

Raissa Rachel Salustriano da Silva-Matos
Analya Roberta Fernandes Oliveira
Francisca Gislene Albano-Machado
(Organizadores)



Floricultura, Plantas Ornamentais e Cultura de Tecidos de Plantas

Atena
Editora

Ano 2020

Raissa Rachel Salustriano da Silva-Matos
Analya Roberta Fernandes Oliveira
Francisca Gislene Albano-Machado
(Organizadores)



Floricultura, Plantas Ornamentais e Cultura de Tecidos de Plantas

Atena
Editora
Ano 2020

2020 by Atena Editora

Copyright © Atena Editora

Copyright do Texto © 2020 Os autores

Copyright da Edição © 2020 Atena Editora

Editora Chefe: Profª Drª Antonella Carvalho de Oliveira

Diagramação: Geraldo Alves

Edição de Arte: Lorena Prestes

Revisão: Os Autores



Todo o conteúdo deste livro está licenciado sob uma Licença de Atribuição *Creative Commons*. Atribuição 4.0 Internacional (CC BY 4.0).

O conteúdo dos artigos e seus dados em sua forma, correção e confiabilidade são de responsabilidade exclusiva dos autores. Permitido o download da obra e o compartilhamento desde que sejam atribuídos créditos aos autores, mas sem a possibilidade de alterá-la de nenhuma forma ou utilizá-la para fins comerciais.

Conselho Editorial

Ciências Humanas e Sociais Aplicadas

Profª Drª Adriana Demite Stephani – Universidade Federal do Tocantins
Prof. Dr. Álvaro Augusto de Borba Barreto – Universidade Federal de Pelotas
Prof. Dr. Alexandre Jose Schumacher – Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia de Mato Grosso
Prof. Dr. Antonio Carlos Frasson – Universidade Tecnológica Federal do Paraná
Prof. Dr. Antonio Gasparetto Júnior – Instituto Federal do Sudeste de Minas Gerais
Prof. Dr. Antonio Isidro-Filho – Universidade de Brasília
Prof. Dr. Carlos Antonio de Souza Moraes – Universidade Federal Fluminense
Prof. Dr. Constantino Ribeiro de Oliveira Junior – Universidade Estadual de Ponta Grossa
Profª Drª Cristina Gaio – Universidade de Lisboa
Profª Drª Denise Rocha – Universidade Federal do Ceará
Prof. Dr. Deyvison de Lima Oliveira – Universidade Federal de Rondônia
Prof. Dr. Edvaldo Antunes de Farias – Universidade Estácio de Sá
Prof. Dr. Eloi Martins Senhora – Universidade Federal de Roraima
Prof. Dr. Fabiano Tadeu Grazioli – Universidade Regional Integrada do Alto Uruguai e das Missões
Prof. Dr. Gilmei Fleck – Universidade Estadual do Oeste do Paraná
Profª Drª Ivone Goulart Lopes – Istituto Internazionale delle Figlie di Maria Ausiliatrice
Prof. Dr. Julio Candido de Meirelles Junior – Universidade Federal Fluminense
Profª Drª Keyla Christina Almeida Portela – Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia de Mato Grosso
Profª Drª Lina Maria Gonçalves – Universidade Federal do Tocantins
Profª Drª Natiéli Piovesan – Instituto Federal do Rio Grande do Norte
Prof. Dr. Marcelo Pereira da Silva – Universidade Federal do Maranhão
Profª Drª Miranilde Oliveira Neves – Instituto de Educação, Ciência e Tecnologia do Pará
Profª Drª Paola Andressa Scortegagna – Universidade Estadual de Ponta Grossa
Profª Drª Rita de Cássia da Silva Oliveira – Universidade Estadual de Ponta Grossa
Profª Drª Sandra Regina Gardacho Pietrobon – Universidade Estadual do Centro-Oeste
Profª Drª Sheila Marta Carregosa Rocha – Universidade do Estado da Bahia
Prof. Dr. Rui Maia Diamantino – Universidade Salvador
Prof. Dr. Urandi João Rodrigues Junior – Universidade Federal do Oeste do Pará
Profª Drª Vanessa Bordin Viera – Universidade Federal de Campina Grande
Prof. Dr. William Cleber Domingues Silva – Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro
Prof. Dr. Willian Douglas Guilherme – Universidade Federal do Tocantins

Ciências Agrárias e Multidisciplinar

Prof. Dr. Alexandre Igor Azevedo Pereira – Instituto Federal Goiano
Prof. Dr. Antonio Pasqualetto – Pontifícia Universidade Católica de Goiás
Profª Drª Daiane Garabeli Trojan – Universidade Norte do Paraná

Profª Drª Diocléa Almeida Seabra Silva – Universidade Federal Rural da Amazônia
Prof. Dr. Écio Souza Diniz – Universidade Federal de Viçosa
Prof. Dr. Fábio Steiner – Universidade Estadual de Mato Grosso do Sul
Prof. Dr. Fágner Cavalcante Patrocínio dos Santos – Universidade Federal do Ceará
Profª Drª Girlene Santos de Souza – Universidade Federal do Recôncavo da Bahia
Prof. Dr. Júlio César Ribeiro – Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro
Profª Drª Lina Raquel Santos Araújo – Universidade Estadual do Ceará
Prof. Dr. Pedro Manuel Villa – Universidade Federal de Viçosa
Profª Drª Raissa Rachel Salustriano da Silva Matos – Universidade Federal do Maranhão
Prof. Dr. Ronilson Freitas de Souza – Universidade do Estado do Pará
Profª Drª Talita de Santos Matos – Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro
Prof. Dr. Tiago da Silva Teófilo – Universidade Federal Rural do Semi-Árido
Prof. Dr. Valdemar Antonio Paffaro Junior – Universidade Federal de Alfenas

Ciências Biológicas e da Saúde

Prof. Dr. André Ribeiro da Silva – Universidade de Brasília
Profª Drª Anelise Levay Murari – Universidade Federal de Pelotas
Prof. Dr. Benedito Rodrigues da Silva Neto – Universidade Federal de Goiás
Prof. Dr. Edson da Silva – Universidade Federal dos Vales do Jequitinhonha e Mucuri
Profª Drª Eleuza Rodrigues Machado – Faculdade Anhanguera de Brasília
Profª Drª Elane Schwinden Prudêncio – Universidade Federal de Santa Catarina
Prof. Dr. Ferlando Lima Santos – Universidade Federal do Recôncavo da Bahia
Prof. Dr. Gianfábio Pimentel Franco – Universidade Federal de Santa Maria
Prof. Dr. Igor Luiz Vieira de Lima Santos – Universidade Federal de Campina Grande
Prof. Dr. José Max Barbosa de Oliveira Junior – Universidade Federal do Oeste do Pará
Profª Drª Magnólia de Araújo Campos – Universidade Federal de Campina Grande
Profª Drª Mylena Andréa Oliveira Torres – Universidade Ceuma
Profª Drª Natiéli Piovesan – Instituto Federaci do Rio Grande do Norte
Prof. Dr. Paulo Inada – Universidade Estadual de Maringá
Profª Drª Vanessa Lima Gonçalves – Universidade Estadual de Ponta Grossa
Profª Drª Vanessa Bordin Viera – Universidade Federal de Campina Grande

Ciências Exatas e da Terra e Engenharias

Prof. Dr. Adélio Alcino Sampaio Castro Machado – Universidade do Porto
Prof. Dr. Alexandre Leite dos Santos Silva – Universidade Federal do Piauí
Prof. Dr. Carlos Eduardo Sanches de Andrade – Universidade Federal de Goiás
Profª Drª Carmen Lúcia Voigt – Universidade Norte do Paraná
Prof. Dr. Eloi Rufato Junior – Universidade Tecnológica Federal do Paraná
Prof. Dr. Fabrício Menezes Ramos – Instituto Federal do Pará
Prof. Dr. Juliano Carlo Rufino de Freitas – Universidade Federal de Campina Grande
Prof. Dr. Marcelo Marques – Universidade Estadual de Maringá
Profª Drª Neiva Maria de Almeida – Universidade Federal da Paraíba
Profª Drª Natiéli Piovesan – Instituto Federal do Rio Grande do Norte
Prof. Dr. Takeshy Tachizawa – Faculdade de Campo Limpo Paulista

Conselho Técnico Científico

Prof. Msc. Abrãao Carvalho Nogueira – Universidade Federal do Espírito Santo
Prof. Msc. Adalberto Zorzo – Centro Estadual de Educação Tecnológica Paula Souza
Prof. Dr. Adailson Wagner Sousa de Vasconcelos – Ordem dos Advogados do Brasil/Seccional Paraíba
Prof. Msc. André Flávio Gonçalves Silva – Universidade Federal do Maranhão
Profª Drª Andreza Lopes – Instituto de Pesquisa e Desenvolvimento Acadêmico
Profª Msc. Bianca Camargo Martins – UniCesumar
Prof. Msc. Carlos Antônio dos Santos – Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro
Prof. Msc. Cláudia de Araújo Marques – Faculdade de Música do Espírito Santo
Prof. Msc. Daniel da Silva Miranda – Universidade Federal do Pará
Profª Msc. Dayane de Melo Barros – Universidade Federal de Pernambuco

Prof. Dr. Edwaldo Costa – Marinha do Brasil
 Prof. Msc. Eliel Constantino da Silva – Universidade Estadual Paulista Júlio de Mesquita
 Prof. Msc. Gevair Campos – Instituto Mineiro de Agropecuária
 Prof. Msc. Guilherme Renato Gomes – Universidade Norte do Paraná
 Prof^a Msc. Jaqueline Oliveira Rezende – Universidade Federal de Uberlândia
 Prof. Msc. José Messias Ribeiro Júnior – Instituto Federal de Educação Tecnológica de Pernambuco
 Prof. Msc. Leonardo Tullio – Universidade Estadual de Ponta Grossa
 Prof^a Msc. Lilian Coelho de Freitas – Instituto Federal do Pará
 Prof^a Msc. Liliani Aparecida Sereno Fontes de Medeiros – Consórcio CEDERJ
 Prof^a Dr^a Lívia do Carmo Silva – Universidade Federal de Goiás
 Prof. Msc. Luis Henrique Almeida Castro – Universidade Federal da Grande Dourados
 Prof. Msc. Luan Vinicius Bernardelli – Universidade Estadual de Maringá
 Prof. Msc. Rafael Henrique Silva – Hospital Universitário da Universidade Federal da Grande Dourados
 Prof^a Msc. Renata Luciane Polsaque Young Blood – UniSecal
 Prof^a Msc. Solange Aparecida de Souza Monteiro – Instituto Federal de São Paulo
 Prof. Dr. Welleson Feitosa Gazel – Universidade Paulista

**Dados Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP)
(eDOC BRASIL, Belo Horizonte/MG)**

F635 Floricultura, plantas ornamentais e cultura de tecidos de plantas [recurso eletrônico] / Organizadoras Raissa Rachel Salustriano da Silva-Matos, Analya Roberta Fernandes Oliveira, Francisca Gislene Albano-Machado. – Ponta Grossa, PR: Atena Editora, 2020.

Formato: PDF
 Requisitos de sistema: Adobe Acrobat Reader.
 Modo de acesso: World Wide Web.
 Inclui bibliografia
 ISBN 978-85-7247-972-1
 DOI 10.22533/at.ed.721203001

1. Floricultura. 2. Plantas ornamentais – Cultivo. I. Silva-Matos, Raissa Rachel Salustriano da. II. Oliveira, Analya Roberta Fernandes. III. Albano-Machado, Francisca Gislene.

CDD 635.915

Elaborado por Maurício Amormino Júnior – CRB6/2422

Atena Editora
 Ponta Grossa – Paraná - Brasil
www.atenaeditora.com.br
 contato@atenaeditora.com.br

APRESENTAÇÃO

O setor de floricultura no Brasil vem crescendo com o passar dos anos, estando o país entre os 15 maiores produtores de flores mundiais. Este crescimento de produção está associado ao aumento da qualidade e durabilidade das flores produzidas, atribuindo uma maior satisfação aos consumidores. Sendo assim um mercado promissor para o agronegócio.

Entretanto, esse ramo da agricultura apresenta diversos desafios, dentre eles mão-de-obra capacitada, tecnologias aplicadas, clima e mercado. Diante dessas problemáticas, é necessário cada vez mais pesquisas voltadas para o crescimento da produção e comercialização de flores e plantas ornamentais dentro do território brasileiro, priorizando a qualidade do produto final.

A obra “Floricultura, Plantas Ornamentais e Cultura de Tecidos de Plantas” apresenta trabalhos que visam agregar conhecimentos através de informações técnicas sobre propagação, cultivos e comercialização de flores e ornamentais. Ressaltando a importância da pesquisa voltada para a propagação das culturas, práticas de manejos e tecnologias adequadas.

Os conteúdos presentes nos 13 capítulos da obra têm por objetivo proporcionar ao leitor um vasto aprendizado sobre uma temática pertinente para o agronegócio brasileiro, visando um conhecimento sobre pesquisas que contribuem com melhorias para o desenvolvimento e crescimento deste setor. Desejamos uma ótima leitura.

Raissa Rachel Salustriano da Silva-Matos
Analya Roberta Fernandes Oliveira
Francisca Gislene Albano-Machado

SUMÁRIO

CAPÍTULO 1	1
PRODUÇÃO DE CÁPSULAS DE ORQUÍDEA DE <i>Phalaenopsis amabilis</i> (L.) BLUME	
Gabriella da Silva Mendonça Dickel Elisangela Bini Dorigon	
DOI 10.22533/at.ed.7212030011	
CAPÍTULO 2	12
GERMINAÇÃO <i>IN VITRO</i> , FORMAÇÃO DE PLÂNTULAS E PRODUÇÃO DE CALOS DE <i>Crinum americanum</i> L. (AMARYLLIDACEAE). UMA ALTERNATIVA PARA PRODUÇÃO DE METABÓLITOS SECUNDÁRIOS	
Rosana Silva Corpes Alberdan Silva Santos	
DOI 10.22533/at.ed.7212030012	
CAPÍTULO 3	24
AVALIAÇÃO DE MÉTODOS DE DESINFESTAÇÃO DE ÁPICES CAULINARES DE CANA-DE-AÇÚCAR PARA CULTIVO <i>IN VITRO</i>	
André Luís de França Dias James Correia de Melo Bianca Galúcio Pereira de Araújo Diógenes Virgínio do Nascimento Pauliana Gomes de Lima Yrlânia de Lira Guerra	
DOI 10.22533/at.ed.7212030013	
CAPÍTULO 4	31
AVALIAÇÃO <i>IN VITRO</i> DE SUBSTRATOS NA GERMINAÇÃO E NO DESENVOLVIMENTO DE <i>Aechmea blanchetiana</i> (BACKER) L. B. SM	
Felipe Douglas Ferreira Sheila Maria Pereira de Andrade William Carlos Gonzaga Franco Marília Maia de Souza	
DOI 10.22533/at.ed.7212030014	
CAPÍTULO 5	44
ASPECTOS BOTÂNICOS, MORFOLÓGICOS, GERMINAÇÃO E DESENVOLVIMENTO DE PLÂNTULAS DE <i>Hibiscus sabdariffa</i> L.	
Alessandra Carla Guimarães Sobrinho Alberdan Silva Santos Rosana Silva Corpes	
DOI 10.22533/at.ed.7212030015	
CAPÍTULO 6	56
BIOATIVIDADE DO D-LIMONENO NO CONTROLE DE <i>Botrytis cinerea</i> PERS.: FR. ISOLADO DE ROSEIRA	
Christian Aparecido Demetrio Jéssica Fernanda de Oliveira Jacob Patricia Fabretti Kreycki Paulo Hercílio Viegas Rodrigues	
DOI 10.22533/at.ed.7212030016	

CAPÍTULO 7	62
BANDEAMENTO CROMOSSÔMICO E ESTIMATIVA DO CONTEÚDO DE DNA EM <i>Dietes bicolor</i> (IRIDACEAE), UMA IMPORTANTE ESPÉCIE ORNAMENTAL	
Aryane Campos Reis Isabel Teresa Silva Souza Saulo Marçal de Sousa	
DOI 10.22533/at.ed.7212030017	
CAPÍTULO 8	71
INDUÇÃO DE CALOS EM SEGMENTOS NODAIS DE <i>Leucaena leucocephala</i> (FABACEAE) E AVALIAÇÃO DOS TEORES DE FENÓIS E FLAVONÓIDES TOTAIS	
Danielle Carvalho Pinto Mairon César Coimbra Ana Hortência Fonsêca Castro	
DOI 10.22533/at.ed.7212030018	
CAPÍTULO 9	83
ACESSIBILIDADE – RISCOS E ACIDENTES ESTUDO DE CASO – PARQUE 13 DE MAIO (RECIFE-PE)	
Anne Katherine de Araújo Barros Jaqueline Coelho Renata Britto João Victor Martins Bamberg Vitória Jéssica Galvão	
DOI 10.22533/at.ed.7212030019	
CAPÍTULO 10	93
REGENERAÇÃO <i>IN VITRO</i> DE <i>Pyrostegia venusta</i> A PARTIR DE CULTURAS DE MERISTEMA APICAL	
Caroline Rocha Neves Crema Mairon César Coimbra Ana Hortência Fonsêca Castro	
DOI 10.22533/at.ed.72120300110	
CAPÍTULO 11	105
SEMENTES DE CÁRTAMO TRATADAS COM ÁCIDO SALICÍLICO	
Janine Farias Menegaes Ubirajara Russi Nunes Geovana Barbieri Facco Tiéle Stuker Fernandes Felipe de Lima Franzen Rogério Antônio Bellé Fernanda Alice Antonello Londero Backes	
DOI 10.22533/at.ed.72120300111	
CAPÍTULO 12	117
ESTABELECIMENTO <i>IN VITRO</i> DE <i>Swietenia macrophylla</i> KING EM CULTURA DE TECIDOS VEGETAIS	
Wirton Pires Pereira	
DOI 10.22533/at.ed.72120300112	

CAPÍTULO 13 129

MORFOANATOMIA DOS ORGÃOS VEGETATIVOS DE ESPÉCIES DE PORTA-
ENXERTO DE *Rosa* SP. CULTIVADAS NO MUNICÍPIO DE BARBACENA, MG

Patricia Azevedo Rodrigues Guedes

André Pociano de Almeida

Marília Maia de Souza

Glauco Santos França

DOI 10.22533/at.ed.72120300113

SOBRE OS ORGANIZADORAS 142

ÍNDICE REMISSIVO 143

MORFOANATOMIA DOS ORGÃOS VEGETATIVOS DE ESPÉCIES DE PORTA-ENXERTO DE *Rosa* SP. CULTIVADAS NO MUNICÍPIO DE BARBACENA, MG

Data de aceite: 20/01/2020

Data de Submissão: 11/11/2019

Patricia Azevedo Rodrigues Guedes

Instituto Federal de Educação Ciência e Tecnologia do Sudeste de Minas Gerais

Barbacena – Minas Gerais

<http://lattes.cnpq.br/9702062705643726>

André Pociano de Almeida

Instituto Federal de Educação Ciência e Tecnologia do Sudeste de Minas Gerais

Barbacena – Minas Gerais

<http://lattes.cnpq.br/4711674264852193>

Marília Maia de Souza

Instituto Federal de Educação Ciência e Tecnologia do Sudeste de Minas Gerais

Barbacena – Minas Gerais

<http://lattes.cnpq.br/5054854939552132>

Glauco Santos França

Instituto Federal de Educação Ciência e Tecnologia do Sudeste de Minas Gerais

Barbacena – Minas Gerais

<http://lattes.cnpq.br/4554721023581829>

RESUMO: O gênero *Rosa* sp. Linnaeus, 1753, pertence à família Rosaceae. As roseiras de corte do município de Barbacena são produzidas através do método da enxertia. A identificação dos porta-enxertos torna-se difícil pois suas características morfológicas

podem ser influenciadas pelas condições ambientais. Por isso o objetivo deste trabalho foi identificar espécies de porta-enxertos utilizadas comercialmente em Barbacena com base nas características morfoanatômicas de órgãos vegetativos. O experimento foi conduzido no Instituto Federal Sudeste de Minas Gerais *Campus* Barbacena, localizado nas coordenadas 21° 14' 27" S e 43° 45' 47" W. O clima é do tipo Cwb. Foram coletados órgãos vegetativos de quatro espécies de porta-enxertos de *Rosa* sp. em mesmos estágios fenológicos. Foram preparadas lâminas microscópicas permanentes utilizando as etapas de fixação em FAA, desidratação em série crescente de concentração de etanol, diafanização com o xilol, inclusão em parafina e coloração com azul de metileno e safranina. Os resultados foram obtidos com base em análises anatômicas no microscópio óptico e conforme as características morfológicas. O porta-enxerto *R. multiflora* “paulista” apresentou o xilema helicoidal e o escalariforme, o porta-enxerto *R. canina* “Natal Brier” apresentou o xilema reticulado. Os porta-enxerto *R. multiflora* “Paulista”, *R. multiflora* “Kopman’s” e *R. multiflora* “Iowa” apresentaram os estômatos paracíticos e *R. canina* “Natal Brier” apresentou estômatos diacítico. O estudo permitiu diferenciar quanto à morfologia externa e interna das espécies de porta-enxerto de *Rosa* sp. utilizadas no município.

MORPHANATOMY OF VEGETATIVE ORGANS OF *Rosa* SP. ROOTSTOCK SPECIES GROWN IN THE MUNICIPALITY OF BARBACENA, MG

ABSTRACT: The genus *Rosa* sp. (Linnaeus, 1753) belongs to Rosaceae family. The rose bushes from Barbacena are produced through grafting method. Their rootstocks identification is difficult because of their morphological characteristics that may be influenced by environmental conditions. Therefore, the aim of this paper was to identify commercially used rootstock species in Barbacena based on anatomical and morphological vegetative organs features. The experiment was conducted at “Instituto Federal do Sudeste de Minas Gerais – Campus Barbacena, located at the coordinates 21 ° 14 '27 ”S and 43 ° 45'47” W, under a Cwb climate (Köppen). Vegetative organs at the same phenological stage were collected from four rootstock species of *Rosa* sp.. Permanent slides were prepared by fixing the material in FAA solution, subsequently it was dehydrated in an increasingly ethanol concentration. Then, it was performed Xylool diaphanization, paraffin penetration, and methylene blue and safranin staining. Results were obtained based on morphological and anatomic analysis on microscope. Rootstock “*R. multiflora* “paulista”” presented the helical and the scalariform Xylem; Rootstock “*R. canina* “Natal Brier”” presented the reticulated xylem and diacitic stomata; “*R. multiflora* Pulista””, “*R. multiflora* “Kopman's””, and “*R. multiflora* “Iowa”” rootstocks presented the paracitic stomata. This study allowed the differentiation between the external and internal *Rosa* sp. morphology grown in the County.

KEYWORDS: Morfoanatomy; Rootstock; *Rosa sp.*; Rosaceae; Flower shop

1 | INTRODUÇÃO

O gênero *Rosa* (Linnaeus, 1753) pertence à classe das Angiospermas, subclasse das Dicotiledônea, ordem Rosales e família Rosaceae URCULO (1953, apud. FERREIRA et al., 2011). As roseiras são arbustos perenes, de desenvolvimento ereto com o caule lenhoso e normalmente espinhoso, suas folhas são pinadas, decíduas e compostas, variam entre cinco a nove folíolos ovalados. As flores se desenvolvem na extremidade das hastes contendo, normalmente, cinco sépalas com lóbulos laterais e fruto do tipo carnoso BAÑON ARIAS (1993, apud. FERREIRA et al., 2011). A temperatura ótima para o crescimento das mudas de roseira está em torno de 17 °C à 26 °C e umidade relativa de 80%, o pH do solo ou do substrato deve ser em torno do 5,5 a 6,5 (BARBOSA, 2003).

Barbacena situa-se em uma região com altitude média de 1200m e clima ameno, onde as temperaturas médias variam entre 16,9 °C à 19,9°C (ARAUJO, 2009). Devido a tais características a região apresentou-se muito favorável ao cultivo das rosas. No início da década de 60, graças ao trabalho de imigrantes da Alemanha

e da Itália que se estabeleceram na cidade, a produção de rosas e de outras flores tornou-se a principal atividade econômica do município. A partir de 1999, com a criação da Associação Barbacenense dos Produtores de Rosas e Flores (Abaflores) e incentivo do Serviço de Apoio às Micro e Pequenas Empresas de Minas Gerais (Sebrae-MG), houve expansão do setor na região, e desde então tem se mantido como o terceiro maior polo de produção do país, de acordo com o Instituto Brasileiro de Floricultura (IBRAFLO, 2018).

No Brasil as roseiras de corte são produzidas através da propagação vegetativa, principalmente pelo método da enxertia, onde se realiza o enxerto de variedades híbridas em porta-enxertos primitivos (LOCARNO, 2011). As roseiras silvestres apresentam facilidade e uniformidade no enraizamento, enquanto as variedades híbridas cultivadas apresentam muitas variações na capacidade de enraizamento (PIVETA, 2004).

A obtenção comercial do porta-enxerto em campo de produção é realizada por propagação vegetativa através de estacas. Para a multiplicação das espécies híbridas florais o método mais aplicado é o de borbulhia em T invertido (MACDONALD, 2014). As inovações tecnológicas para a produção de mudas têm como meta a redução do tempo de produção e o maior controle das condições fitossanitárias. Assim, torna-se possível o aumento do número de ciclos de produção durante a vida útil da estrutura física (SOUZA et al., 2011).

A identificação das espécies de porta-enxerto torna-se difícil quando se considera somente as características morfológicas, que são influenciadas pelas diferentes condições ambientais e pelo conhecimento técnico do profissional responsável pela análise. De acordo com Pivetta et al. (2004) são necessários muitos estudos para melhorar a identificação das diferenças entre os porta-enxertos utilizados no país.

A morfoanatomia vegetal descreve as relações espaciais dos elementos estruturais. As técnicas histológicas são empregadas para analisar estruturas anatômicas, tecidos, e conteúdos celulares. O material a ser observado ao microscópio deve ser fino e transparente, de modo a permitir a passagem de luz. As análises das estruturas morfoanatômicas das espécies vegetais são realizadas com a montagem de lâminas histológicas. As lâminas permanentes são importantes, pois servem de referência para a caracterização anatômica de raízes, caules e folhas.

2 | OBJETIVOS

Este estudo teve como objetivo principal identificar as espécies de porta-enxerto de *Rosa* sp. Cultivadas no município de Barbacena. Os objetivos específicos foram: Caracterizar a estrutura morfoanatômica de raízes, caules e folhas das espécies; Preparar lâminas permanentes das estruturas anatômica dos órgãos vegetativos,

que posteriormente serão utilizadas como material didático nas aulas de Histologia e Anatomia Vegetal e subsidiar estudos de taxonomia na identificação correta e diferenciação das espécies.

3 | MATERIAIS E MÉTODOS

O experimento foi conduzido no Instituto Federal Sudeste de Minas Gerais *Campus* Barbacena que está localizado na região do Campo das Vertentes (IFSUDESTE-MG), Serra da Mantiqueira no município de Barbacena, Minas Gerais, nas coordenadas 21° 14' 27" S e 43° 45' 47" W. O relevo da região é montanhoso com altitude média de 1.200 m s.n.m. O clima da região é do tipo Cwb, de Köppen, com temperaturas médias variando de 16,9 °C a 19,9 °C (primavera/verão) e 14,4 °C e 17,5 °C (outono/inverno). As precipitações médias são de 1.143,6 mm (primavera/verão) e 206,5 mm (outono/inverno) (EMBRAPA, 2006).

Para o preparo das lâminas permanentes foram feitas adaptações do procedimento básico para pré-microscopia em tecido animal utilizando a parafina como matriz de Ribeiro et.al. (2012), pois o procedimento de microscopia vegetal de Bouzon & Shimidt (2012) demanda de aparelhos e reagentes específicos e de alto custo.

Foram coletados no IFSUDESTE-MG órgãos vegetativos (raiz, caule e folhas) de quatro espécies de porta-enxertos do gênero *Rosa*, em estágios fenológicos equivalentes (Floração). Elas foram identificadas como espécie 1, espécie 2, espécie 3 e espécies 4. A identificação das espécies foram realizadas comparando as características morfológicas das folhas, conforme o estudo realizado por Cintra et. al, 2005. Após esta etapa, eles foram cortados em tamanhos de aproximadamente 1cm e armazenadas separadamente em frasco opaco contendo solução de etanol 70%.

Na fixação do material utilizou-se procedimentos químicos para imobilizar as substâncias constituintes das células e dos tecidos. Nesse procedimento foi empregado o FAA que é composto por 85 ml de etanol 70%, 10 ml formaldeído comercial e 5 ml de ácido acético glacial. O FAA foi escolhido por ser de rápida penetração e preservar relativamente bem a morfologia, os ácidos nucléicos e os carboidratos. O tempo de fixação foi de 48 horas. A lavagem para retirada de excesso de fixador foi realizada com água destilada. Após a fixação o material foi mantido em etanol 70% por 72 horas.

A seguinte etapa foi a desidratação dos tecidos, pois as substâncias previamente utilizadas para inclusão em parafina não se combinam homoganeamente com a água. A substância utilizada foi o álcool etílico (etanol). Essa etapa iniciou-se com banhos em séries crescentes de etanol: 80%, 90% e

95%, todos por uma hora, e 100% por três vezes, durante uma hora cada.

A diafanização foi uma etapa que consistiu na remoção do etanol, pois a parafina não se mistura com o etanol. Para remover o álcool e preparar o tecido para a penetração da parafina utilizou-se, nessa etapa, soluções de 75% de etanol e 25% xilol (álcool-xilol), 50% etanol e 50% xilol (xilol I), 25% etanol e 75% xilol (xilol II) e dois banhos em xilol 100% (xilol III). Cada um dos banhos foi realizado por 30 minutos. Conforme o xilol penetra no tecido, em substituição ao álcool, o material se tornava mais claro e transparente.

A infiltração consistiu na impregnação do tecido em parafina. Nessa etapa a parafina foi derretida em estufa a 60 °C. O primeiro banho em parafina foi realizado dentro da capela onde preparou-se uma solução de parafina e xilol na proporção de 1:1, essa solução foi vertida em uma placa de Petri juntamente com o tecido. Utilizou-se uma chapa aquecedora, a 60 °C, para manter a solução em estado líquido. O tecido permaneceu nessa solução por 30 minutos, nessa etapa do processo é importante a utilização de máscara de gás. Em seguida foram realizados três banhos em parafina, com uma hora cada, dentro da estufa.

A inclusão consistiu-se em colocar, com o auxílio de uma pinça pré-aquecida, os tecidos que foram infiltrados em parafina no interior de um molde (caixinha de papel) devidamente identificado, em seguida verteu-se a parafina no molde cobrindo-o totalmente de forma que o tecido infiltrado ficasse no fundo e bem centralizado. Neste momento a parafina precisou estar aquecida, para evitar a formação de bolhas de ar em torno dos tecidos. Após o resfriamento os blocos de parafina, com o material incluído, foram levados à geladeira por 24 horas.

Foi importante que todos os processos fossem feitos sem interrupções e com tempo exato. Pausas no processo poderiam tornar o tecido quebradiço e retraído ao ser seccionado, inviabilizando a análise no microscópico.

Para seccionar o material no micrótomo foi preciso unir o molde de parafina com o tecido incluído a um bloco de madeira pequeno, que serviu como apoio. Esta união foi feita com a parafina derretida. As fitas obtidas a partir do micrótomo foram transferidas para o banho-maria, com o auxílio de uma pinça, para serem distendidas. A temperatura da água variou entre 55 °C a 57 °C.

Nesta etapa, os cortes ficaram mais uniformes devido à minimização das dobras e formação de bolhas. Os cortes foram separados em grupos, utilizando-se lâminas de vidro previamente limpas com detergente neutro e etanol 70% e secas em estufa a 60°C. Antes da utilização das lâminas, foi necessário revestir suas superfícies com uma fina camada de albumina para facilitar a adesão do corte. Os cortes obtidos foram transferidos para uma chapa aquecedora a 60 °C por 10 minutos.

A coloração consistiu em uma etapa importante para a visualização das estruturas anatômicas. Utilizou-se corantes hidrossolúveis, foi necessário a

remoção da parafina da peça preparada nas etapas descritas anteriormente e que permaneceram na lâmina de vidro. Na desparafinização realizou-se banhos em séries decrescentes de Xilol III, Xilol II, Xilol I e Etanol – Xilol. Cada lâmina permaneceu mergulhada por 5 minutos em cada banho. Em seguida as lâminas passaram por três banhos consecutivos em etanol 100%, também por 5 minutos cada e sucessivamente por banhos em etanol 95%, 90%, 80% e 70%, por 5 minutos cada.

Após essa etapa as lâminas foram coradas com dois tipos de corantes, contendo azul de metileno e safranina. Solução I: 1 grama de azul de metileno diluída em 100 ml de etanol 95%. Solução II: 1 grama de safranina em 100ml de etanol 95%. Ambas diluídas em água destilada na proporção de 1:1, no momento do uso.

Foram feitos três tipos de coloração utilizando como base as duas soluções preparadas. Na primeira, a lâmina foi mergulhada em um béquer que continha a solução I por 30 segundos. Na segunda, a lâmina foi mergulhada em um béquer contendo a solução II por 30 segundos. Na terceira, a lâmina foi mergulhada no béquer contendo a solução I por 30 segundos, depois ela foi lavada com água destilada e após utilizou-se a solução II por 30 segundos.

Posteriormente as lâminas foram desidratadas novamente seguindo séries crescentes de banhos em etanol 80%, 90%, 95%, por 5 minutos cada e três banhos em etanol 100% por 5 minutos cada. Banhos no Xilol I, Xilol II e Xilol III, por 5 minutos cada.

Durante a montagem colocou-se bálsamo-do-canadá para cobrir os cortes e a lamínula foi sobreposta à lâmina e esperou-se secar. Após este procedimento selou-se as bordas com esmalte transparente. Com a finalização do processo a lâmina permanente pode durar muitos anos.

Os resultados foram obtidos a partir da identificação morfológica proposta por Cintra et. al. (2005). Após a identificação procede-se a construção de tabelas com os caracteres morfológicos e anatômicos que foram observados em microscópio óptico.

4 | RESULTADOS

As folhas de *Rosa* sp. Coletadas apresentam caracteres morfológicos coincidentes aos descritos por Cintra et al. (2005), sendo possível demonstrar que a espécie 1 corresponde morfológicamente com a *Rosa multiflora* “Paulista”, a espécie 2 com a *Rosa multiflora* “Kopman’s”, a espécie a 3 com a *Rosa multiflora* “Iowa” e a espécies 4 com a *Rosa canina* “Natal Brier.

As folhas das quatro espécies de porta-enxertos de roseiras deste estudo foram do tipo compostas, pinadas, com o limbo foliar elíptico e simétrico com o ápice agudo. O ângulo formado pelo ápice dos folíolos não se diferenciou entre os porta-enxertos

como mostra a Tabela 1. As bases dos folíolos foram do tipo agudo com exceção da *Rosa canina* “Natal Brier” que possui um ângulo de 90° e, portanto, é obtuso. As margens dos folíolos são serreadas com base acuminada, com exceção da *R. canina* “Natal Brier” que é convexa. A margem do ápice em todos os porta-enxertos é côncava. Quanto ao número de folíolos a *R. multiflora* “Paulista” apresentou nove folíolos, os demais porta-enxertos apresentaram sete folíolos. O porta-enxerto *R. canina* “Natal Brier” possui maior densidade de acúleos que o *R. multiflora* “Iowa”. Os porta-enxertos *R. multiflora* “Paulista” e *R. multiflora* “Kopman’s” não apresentam acúleos.

Espécies	Base dos folíolos	Margem do ápice do folíolo	Margem da base do folíolo	Tricomas	Espinho raquis	Número de folíolos	Acúleos
<i>R. multiflora</i> “Paulista”	Agudo	Côncava	Acuminada	Presente	Ausente	9	Ausente
<i>R. multiflora</i> “kopman's”	Agudo	Côncava	Acuminada	Presente	Ausente	7	Ausentes
<i>R. multiflora</i> “Iowa”	Agudo	Côncava	Acuminada	Ausente	Presente	7	Presente
<i>R. canina</i> “Natal Brier”	Obtuso	Côncava	Convexa	Presente	Presente	7	Presente

Tabela 1 - Principais características morfológicas de quatro porta-enxertos de roseira (*Rosa* sp.)

No caule foram observados presença de tricomas do tipo tectores nos porta-enxertos *R. multiflora* “Paulista”, *R. multiflora* “Kopman’s” e *R. canina* “Natal Brier”. Quanto aos vasos condutores observou-se que todos os porta-enxertos possuem xilema helicoidal. O porta-enxerto *R. multiflora* “Paulista” além do xilema helicoidal apresentou também o xilema escalariforme e o porta-enxerto *R. canina* “Natal Brier” apresentou o xilema reticulado. Os porta-enxertos *R. multiflora* “Paulista” e *R. canina* “Natal Brier” apresentaram a presença de oxalato de cálcio. Todos os porta-enxertos apresentaram a presença de cutícula, colênquima do tipo lamelar, floema radial e axial. A Figura 1 mostra as principais estruturas anatômicas do caule das quatro espécies de porta-enxertos de roseiras.

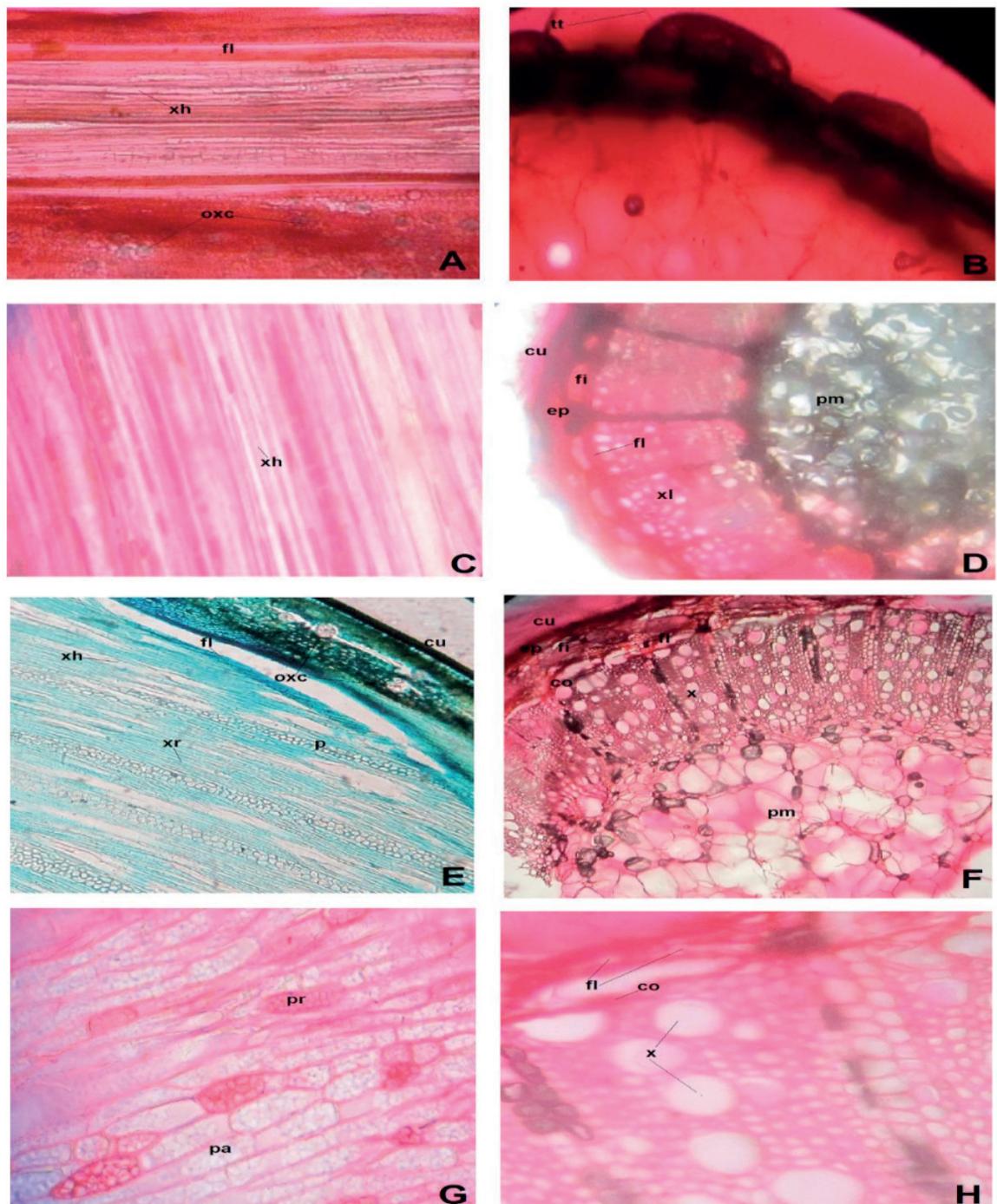


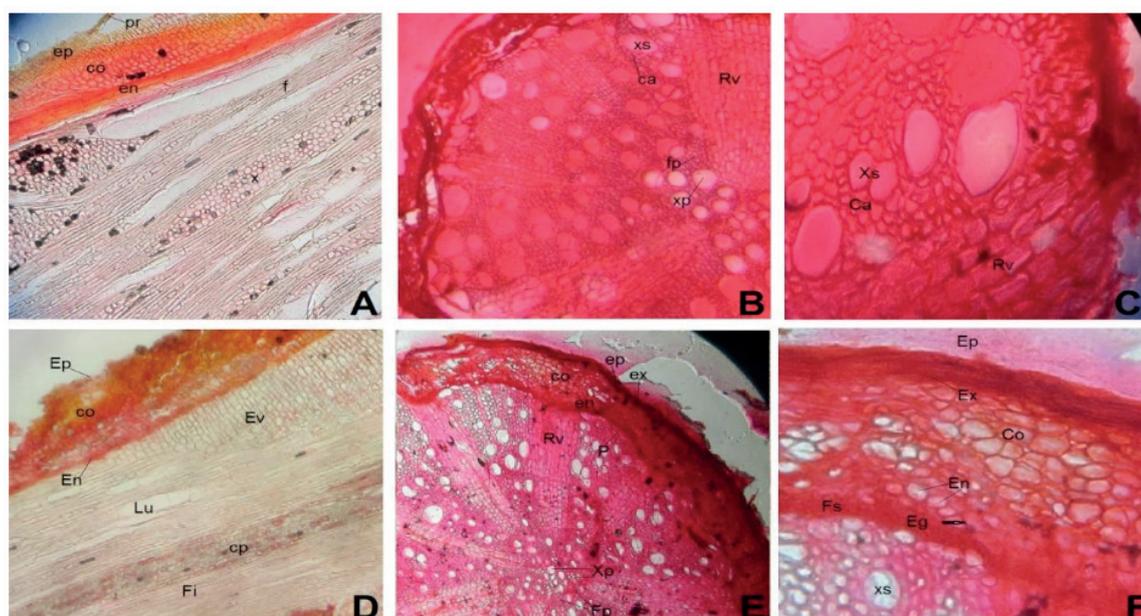
Figura 1- Anatomia de caule de quatro espécies de porta-enxerto de *Rosa spp.* (A) corte longitudinal *R. multiflora* "Paulista" (B) corte transversal *R. multiflora* "Paulista", (C) corte longitudinal *R. multiflora* "Kopman's" (D) corte transversal *R. multiflora* "Kopman's", (E) corte longitudinal *R. canina* "Natal Brier" (F) corte transversal *R. canina* "Natal Brier", (G) corte longitudinal *R. multiflora* "Iowa" (H) corte transversal *R. multiflora* "Iowa". Abreviaturas: (fl) floema, (x) xilema, (xh) xilema helicoidal, (xr) xilema reticulado, (xe) xilema escalariforme, (pa) parênquima axial, (pr) parênquima radial, (pm) parênquima medular, (p) parênquima, (oxc) oxalato de cálcio, (co) cambio, (cu) cutícula, (ep) epiderme, (fi) fibras, (tt) tricomas tectores.

A tabela 2 relaciona as características anatômicas do caule de cada porta-enxerto estudado.

Espécies	Cutícula	Oxalato de cálcio	Parênquima	Colênquima	Xilema	Floema	Tricomas
<i>R. multiflora</i> "Paulista"	Presente	Presente	Cortical/medular	Lamelar	Helicoidal/escalariforme	Radial/axial	Presente
<i>R. multiflora</i> "kopman's"	Presente	Ausente	Cortical/medular	Lamelar	Helicoidal	Radial/axial	Presente
<i>R. multiflora</i> "Iowa"	Presente	Ausente	Cortical/medular	Lamelar	Helicoidal	Radial/axial	Ausente
<i>R. canina</i> "Natal Brier"	Presente	Presente	Cortical/medular	Lamelar	Helicoidal/reticulado	Radial/axial	Presente

Tabela 2 - Principais características anatômicas do caule de quatro porta-enxertos de roseira (*Rosa* spp.)

Na raiz foram observadas a presença de oxalato de cálcio nos porta-enxertos *R. multiflora* "Kopman's" e *R. canina* "Natal Brier". O pelo radicular está presente em todos os porta-enxertos, bem como o parênquima cortical e as estrias de Kaspary nas células da endoderme. O câmbio adicional foi observado nos porta-enxertos *R. multiflora* "Paulista", *R. multiflora* "Kopman's" e *R. canina* "Natal Brier" e ausente no porta-enxerto *R. multiflora* "Iowa". O número de fileiras de células dos raios vasculares foi obtido pela média aritmética. Os porta-enxertos *R. multiflora* "Paulista" e *R. multiflora* "Iowa" apresentaram uma média de 8 fileiras de células vasculares. As espessuras das células da epiderme foram estimadas pela análise visual conforme mostra a Figura 3. Os porta-enxertos *R. multiflora* "Paulista", *R. multiflora* "Kopman's" e *R. multiflora* "Iowa" apresentaram a epiderme mais espessa que a *R. canina* "Natal Brier".



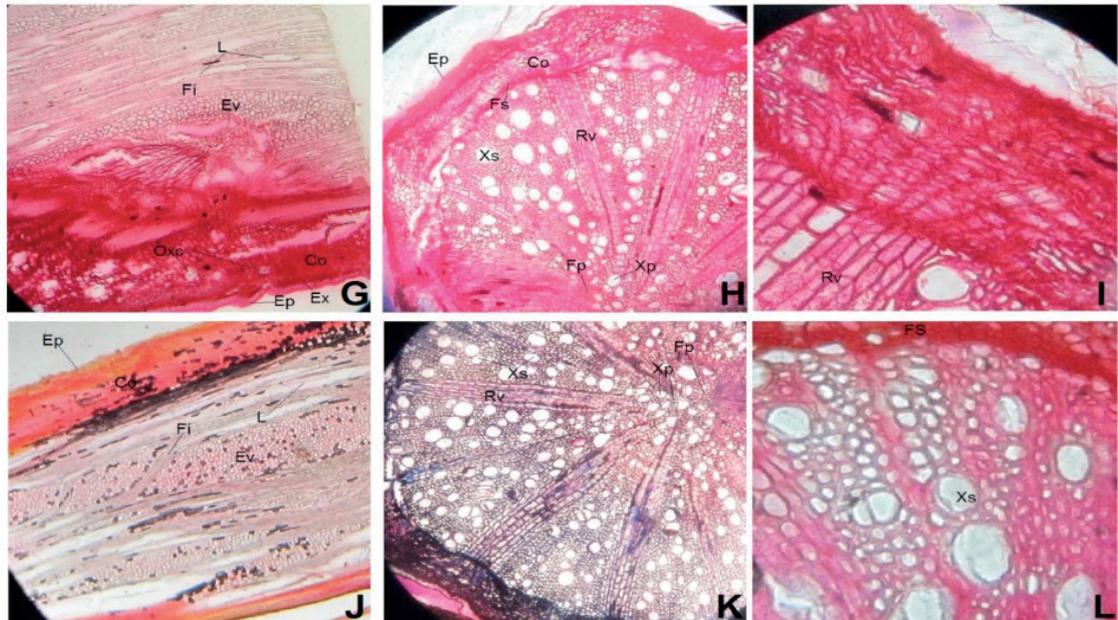


Figura 2- Anatomia da raiz de quatro espécies de porta-enxerto de *Rosa* spp. (A) corte longitudinal *R. multiflora* “paulista” (B e C) corte transversal *R. multiflora* “paulista”, (D) corte longitudinal *R. multiflora* “Kopman’s” (E e F) corte transversal *R. multiflora* “Kopman’s”, (G) corte longitudinal *R. canina* “Natal Brier” (H e I) corte transversal *R. canina* “Natal Brier”, (J) corte longitudinal *R. multiflora* “Iowa” (K e L) corte transversal *R. multiflora* “Iowa”. Abreviaturas: (ep) epiderme, (pr) pelo radicular, (co) córtex, (pc) parênquima cortical, (eg) estrias de gaspary, (fp) floema primário, (fs) floema secundário, (xs) xilema secundario, (xp) xilema primário, (ev) elementos de vasos, (cp) células parenquimáticas, (fi) fibras, (lu) lúmen, (rv) raios vasculares, (em) endoderme, (ca) cambio adicional.

Na tabela 3 estão relacionadas as características anatômicas da raiz do quatro porta enxerto estudados.

Espécies	Pelo radicular	Oxalato de cálcio	Parênquima	Epiderme	Média de raios vasculares	Estrias de Kaspary	Câmbio adicional
<i>R. multiflora</i> "Paulista"	Presente	Ausente	Cortical	Espessa	8 Fileiras	Presente	Presente
<i>R. multiflora</i> "kopman's"	Presente	Presente	Cortical	Espessa	7 Fileiras	Presente	Presente
<i>R. multiflora</i> "Iowa"	Presente	Ausente	Cortical	Espessa	8 Fileiras	Presente	Ausente
<i>R. canina</i> "Natal Brier"	Presente	Presente	Cortical	Fina	7 Fileiras	Presente	Presente

Tabela 3 - Principais características anatômicas da raiz de quatro porta-enxertos de roseira (*Rosa* spp.)

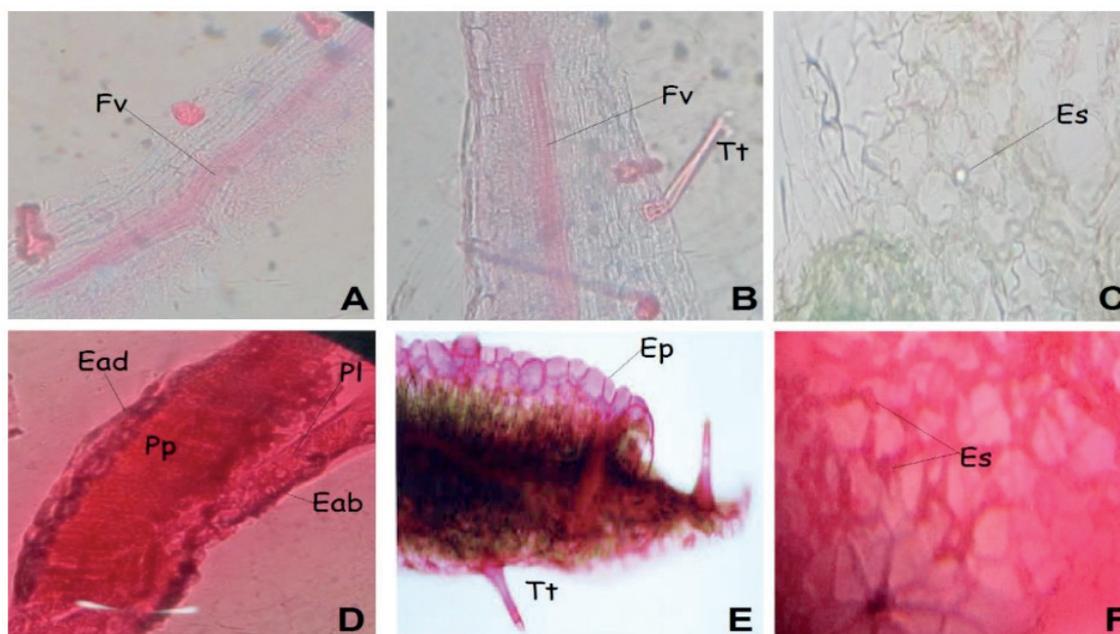
Os estômatos estão presentes na face inferior dos folíolos de todos os porta-enxertos, de forma aleatória, com células-guarda reniformes (Figura 3). Os porta-enxerto *R. multiflora* “Paulista”, *R. multiflora* “Kopman’s” e *R. multiflora* “Iowa”

apresentaram os estômatos paracíticos, classificados de acordo com o formato e arranjo das células subsidiárias, e *R. canina* “Natal Brier” apresentou estômatos diacíticos. Verificou-se a presença de uma camada de cera epicuticular (Figura 3) presente no porta-enxerto *R. multiflora* “Iowa”. O resumo destas características encontra-se na Tabela 4.

Espécies	Estômatos	Tricomas	Cutícula
<i>R. multiflora</i> "Paulista"	Paracítico	Tectores	Ausente
<i>R. multiflora</i> "kopman's"	Paracítico	Tectores	Ausente
<i>R. multiflora</i> "Iowa"	Paracítico	Tectores/ glandulares	Presente
<i>R. canina</i> "Natal Brier"	Diacítico	Tectores/ glandulares	Ausente

Tabela 4 - Principais características anatômicas da folha de quatro porta-enxertos de roseira (*Rosa spp.*)

Na superfície abaxial e adaxial da epiderme observou-se a presença de tricomas tectores nos quatro porta-enxertos (Figura 3), e tricomas glandulares nos porta-enxertos *R. multiflora* “Iowa” e *R. canina* “Natal Brier”. A forma dos tricomas é semelhante para todos os porta-enxertos (Figura 3). Esta característica não distingue as variedades de *R. multiflora* entre si, com exceção de *R. multiflora* “Iowa”.



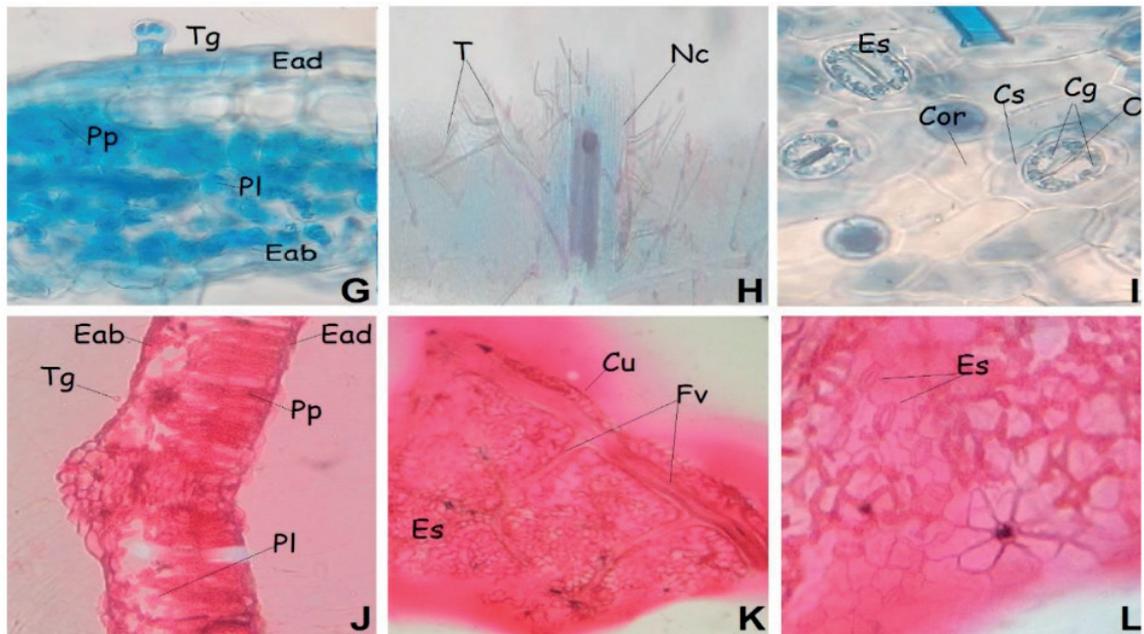


Figura 3 - Anatomia da folha de quatro espécies de porta-enxerto de *Rosa* spp. (A e B) corte transversal *R. multiflora* "paulista", (C) corte paradérmico *R. multiflora* "paulista", (D e E) corte transversal *R. multiflora* "Kopman's", (F) corte paradérmico *R. multiflora* "Kopman's", (G e H) corte transversal *R. canina* "Natal Brier", (I) corte paradérmico *R. canina* "Natal Brier", (J) corte transversal *R. multiflora* "Iowa", (K e L) corte paradérmico *R. multiflora* "Iowa". Abreviaturas: (ep) epiderme, (ead) epiderme adaxial, (eab) epiderme abaxial, ((es) estômatos, (pl) parênquima lacunoso, (pp) parênquima paliçádico, (t) tricomas, (tt) tricomas tectores, (tg) tricomas glandulares, (nc) nervura central do limbo foliar, (O) ostíolo, (cg) células guarda, (cor) células ordinárias, (cs) células subsidiárias.

5 | CONCLUSÃO

O presente estudo permitiu a diferenciação quanto à morfologia externa e interna das quatro espécies de porta-enxertos de roseiras utilizadas no município de Barbacena. Quanto às características morfológicas a *R. canina* "Natal Brier" foi a que mais se diferenciou das demais espécies. A presença ou a falta de acúleos é uma característica importante na escolha do porta-enxerto a ser implantado na lavoura. As espécies *R. multiflora* "Paulista" e *R. multiflora* "Kopman's" são vantajosas nesse aspecto pois não possuem acúleos e nem espinhos na raquis.

Em relação à anatomia dos órgãos vegetativos, o porta-enxerto que mais se diferenciou foi o *R. canina* "Natal Brier". Entre os porta-enxertos da espécie *R. multiflora* a variedade que mais se diferenciou foi a *R. multiflora* "Iowa" pois não apresentou tricomas no caule, suas raízes não apresentaram oxalato de cálcio e cambio adicional e nas folhas foram observadas presença de tricomas glandulares.

A partir da realização do presente estudo foi possível desenvolver uma metodologia alternativa para o preparo de lâminas permanentes. O acervo criado gerou informações que poderão subsidiar estudos futuros de taxonomia vegetal envolvendo as espécies estudadas.

REFERÊNCIAS

- ARAÚJO, P. O. L. C.; **Metodologia Para Adequação das Escolas Agrotécnicas à Legislação Ambiental**, tese UFLA. Lavras, 2009. p. 54-65
- BARBOSA, J. G. **Produção comercial de rosas**. Ed. Viçosa, 2003. p. 200
- BARBOSA, J. G.; MUNIZ, M. A.; GROSSI, J. A. S.; FINGER, F. L. Produção de mudas de roseira com qualidade. **Revista Campo & Negócios**, ano 5, n. 48, 2009.
- BOUZON, Z. L.; SCHMIDT, E. C.; **Microscopia Vegetal**. Cap. 15. Ed. Santos. São Paulo, 2012. p. 340-367.
- CINTRA, G. S.; PIVETTA, K. F. L.; MÔRO, F. V.; Caracterização morfológica e grupamento de porta-enxertos de roseira (*Rosa spp.*). **Revista Científica**, Jaboticabal, v.33, n.1. 2005. p. 91-102
- FERREIRA, C. F.; OLIVEIRA, K. R. S.; BORGES, P. L. F.; MAINARDI, V. F.; SILVA, N. C. B. **Anatomia foliar e caulinar de Rosa SPP. (L.) Rosaceae**. Universidade federal do Espírito Santo, 2011.
- INSTITUTO BRASILEIRO DE FLORICULTURA. (Abraflor) **Floricultura no Brasil: apontamentos mais relevantes sobre o papel sócio-econômico recente da atividade**. Campinas, 2018. Disponível em: <<http://www.ibraflor.com.br>>. Acesso em: 04 de nov. 2019, 16:42:00
- LOCARNO, M. **Propagação de roseiras em sistema hidropônico**. Tese de doutorado. Lavras, 2011.
- NOVARO, N. **Breeders rights and Brazilian roses**: FloraCulture International, Heiloo, v.15, n.4. 2005. p. 32.
- PIVETTA, K. F. L.; PIZETTA, P. U. C.; PEDRINHO, D. R. Morphologic characterization and evaluation of the productivity of nine rootstocks of rose bush (*Rosa spp.*). **Acta Horticulturae**, Leuven, n. 630, 2004. p.213-217
- RIBEIRO, C. A. O; REIS FILHO, H. S.; GRÖTZNER, S. R.; **Técnicas e métodos para utilização prática em microscopia**. Ed. Santos. São Paulo, 2012. p. 422.
- SOUZA, A. G.; CHALFUN, N. N. F.; FAQUIN, V.; SOUZA, A. A. Produção de mudas de pêssego enxertadas em sistema hidropônico. **Rev. Ciência agrotécnica**. Lavras, vol.35, n.2. 2011. p 322-326

SOBRE OS ORGANIZADORAS

Raissa Rachel Salustriano da Silva-Matos: Graduada em Ciências Biológicas pela Universidade de Pernambuco – UPE (2009), Mestre em Agronomia – Solos e Nutrição de Plantas pela Universidade Federal do Piauí – UFPI (2012), com bolsa do CNPq. Doutora em Agronomia pela Universidade Federal da Paraíba -UFP (2016), com bolsa da CAPES. Atualmente é professora adjunta do curso de Agronomia do Centro de Ciências Agrárias e Ambientais (CCAA) da Universidade Federal do Maranhão (UFMA). Tem experiência na área de Agronomia, com ênfase em Fitotecnia, fisiologia das plantas cultivadas, propagação vegetal, manejo de culturas, nutrição mineral de plantas, adubação, atuando principalmente com fruticultura e floricultura. E-mail para contato:raissasalustriano@yahoo.com.br; raissa.matos@ufma.br Lattes: <http://lattes.cnpq.br/0720581765268326>

Analya Roberta Fernandes Oliveira: Graduada em Agronomia pela Universidade Federal do Maranhão – UFMA (2018). Atualmente é mestranda em Agronomia/Fitotecnia - Fisiologia, Bioquímica e Biotecnologia Vegetal pela Universidade Federal do Ceará – UFC (2020), com bolsa do CNPq. Tem experiência na área de Agronomia, com ênfase em fisiologia vegetal, irrigação e drenagem, produção vegetal, atuando principalmente com grandes culturas, frutíferas e floricultura. E-mail para contato: analyaroberta_fernandes@hotmail.com Lattes: <http://lattes.cnpq.br/9601701413016553>

Francisca Gislene Albano-Machado: Graduada em Engenharia Agrônoma pela Universidade Federal do Piauí – UFPI (2012), Mestre em Agronomia – Fitotecnia/Produção Vegetal pela Universidade Federal do Piauí (2015). Doutora em Agronomia Fitotecnia pela Universidade Federal do Ceará (2019). Tem experiência na área de Agronomia com ênfase em fitotecnia, atuando nas áreas de produção, fisiologia e qualidade de frutos e substratos alternativos para espécies frutíferas, como maracujá, mamão, ateira e pitaia. E-mail para contato: gislene.fga@gmail.com; Lattes: <http://lattes.cnpq.br/3728012118132276>.

ÍNDICE REMISSIVO

A

Acessibilidade 83, 84, 85, 90, 91, 92
Ácido salicílico 105, 106, 107, 108, 109, 110, 111, 112, 113, 114, 115, 116
Aechmea blanchetiana 31, 32, 33, 34, 36, 37, 38, 39, 40, 41
Alcaloides 14
Amaryllidaceae 12, 13, 14, 23
Ápices caulinares 24, 26, 27, 29, 95, 96, 98, 99
Aspectos botânicos 44
Auxina 73, 93, 94, 100, 101

B

Bandeamento cromossômico 62, 64, 66, 67
Bioatividade 56, 58, 60
biotecnologia vegetal 12, 15
Bromeliaceae 11, 31, 32, 33, 40, 42

C

Calos 12, 15, 16, 17, 18, 19, 20, 22, 23, 71, 73, 74, 75, 76, 77, 78, 79, 80, 81, 82, 94, 99, 101
Cana-de-açúcar 24, 25, 26, 28, 29, 30
Cápsulas de orquídea 1
Cerrado 71, 72, 74, 79, 82, 103
Citocinina 73, 93, 94, 95, 98, 101
Citogenética 62, 63, 64, 66, 68, 69
Citometria de fluxo 62, 63, 65, 70
Compostos fenólicos 15, 28, 71, 73, 78, 79, 80, 93, 97, 100, 101, 119, 126, 127
Contaminação 24, 25, 26, 27, 28, 29, 35, 37, 56, 57, 74, 96, 117, 122, 123, 126
Contaminação *in vitro* 117
Conteúdo de DNA 62
Crinum americanum 12, 14
Cromossomo 63
Cultivo *in vitro* 12, 14, 15, 21, 24, 34, 71, 72, 73, 95, 115, 128

D

Desenvolvimento 1, 2, 4, 5, 6, 7, 9, 10, 15, 16, 17, 20, 21, 22, 28, 31, 33, 35, 37, 39, 40, 42, 44, 45, 46, 48, 50, 52, 53, 54, 57, 59, 94, 97, 98, 100, 107, 130
Diets bicolor 62, 63, 64, 65, 68
D-limoneno 56, 57, 58, 59, 60

E

Embebição 44, 47, 49, 50, 51, 52, 53
Espécie ornamental 62, 63, 67

Espécies arbóreas 54, 82, 117

F

Fabaceae 29, 71, 72, 81, 102

Fenóis 71, 73, 74, 75, 76, 77, 78, 79, 80, 81, 95, 97, 100, 101

Flavonóides 71, 78

Formação de plântulas 22

G

Germinação 12, 15, 16, 20, 21, 31, 35, 36, 37, 38, 39, 40, 41, 42, 43, 44, 45, 46, 47, 48, 49, 50, 51, 52, 53, 54, 55, 74, 82, 95, 96, 97, 102, 105, 106, 107, 108, 109, 110, 111, 112, 114, 115

Germinação in vitro 12, 20, 37, 39, 74, 95, 96, 97

H

Hibiscus 44, 45, 46, 47, 48, 50, 51, 52, 53, 54, 55

I

Índices biométricos 44

In vitro 12, 13, 14, 15, 16, 20, 21, 22, 23, 24, 25, 26, 27, 29, 30, 31, 32, 33, 34, 37, 39, 40, 41, 42, 43, 59, 60, 71, 72, 73, 74, 80, 81, 93, 94, 95, 96, 97, 98, 99, 100, 101, 102, 103, 104, 114, 115, 117, 118, 119, 120, 124, 125, 127, 128

L

Leucaena leucocephala 71, 72, 77, 78, 79, 80, 81, 82

M

Meristema apical 93, 101

Metabólitos secundários 12, 15, 81, 101

Métodos de desinfestação 24

Micropropagação 4, 21, 24, 25, 26, 29, 30, 31, 32, 33, 41, 93, 102, 117, 119

Mofo cinzento 56, 57, 58

Mogno 117, 118, 119, 126, 128

Morfoanatomia 129, 130, 131

Morfológicos 44, 46, 47, 134

N

NBR9050 83, 84

O

Óleos essenciais 56, 58

Orchidaceae 1, 2

Órgãos vegetativos 129, 131, 132, 140

Ornamental 1, 2, 13, 14, 23, 32, 43, 61, 62, 63, 65, 67, 103, 105, 106, 107, 108, 109, 111, 112,

113, 114, 115

Orquídeas 1, 2, 3, 4, 5, 6, 10, 11

Oxidação fenólica 117, 125, 127

P

Paisagismo 13, 14, 62, 65, 83

Phalaenopsis amabilis 1, 2, 3, 7, 10

Planta medicinal 71, 93

Planta ornamental 32

Plântulas 12, 15, 16, 17, 20, 22, 35, 36, 39, 40, 41, 44, 46, 47, 50, 52, 53, 54, 55, 65, 74, 93, 94, 95, 96, 97, 98, 99, 100, 101, 102, 105, 106, 107, 109, 110, 111, 112, 116, 127

Porta-enxerto 129, 130, 131, 135, 136, 137, 138, 139, 140

Produção de calos 12, 17

Pyrostegia venusta 76, 81, 93, 94, 95, 102, 103, 104

R

Reprodução 1

Rosaceae 129, 130, 141

Rosa sp. 136, 137, 138, 139, 140, 141

Roseira 56, 58, 130, 135, 137, 138, 139, 141

S

Segmentos nodais 71, 73, 74, 75, 79, 80, 126

Sementes 4, 7, 12, 14, 15, 16, 20, 30, 31, 34, 35, 36, 37, 38, 39, 40, 41, 42, 44, 45, 46, 47, 48, 49, 50, 51, 52, 53, 54, 55, 62, 65, 72, 74, 82, 95, 105, 106, 107, 108, 109, 110, 111, 112, 113, 114, 115, 116

Substratos 31

T

Tecidos vegetais 26, 27, 31, 34, 82, 101, 117, 119

Terpenos 56

Tratamento de sementes 106, 107, 112, 115

 **Atena**
Editora

2 0 2 0