horticulture**, v. 24, n. 2, p. 116-124, 2018.

PEREIRA, M. de O.; ÂNGELO, A. C.; NAVROSKI, M. C.; OLIVEIRA, L. M. de; FELIPPE, D.; MORAES, C. Mini-cuttings rooting of *Sequoia sempervirens* at different IBA concentrations and clones. **Floresta**, v. 50, n. 2, p. 1279-1286, 2020.

PETRI, J. L.; HAWERROTH, F. J.; FAZIO, G.; FRANCESCOTTO, P.; LEITE, G. B. Advances in fruit crop propagation in Brazil and worldwide- apple trees. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 41, n. 3, p. e-0004, 2019.

PETRI, J. L.; HAWERROTH, F. J.; LEITE, G. B.; SEZERINO, A. A.; COUTO, M. **Reguladores de crescimento para frutíferas de clima temperado**. Florianópolis: Epagri, 2016, 141 p.

PINTO, R. M.; MOTA, M.; OLIVEIRA, C. M.; OLIVEIRA, P. B. Effect of substrate type and pot size on blueberry growth and yield: first year results. **Acta Horticulturae**, v. 1180, p. 517-522, 2017.

PORTARENA, S.; FARINELLI, D.; LAUTERI, M.; FAMIANI, F.; BRUGNOLI, E. Stable isotope and fatty acid compositions of monovarietal olive oils: Implications of ripening stage and climate effects as determinants in traceability studies. **Food Control**, v. 57, p. 129-135, 2015.

RADEMACHER, W. Plant growth regulators: Backgrounds and uses in plant production. **Journal of Plant Growth Regulation**, v. 34, p. 845-872, 2015.

RAMAN, T.; PRAVEEN, S.; SHUKLA, S. Micropropagation of *Olea europaea* L. cv. Barnea, through nodal segment of adventitious shoot and assessment of its genetic fidelity through molecular markers. **Plant Cell Biotechnology and Molecular Biology**, v. 20, n.1, p. 22-34, 2019.

REINHARDT, D. H. R. C.; BARTHOLOMEW, D. P.; SOUZA, F. V. D.; CARVALHO, A. C. P. P. de; PÁDUA, T. R. P. de. Advances in pineapple plant propagation. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 40, n. 6, p. e-302, 2018.

RHIZOPOULOU, S. *Olea europaea* L. a botanical contribution to culture. **American-Eurasian Journal of Agricultural and Environmental Sciences**, v. 2, n. 4, p. 382-387, 2007.

RIBEIRO, F. C. **Estaquia e enxertia de garfagem em oliveira**. 2010. 62f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) - Universidade Federal de Pelotas. Pelotas, 2010.

RITTER, G. **Microrganismos e substâncias húmicas no enraizamento de estacas de cultivares de oliveira**. 2019. 37 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) - Universidade Estadual do Oeste do Paraná. Marechal Cândido Rondon, 2019.

RITZINGER, R.; RITZINGER, C. H. S. P.; FONSECA, N.; MACHADO, C. de F. Advances in the propagation of acerola. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 40, n. 3, p. e-928, 2018.

RODRÍGUEZ-RAJO, F. J.; FERNÁNDEZ-GONZÁLEZ, M.; GARRIDO, A.; AIRA, M. J. Phenology, aerobiology and thermal requirements in two *Olea* varieties. In: **The Mediterranean Palynological Societies Symposium**, 2019,

Bordeaux. Abstract book. Bordeaux: Julho de 2019. Disponível em: https://medpalyno2019.sciencesconf.org/data/pages/book_medpalyno2019_final.pdf#page=41. Acesso em: 27 de Abr 2021.

ROSA, D. D.; VILLA, F.; SILVA, D. F. da; CORBARI, F. Rooting of semihardwood cuttings of olive: indolbutyric acid, calcium and *Azospirillum brasiliense*. **Comunicata Scientiae**, v. 9, n. 1, p. 34-40, 2018.

SÁNCHEZ-ESTRADA, A.; CUEVAS, J. 'Arbequina' olive is self-incompatible. **Scientia Horticulturae**, v. 230, p. 50-55, 2018.

SANTOS, A. N. dos; SILVA, L. F. de O. da; FANTE, C. A. Sensory variations in olive oils from the Arbequina variety elaborated with changes in fruit selection and process. **Food Analytical Methods**, v. 14, p. 1645-1653, 2021.

SANTOS, A. R. A. dos; SOUZA, E. H. de; SOUZA, F. V. D.; FADINI, M.; GIRARDI, E. A.; FILHO, W. dos S. S. Genetic variation of *Citrus* and relates genera with ornamental potential. **Euphytica**, v. 205, n. 2, p. 503-520, 2015.

SCHUCH, M. W.; PEIL, R. M. N. Soilless cultivation systems: a new approach in fruit plants propagation in southern Brazil. **Acta Horticulturae**, v. 952, p.877-884, 2012.

SCHUCH, M.; TOMAZ, Z. F. P.; CASARIN, J. V.; MOREIRA, R. M.; SILVA, J. B. da. Advances in vegetative propagation of Olive tree. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 41, n. 2, p. 1-11, 2019.

SILVA, J. A. A. da; TEIXEIRA, G. H. de A.; MARTINS, A. B. G.; CITADIN, I.; JÚNIOR, A. W.; DANNER, M. A. Advances in the propagation of Jabuticaba tree. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 41, n. 3, p. e-024, 2019.

SILVA, J. B. da. **Cultivo em vaso de oliveira (*Olea europaea* L.) ornamental**. 2017. 67 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) – Universidade Federal de Pelotas. Pelotas, 2017.

SILVA, J. P. da; BICCA, M. L.; DIAS, C. S.; COPATTI, A. S.; TOMAZ, Z. F. P. Produção de mudas de *Olea europaea* L. em diferentes substratos. In: XVI Encontro Nacional de Fruticultura de Clima Temperado, 2019, Fraiburgo. **ANAIS vol. II- resumos**. Fraiburgo, 2019, p. 102.

SILVA, K. B. da; REINIGER, L. R. S.; RABAIOLLI, S. M. dos S.; STEFANEL, C. M.; SILVA, L. D. da. Indolebutyric acid in "pulse" treatment on the rooting of *Luehea divaricata* minicuttings. **Ciência Rural**, v. 49, n. 12, p. e2020180288, 2019.

SILVA, L. F. de O. da; OLIVEIRA, A. F. de; PIO, R.; ZAMBON, C. R.; OLIVEIRA, D. L. Enraizamento de estacas semilenhosas de cultivares de oliveira. **Bragantia**, Campinas, v. 17, n. 4, p. 488-492, 2012.

SILVA, L. P. da, OLIVEIRA, A. C. de, ALVES, N. F., SILVA, V. L. da, SILVA, T. I. da. Uso de substratos alternativos na produção de mudas de pimenta e pimentão. **Colloquium Agrariae**, v. 15, n. 3, p. 104-115, 2019.

SILVA, M. A. C. da; SANTOS, W. O. dos; SIMOURA, N. T.; TESCH, J. A.; RUAS, K. F.; COLODETE, C. M.; TANNURE, F. P.; BARBIRATO, A. C. R.; RAMOS, A. C.; DOBBSS, L. B. Ácidos húmicos de vermicomposto estimulam o crescimento *in vitro* de plântulas de *Cattleya warneri* (Orchidaceae). **Rodriguésia**, v. 66, n. 3, p. 759-768, 2015.

SOMMER, L. R. **Recipientes e substratos na produção de mudas, desenvolvimento e fenologia de pequenas frutas**. 2018. 106 f. Tese (Doutorado em Agronomia) – Universidade Federal de Pelotas. Pelotas, 2018.

SOTTILE, F.; SIGNORE, M. B. D.; BARONE, E. Ornacitrus: Citrus plants (*Citrus* spp.) as ornamentals. **Folia Horticulturae**, v. 31, n. 2, p. 239-251, 2019.

SOUZA, E. H. de; COSTA, M. A. P. de C.; SOUZA, F. V. D.; JUNIOR, D. S. C.; AMORIM, E. P.; SILVA, S. de O. e; SANTOS, J. A. dos. Genetic variability of banana with ornamental potential. **Euphytica**, v. 184, n. 3, p. 355-367, 2012.

SOUZA, W. B. de; SANTANA, G. P. Substâncias húmicas: Importância, estruturas químicas e interação com mercúrio. **Scientia Amazonia**, v. 3, n. 3, p. 80-88, 2014.

SUMAN, M., SANGMA, P. D.; MEGHAWAL, D. R.; SAHU, O. P. Effect of plant growth regulators on fruit crops. **Journal of Pharmacognosy and Phytochemistry**, v. 6, n. 2, p. 331-337, 2017.

TABAJARA, S. M.; COLÔNIA, E. J. Casca de arroz e meio ambiente. **Revista Lavoura Arrozeira**, Porto Alegre, v. 21, n. 36, p. 10-12, 1986.

TAIZ, L.; ZEIGER, E. **Fisiologia vegetal**. 5. ed. Porto Alegre: Artmed, 2013. 918 p.

TERRA, S. B.; FERREIRA, A. A. F.; PEIL, R. M. N.; STUMPF, E. R. T.; BECKMANN-CAVALCANTE, M. Z.; CAVALCANTE, I. H. L. Alternative substrates for growth and production of potted chrysanthemum (cv. Funny). **Acta Scientiarum Agronomy**, v. 33, n. 3, p. 465-471, 2011.

TIMM, C. R. F.; SCHUCH, M. W.; TOMAZ, Z. F. P.; MAYER, N. A. Enraizamento de miniestacas herbáceas de porta-enxertos de pessegueiro sob efeito de ácido indolbutírico. **Semina: Ciências Agrárias**, v. 36, n. 1, p. 135-140, 2015.

TIMM, C. R. F.; SCHUCH, M. W.; TOMAZ, Z. F. P.; MOREIRA, R. M.; SILVA, J. B. da. Rooting of japanese apricot mini-cuttings with indolebutyric acid. **Agronomy Science and Biotechnology**, v. 3, n. 1, p. 37-42, 2017.

TORRES, M.; PIERANTOZZI, P.; SEARLES, P.; ROUSSEAU, M. C.; GARCÍA-INZA, G.; MISERERE, A.; BODOIRA, R.; CONTRERAS, C.; MAESTRI, D. Olive cultivation in the Southern Hemisphere: flowering, water, requirements and oil quality responses to new crop environments. **Frontiers in Plant Science**, v. 8, p. 1830, 2017.

UDDIN, A. J.; RAKIBUZZAMAN, M.; RAISA, I.; MALIHA, M.; HUSNA, M. A. Impact of natural substances and synthetic hormone on grapevine cutting. **Journal of Bioscience and Agriculture Research**, v. 25, n. 1, p. 2069-2074, 2020.

USANMAZ, S.; ÖZTÜRKLER, F.; HELVACI, M.; ALAS, T.; KAHRAMANOĞLU, İ.; AŞKIN, M. A. Effects of periods and altitudes on the phenolic compounds and oil contents of olives, cv. Ayvalik. **International Journal of Agriculture, Forestry and Life Science**, v. 2, n. 2, p. 32-39, 2018.

VARGAS, A. A. M.; ASSIS, A. M. de; NADAL, M. C.; SCHUCH, M. W.; TUNES, L. V. M. de. Storage temperature effect on seed emergence and substrates during the initial development of yellow passion fruit. **Agronomy Science and Biotechnology**, v. 4, n. 1, p. 22-27, 2018.

VILLA, F.; SILVA, D. F.; DALL'OGGIO, P.; POTRICH, C.; MENEGUSSO, F. J. Performance of substrates in rooting capacity of olive tree cuttings. **Revista de Ciências Agroveterinárias**, v. 16, n. 2, p. 95-101, 2017.

WEBER, J.; CHEN, Y.; JAMROZ, E.; MIANO, T. Preface: humic substances in the environment. **Journal of Soils and Sediments**, v. 18, p. 2665-2667, 2018.

WEI, K.; RUAN, L.; WANG, L.; CHENG, H. Auxin-induced adventitious root formation in nodal cuttings of *Camellia sinensis*. **International Journal of Molecular Sciences**, v. 20, p. 1-10, 2019.

WISZNIEWSKA, A.; NOWAK, B.; KOŁTON, A.; SITEK, E.; GRABSKI, K.; DZIURKA, M.; DŁUGOSZ-GROCHOWSKA, O.; DZIURKA, K.; TUKAJ, Z. Rooting responde of prunus domestica L. microshoots in the presence of phytoactive medium supplements. **Plant Cell, Tissue and Organ Culture**, v. 125, p. 163-176, 2016.

WREGE, M. S.; ALBA, J. M. F.; COUTINHO, E. F. Clima. In: **Oliveira – Aspectos técnicos e cultivo no Sul do Brasil**. Brasília: Embrapa, 2016.

WREGE, M. S.; COUTINHO, E. F.; PANTANO, A. P.; JORGE, R. O. Distribuição potencial de oliveiras no Brasil e no Mundo. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 37, n. 3, p. 656-666, 2015.

ZANDONADI, D. B.; MATOS, C. R. R.; CASTRO, R. N.; SPACCINI, R.; OLIVARES, F. L.; CANELLAS, L. P. Alkamides: a new class of plant growth regulators linked to humic acid bioactivity. **Chemical and Biological Technologies in Agriculture**, v. 6, n. 23, p. 1-12, 2019.