



**UNIVERSIDADE DE BRASÍLIA  
INSTITUTO DE CIÊNCIAS BIOLÓGICAS  
DEPARTAMENTO DE BOTÂNICA  
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM BOTÂNICA**

**TATIANA DAVID MIRANDA**

**MORFOANATOMIA DE ÓRGÃOS VEGETATIVOS E REGENERAÇÃO  
*IN VITRO* A PARTIR DE SEGMENTOS RADICULARES DE  
*Jacaranda ulei* BUREAU & K. SCHUM. (BIGNONIACEAE)**

**BRASÍLIA-DF  
2014**



**UNIVERSIDADE DE BRASÍLIA  
INSTITUTO DE CIÊNCIAS BIOLÓGICAS  
DEPARTAMENTO DE BOTÂNICA  
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM BOTÂNICA**

**TATIANA DAVID MIRANDA**

**MORFOANATOMIA DE ÓRGÃOS VEGETATIVOS E REGENERAÇÃO  
*IN VITRO* A PARTIR DE SEGMENTOS RADICULARES DE  
*Jacaranda ulei* BUREAU & K. SCHUM. (BIGNONIACEAE)**

Dissertação apresentada ao Departamento de Botânica, Instituto de Ciências Biológicas, Universidade de Brasília, como parte dos requisitos necessários para a obtenção do título de Mestre em Botânica.

**ORIENTADORA: DRA. CONCEIÇÃO ENEIDA DOS SANTOS SILVEIRA**

**BRASÍLIA-DF  
2014**

**TATIANA DAVID MIRANDA**

**MORFOANATOMIA DE ÓRGÃOS VEGETATIVOS E REGENERAÇÃO *IN VITRO* A PARTIR DE  
SEGMENTOS RADICULARES DE *Jacaranda ullei* BUREAU & K. SCHUM. (BIGNONIACEAE)**

**MEMBROS DA BANCA EXAMINADORA:**

---

**Dra. Conceição Eneida dos Santos Silveira**  
Departamento de Botânica / UnB  
Presidente

---

**Dr. Luiz Alfredo Rodrigues Pereira**  
Departamento de Botânica / UnB  
Membro Titular

---

**Dra. Gabriela Ferreira Nogueira**  
Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia  
Membro Titular

---

**Dra. Sueli Maria Gomes**  
Departamento de Botânica / UnB  
Suplente

Ao meu marido, companheiro e amigo Vanderlei,  
Pelo amor, apoio incondicional e paciência,

**DEDICO.**

Aos meus pais Sidney e Cleidina,  
e às minhas irmãs Ana Beatriz, Carolina e Camila,  
por todo amor, paciência e compreensão,

**OFEREÇO.**

## AGRADECIMENTOS

---

Primeiramente a Deus, por estar sempre presente em minha vida e por ter me dado forças para prosseguir nesse caminho.

Aos professores, funcionários, colaboradores e estagiários do Departamento de Botânica da Universidade de Brasília, por todo aprendizado e auxílio recebidos durante o curso.

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) pela concessão da bolsa de estudo.

À professora orientadora Eneida Silveira, por todo apoio, incentivo, paciência e conhecimentos compartilhados durante esse período.

Ao meu marido Vanderlei, por sempre me incentivar e apoiar, mesmo nos momentos mais difíceis. Pelo auxílio nas coletas e nas demais etapas desse trabalho. Por toda paciência e compreensão.

À minha família, pelo grande apoio e incentivo durante essa jornada. Sem vocês nada disso seria possível.

A todos que contribuíram direta ou indiretamente para o desenvolvimento e conclusão desse trabalho.

*“Porque tudo é Dele, por Ele e para Ele.  
A Ele a glória pelos séculos! Amém.”*

**Rm 11, 36**

*“Tempos de crescimento implicam em dificuldades.*

*[...]*

*Quando, no decorrer da luta da vida, o homem chega a um ponto em que não avança, um suspiro escapa de seu peito – como naquele famoso trecho da Sinfonia em Dó menor de Beethoven, – essa situação não deve perdurar. Ele deve atrelar os cavalos de seu pensamento positivo, uma vez mais, e conduzir a luta até o fim.*

*Aquele que nunca descansa,  
aquele cujo pensamento almeja de  
corpo e alma ao impossível,  
esse é o vencedor.”*

**Richard Wilhelm**

**MORFOANATOMIA DE ÓRGÃOS VEGETATIVOS E REGENERAÇÃO *IN VITRO* A PARTIR DE SEGMENTOS RADICULARES DE *Jacaranda ulei* BUREAU & K. SCHUM. (BIGNONIACEAE).**

## **RESUMO**

---

A espécie *Jacaranda ulei* Bureau & K. Schum. pertence à família Bignoniaceae, e sua principal importância está no uso medicinal das folhas e do sistema subterrâneo, para o tratamento de infecções vaginais, feridas, entre outros. Considerando a necessidade da sua correta identificação, de forma que as drogas vegetais e os fitoterápicos desenvolvidos a partir dessa espécie sigam determinado padrão de qualidade, e que sua coleta seja realizada a partir do seu cultivo, e não provenha do extrativismo, o objetivo do trabalho foi descrever a morfoanatomia dos órgãos vegetativos e a regeneração *in vitro* de brotos a partir de segmentos de raiz de *J. ulei*. Nesse estudo, foram caracterizados o sistema subterrâneo, o caule e as folhas de cinco indivíduos coletados em áreas de cerrado *sensu stricto*, em Brasília-DF. Para os estudos da anatomia dos órgãos vegetativos e da ontogênese dos brotos adventícios, as amostras foram seccionadas e as lâminas histológicas confeccionadas conforme as técnicas convencionais. Para a regeneração dos brotos, foram utilizados explantes das regiões apical, central e basal da raiz primária de plantas de 60 dias, e de raízes adventícias de brotos micropropagados. Os explantes de raiz primária foram inoculados em meio contendo  $\frac{1}{4}$  dos sais de MS, adicionado de BAP/AIB combinados em diferentes concentrações, totalizando 48 tratamentos. Os explantes de raízes adventícias foram inoculados em  $\frac{1}{4}$ MS nas posições horizontal e vertical. Verificou-se que o sistema subterrâneo é constituído por xilopódio de formato fusiforme, com alta capacidade gemífera, e por raiz axial, ligeiramente tortuosa. O caule é flexível, estriado e gretado. A espécie possui características foliares específicas que garantem sua correta identificação, como seu limbo fortemente bulado e sua densa vilosidade na face abaxial. Anatomicamente, o xilopódio possui fibras floemáticas distribuídas em faixas, permeadas por esclereídes na região dos raios, assim como na raiz. São observados ainda canais secretores no floema e córtex do xilopódio. E testes realizados nesse órgão revelaram a presença de amido nas células parenquimáticas, que são abundantes, confirmando o caráter de reserva deste. A raiz apresenta vasos com conteúdo lipídico. O caule apresenta fibras gelatinosas, assim como a folha. As folhas são dorsiventrais e hipoestomáticas, com estômatos anomocíticos, com a presença de cristas estomáticas. A regeneração *in vitro* de *J. ulei* foi obtida com sucesso tanto a partir de raízes primárias quanto de raízes adventícias. Os segmentos de raízes primárias das regiões central e basal foram significativamente superiores. Os meios contendo 0,01 ou 0,05 mg.L<sup>-1</sup> de AIB combinados com 0,05 mg.L<sup>-1</sup> de BAP resultaram em um maior comprimento dos brotos. E o número de gemas formadas por explantes foram significativamente superiores em meio contendo 0,05 mg.L<sup>-1</sup> de BAP. Na regeneração de brotos a partir de raízes adventícias, os explantes cultivados na horizontal formaram mais brotos. Entretanto, os explantes cultivados verticalmente formaram mais gemas e o comprimento dos brotos foi superior. Os brotos regenerados a partir da raiz têm origem em gemas adventícias originadas no câmbio vascular. Dessa forma, é possível a realização do cultivo da espécie a partir de suas raízes para fins medicinais, como alternativa ao extrativismo.

**PALAVRAS-CHAVE:** caroba, carobinha-do-campo, Cerrado, medicinal, morfologia, xilopódio, raiz, caule, folha, microprogação.

---

**MORPHOLOGY, ANATOMY AND *IN VITRO* REGENERATION OF *Jacaranda ulei* BUREAU & K. SCHUM. (BIGNONIACEAE) FROM ROOT SEGMENTS.**

**ABSTRACT**

---

The species *Jacaranda ulei* Bureau & K. Schum. belongs to the Bignoniaceae family, and its leaves and underground system are frequently used as medicinal for treatment of vaginal infections and injuries. Medicinal plants need to be correctly identified, due to their importance in the preparation of phytotherapics and drugs. Hence, it is necessary that the development of these plants meet certain quality standards that encompass since the collection procedures to cultivation protocols. Thereby, the goal of this research was to describe the morphoanatomy of *J. ulei* vegetative organs as well as to regenerate *in vitro* shoots from root segments. For this study, five plants collected in Cerrado areas of Brasilia-DF were used. Then, the anatomy of vegetative organs and the ontogeny of adventitious shoots were analyzed and described. For adventitious shoot regeneration, root explants from 60-day-old seedlings (apical, middle and basal root regions), as well as adventitious roots from micropropagated shoots were cultivated *in vitro*. The primary root explants were inoculated and cultivated in a medium containing ¼ of MS salts, plus different BAP/IBA concentrations (48 treatments total). In addition, the effect of the position (horizontal and vertical) adventitious root explants were investigated using similar medium. It was found that *J. ulei* underground system consisted of a fusiform xylopodium with high bud-forming capacity and a slightly sinuous taproot. The stem was flexible, striated and cracked. This species showed peculiar leaf features that ensure a correct field identification, such as heavily bullate limbo and villus on the abaxial surface. Anatomically, the xylopodium had a phloem with fiber bundles, permeated by sclereids in the region of the rays, which was similar in the root region of the underground system. Secretory canals were also observed in xylopodium phloem and cortex. Histochemical tests that body revealed the presence of starch in the parenchyma cells, which were abundant, which is compatible with a reserve role for xylopodia. Moreover, the root showed vessels with lipid content. The stem had gelatinous fibers, which were also seen in *J. ulei* leaves. The leaves were dorsiventral, hypostomatic and anomocytic stomata that presented stoma ridges. *In vitro* regeneration of *J. ulei* was successfully accomplished from either primary or adventitious roots. The central and basal regions of primary roots showed significantly higher sprouting efficiency. The media containing 0.01 and 0.05 mg.L<sup>-1</sup> IBA combined with 0.05 mg.L<sup>-1</sup> BAP resulted in a greater shoot lengths. The medium containing 0.05 mg.L<sup>-1</sup> BAP resulted in significantly higher number of buds/explants. Shoot regeneration from horizontal adventitious root explants was higher. However, the explants cultivated vertically induced the formation of more buds and the longer shoots. The sprouts from roots were formed from adventitious buds originated in the vascular cambium. Thus, it is possible to cultivate this species from root explants, which provides an alternative to extractivism.

**KEYWORDS:** caroba, carobinha-do-campo, Cerrado, medicinal, morphology, xylopodium, root, stem, leaf, micropropagation.

---



## LISTA DE FIGURAS

---

### REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

- FIGURA 1.** Bioma Cerrado: vegetação do cerrado sensu stricto, na área de coleta dos espécimes, apresentando desde plantas herbáceas até espécies lenhosas, que geralmente possuem cascas espessas, galhos retorcidos e grandes folhas coriáceas. 19
- FIGURA 2.** Mapa do Bioma Cerrado evidenciando a distribuição da vegetação suprimida até 2010 (ciano) e da vegetação nativa remanescente (verde). Fonte: MMA & IBAMA, 2011. 20
- FIGURA 3.** Distribuição geográfica do mercado mundial de medicamentos em 2011, conforme a IMS Health. Fonte: ALVES, 2013. 23
- FIGURA 4.** Distribuição geográfica do mercado mundial de medicamentos fitoterápicos em 2011, conforme a IMS Health. Fonte: ALVES, 2013. 23
- FIGURA 5.** Distribuição do gênero *Jacaranda* Juss. no bioma Cerrado. Fonte: FARIAS, 2000. 26
- FIGURA 6.** Distribuição da espécie *Jacaranda ulei* Bureau & K. Schum. no bioma Cerrado. Fonte: RIBEIRO, 2003 28
- FIGURA 7.** *Jacaranda ulei* Bureau & K. Schum. (Bignoniaceae). 29

### CAPÍTULO I

- FIGURA 1.** Sistema subterrâneo de *Jacaranda ulei* Bureau & K. Schum. (Bignoniaceae). 57
- FIGURA 2.** Caule de *Jacaranda ulei* Bureau & K. Schum. (Bignoniaceae). 58
- FIGURA 3.** Folhas de *Jacaranda ulei* Bureau & K. Schum. (Bignoniaceae). 59

### CAPÍTULO II

- FIGURA 1.** Aspectos anatômicos do lenho do xilopódio de *Jacaranda ulei* Bureau & K. Schum. 82
- FIGURA 2.** Anatomia da casca do xilopódio de *Jacaranda ulei* Bureau & K. Schum. 83
- FIGURA 3.** Anatomia do lenho da raiz de *Jacaranda ulei* Bureau & K. Schum. 87
- FIGURA 4.** Aspectos anatômicos do lenho da raiz de *Jacaranda ulei* Bureau & K. Schum. 88
- FIGURA 5.** Secção transversal da casca e testes histoquímicos da raiz de *Jacaranda ulei* Bureau & K. Schum. 89
- FIGURA 6.** Anatomia do lenho do caule de *Jacaranda ulei* Bureau & K. Schum. 93
- FIGURA 7.** Aspectos anatômicos da casca do caule de *Jacaranda ulei* Bureau & K. Schum. em secção transversal. 94
- FIGURA 8.** Testes histoquímicos do caule de *Jacaranda ulei* Bureau & K. Schum. em secção transversal. 95
- FIGURA 9.** Epiderme do limbo do foliólulo de *Jacaranda ulei* Bureau & K. Schum. 97
- FIGURA 10.** Secções transversais do foliólulo de *Jacaranda ulei* Bureau & K. Schum. 98
- FIGURA 11.** Secções transversais do peciolo, do peciólulo, da raque e da ráquila da folha de *Jacaranda ulei* Bureau & K. Schum. 100

**CAPÍTULO III**

**FIGURA 1.** Aspecto dos brotos de *Jacaranda ulei* Bureau & K. Schum. regenerados *in vitro* a partir de segmentos de raiz primária.

123

**FIGURA 2.** Ontogênese de gemas adventícias de segmentos basais da raiz de *Jacaranda ulei* Bureau & K. Schum. em diferentes tempos de cultura.

127

## LISTA DE TABELAS

---

### CAPÍTULO I

<b>TABELA 1.</b> Dimensões do xilopódio, raiz, caule e folha de cada espécime de <i>Jacaranda ulei</i> Bureau & K. Schum. analisado	56
---	----

### CAPÍTULO II

<b>TABELA 1.</b> Porcentagem de vasos solitários e múltiplos presentes no xilopódio da planta adulta de <i>Jacaranda ulei</i> Bureau & K. Schum.	80
<b>TABELA 2.</b> Parâmetros anatômicos quantitativos dos elementos constituintes do xilopódio da planta adulta de <i>Jacaranda ulei</i> Bureau & K. Schum. (n = 50).	81
<b>TABELA 3.</b> Porcentagem de vasos solitários e múltiplos presentes na raiz da planta adulta de <i>Jacaranda ulei</i> Bureau & K. Schum.	86
<b>TABELA 4.</b> Parâmetros anatômicos quantitativos dos elementos constituintes da raiz da planta adulta de <i>Jacaranda ulei</i> Bureau & K. Schum. (n = 50).	86
<b>TABELA 5.</b> Porcentagem de vasos solitários e múltiplos presentes no caule da planta adulta de <i>Jacaranda ulei</i> Bureau & K. Schum.	92
<b>TABELA 6.</b> Parâmetros anatômicos quantitativos dos elementos constituintes do caule da planta adulta de <i>Jacaranda ulei</i> Bureau & K. Schum. (n = 50).	92

### CAPÍTULO III

<b>TABELA 1.</b> Efeito da posição do explante na formação de brotos a partir da regeneração de segmentos de raiz <i>in vitro</i> de <i>Jacaranda ulei</i> Bureau & K. Schum.	122
<b>TABELA 2.</b> Efeito da região do explante radicular na formação de brotos <i>in vitro</i> de <i>Jacaranda ulei</i> Bureau & K. Schum. (n=6).	124

## LISTA DE ABREVIATURAS E SIGLAS

---

AIB	Ácido indolbutírico
Anova	Análise de variância
ANVISA	Agência Nacional de Vigilância Sanitária
BAP	6-benzilaminopurina
CV	Coefficiente de variação
IBAMA	Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis
MMA	Ministério do Meio Ambiente
MS	Ministério da Saúde
MS	Meio de cultura formulado por Murashige & Skoog (1962)
OMS	Organização Mundial de Saúde (WHO – World Health Organization)
S	Desvio padrão
SISVAR	Programa de análises estatísticas da Universidade Federal de Lavras – MG
UnB	Universidade de Brasília
UB	Herbário da Universidade de Brasília

## SUMÁRIO

---

<b>1. INTRODUÇÃO GERAL .....</b>	<b>15</b>
<b>2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA.....</b>	<b>18</b>
2.1. O BIOMA CERRADO .....	18
2.2. AS PLANTAS MEDICINAIS.....	21
2.3. A FAMÍLIA BIGNONIACEAE .....	24
2.3.1. O GÊNERO <i>JACARANDA</i> JUSS.....	25
2.3.1.1. A ESPÉCIE <i>JACARANDA ULEI</i> BUREAU & K. SCHUM.....	27
2.4. SISTEMAS SUBTERRÂNEOS .....	30
2.5. CULTURA DE TECIDOS VEGETAIS.....	32
2.5.1. MICROPROPAGAÇÃO .....	33
2.5.2. REGENERAÇÃO <i>IN VITRO</i> A PARTIR DE SEGMENTOS RADICULARES .....	34
<b>3. OBJETIVOS.....</b>	<b>36</b>
3.1. OBJETIVO GERAL.....	36
3.2. OBJETIVOS ESPECÍFICOS .....	36
<b>REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....</b>	<b>37</b>
<b>CAPÍTULO I - MORFOLOGIA DOS ÓRGÃOS VEGETATIVOS DE <i>JACARANDA ULEI</i> BUREAU &amp; K. SCHUM.....</b>	<b>49</b>
<b>RESUMO .....</b>	<b>50</b>
<b>1. INTRODUÇÃO .....</b>	<b>51</b>
<b>2. MATERIAL E MÉTODOS .....</b>	<b>53</b>
<b>3. RESULTADOS .....</b>	<b>54</b>
3.1. DESCRIÇÃO MORFOLÓGICA DE <i>JACARANDA ULEI</i> BUREAU & K. SCHUM.....	54
<b>4. DISCUSSÃO.....</b>	<b>60</b>
<b>5. CONCLUSÕES .....</b>	<b>65</b>
<b>REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....</b>	<b>66</b>
<b>CAPÍTULO II - ANATOMIA DOS ÓRGÃOS VEGETATIVOS DE <i>JACARANDA ULEI</i> BUREAU &amp; K. SCHUM.....</b>	<b>72</b>
<b>RESUMO .....</b>	<b>73</b>
<b>1. INTRODUÇÃO .....</b>	<b>74</b>
<b>2. MATERIAL E MÉTODOS .....</b>	<b>77</b>
2.1. COLETA DOS ESPÉCIMES .....	77
2.2. PREPARAÇÃO HISTOLÓGICA.....	77
<b>3. RESULTADOS .....</b>	<b>79</b>

3.1.	SISTEMA SUBTERRÂNEO.....	79
3.1.1.	XILOPÓDIO.....	79
3.1.2.	RAIZ.....	84
3.2.	ESTRUTURA SECUNDÁRIA DO CAULE.....	90
3.3.	FOLHA.....	96
3.3.1.	LÂMINA DO FOLIÓLULO.....	96
3.3.2.	PECÍOLO E PECIÓLULO.....	99
3.3.2.	RAQUE E RÁQUILA.....	99
<b>4.</b>	<b>DISCUSSÃO.....</b>	<b>101</b>
<b>5.</b>	<b>CONCLUSÕES.....</b>	<b>105</b>
	<b>REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....</b>	<b>106</b>
	<b>CAPÍTULO III - REGENERAÇÃO <i>IN VITRO</i> A PARTIR DE SEGMENTOS RADICULARES DE <i>JACARANDA ULEI</i> BUREAU &amp; K. SCHUM.....</b>	<b>113</b>
	<b>RESUMO.....</b>	<b>114</b>
<b>1.</b>	<b>INTRODUÇÃO.....</b>	<b>115</b>
<b>2.</b>	<b>MATERIAL E MÉTODOS.....</b>	<b>117</b>
2.1.	COLETA DE MATERIAL VEGETAL, DESINFESTAÇÃO E CONDIÇÕES DE CULTIVO.....	117
2.2.	REGENERAÇÃO <i>IN VITRO</i> A PARTIR DE RAÍZES ADVENTÍCIAS.....	118
2.3.	REGENERAÇÃO <i>IN VITRO</i> A PARTIR DE RAIZ PRIMÁRIA.....	119
2.4.	ANÁLISE ESTATÍSTICA.....	119
2.5.	ONTOGÊNESE DE BROTO ADVENTÍCIO A PARTIR DE RAIZ DE <i>JACARANDA ULEI</i> BUREAU & K. SCHUM.....	119
<b>3.</b>	<b>RESULTADOS.....</b>	<b>121</b>
3.1.	REGENERAÇÃO <i>IN VITRO</i> DE <i>JACARANDA ULEI</i> BUREAU & K. SCHUM.....	121
3.1.1.	REGENERAÇÃO <i>IN VITRO</i> A PARTIR DE EXPLANTES DE RAIZ ADVENTÍCIA INOCULADOS EM DIFERENTES POSIÇÕES.....	121
3.2.	REGENERAÇÃO <i>IN VITRO</i> A PARTIR DE DIFERENTES SEGMENTOS DE RAIZ PRIMÁRIA.....	122
3.3.	ONTOGÊNESE DE BROTO ADVENTÍCIO A PARTIR DE RAIZ DE <i>JACARANDA ULEI</i> BUREAU & K. SCHUM.....	125
<b>4.</b>	<b>DISCUSSÃO.....</b>	<b>128</b>
4.1.	REGENERAÇÃO <i>IN VITRO</i> DE <i>JACARANDA ULEI</i> BUREAU & K. SCHUM.....	128
4.1.1.	A PARTIR DE EXPLANTES DE RAIZ INOCULADOS EM DIFERENTES POSIÇÕES.....	128
4.1.2.	A PARTIR DE DIFERENTES SEGMENTOS RADICULARES.....	128
<b>5.</b>	<b>CONCLUSÕES.....</b>	<b>130</b>
	<b>REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....</b>	<b>131</b>

# 1. INTRODUÇÃO GERAL

---

O Cerrado é um dos biomas mais ameaçados do mundo. É considerado um dos hotspots mundiais devido à sua alta biodiversidade e ao acentuado processo de degradação que vem ocorrendo nas últimas décadas (MYERS *et al.*, 2000).

Embora o desmatamento já tenha atingido mais de 48% da vegetação nativa do Cerrado (MINISTÉRIO DO MEIO AMBIENTE & INSTITUTO BRASILEIRO DO MEIO AMBIENTE E DOS RECURSOS NATURAIS RENOVÁVEIS, 2011), sua biodiversidade mantém-se elevada (PAGOTTO *et al.*, 2006), sendo considerada a maior do planeta quando comparado às demais savanas tropicais (CALIXTO, 2003). Um dos maiores potenciais econômicos dessa diversidade encontra-se na descoberta de novos medicamentos, produzidos direta ou indiretamente, a partir das plantas medicinais disponíveis no bioma (RODRIGUES & NOGUEIRA, 2008).

No Brasil, a indústria de fitofármacos alcançou o valor de aproximadamente R\$1,1 bilhão em 2011 (SCARAMUZZO, 2012). Todavia, apenas um baixo número de espécies medicinais do país obteve o registro, junto à Agência Nacional de Vigilância Sanitária (ANVISA), para a produção de medicamentos. Estes dados refletem o quanto é ainda limitado o uso econômico da biodiversidade brasileira (RODRIGUES & NOGUEIRA, 2008).

A flora do Cerrado possui enorme riqueza de espécies usadas na medicina popular (RODRIGUES & CARVALHO, 2001a; SILVA & PROENÇA, 2008; VILA VERDE *et al.*, 2003), possivelmente devido às características peculiares das plantas do bioma, como a presença de cascas e órgãos que armazenam reservas, e que, muitas vezes, apresentam substâncias farmacologicamente ativas. Dentre as espécies nativas de grande interesse medicinal, encontram-se as do gênero *Jacaranda*, as quais são utilizadas no tratamento de diversas enfermidades (GACHET & SCHÜHLY, 2009; RAHMATULLAH *et al.*, 2010).

No gênero *Jacaranda*, desta-se *Jacaranda ulei* Bureau & K. Schum., um subarbusto de folhas e flores bastante vistosas (GENTRY, 1992; RIBEIRO, 2003), popularmente denominada caroba e carobinha-do-campo (FARIAS *et al.*, 2002). Esta espécie possui ampla utilização medicinal nos tratamentos de reumatismo, problemas da coluna,

doenças da pele e das vias urinárias, inflamação vaginal, feridas, coceiras e como depurativo do sangue (BARBOSA, 2010; BARROS, 1982; CARNEIRO, 2009; VIEIRA & MARTINS, 2000). Seus princípios ativos são encontrados nas folhas, no caule e no sistema subterrâneo (CARNEIRO, 2009). As folhas e sistema subterrâneo possuem ainda ação antioxidante, com a presença de compostos fenólicos em ambos os órgãos (FARIAS *et al.*, 2013). Além disso, conforme ensaios realizados por Assis (2013), a espécie apresenta atividade antifúngica.

Não obstante, *J. ulei* também é utilizada pela população no combate a doenças em animais, e seu uso se dá em seis das seguintes categorias: desordens do sistema metabólico, desordens do sistema endócrino, desordens do sistema tegumentar, desordens do sistema digestivo, desordens do sistema músculo esquelético, doenças parasitárias, doenças infecciosas, processos inflamatórios (MARCONDES & OLIVEIRA, 2011).

*J. ulei* possui folhas bipinadas e flores vináceas, características comuns a outras espécies do gênero, como *Jacaranda praetermissa* Sandwith, *Jacaranda pulcherrima* Morawetz e *Jacaranda jasminoides* (Thunb.) Sandwith (GENTRY, 1992). Dessa forma, torna-se difícil sua identificação. Todavia, *J. ulei* possui propriedades medicinais que podem não estar presentes nas outras espécies do mesmo gênero, pois os princípios ativos variam de acordo com a espécie (RODRIGUES & CARVALHO, 2001b).

O uso da medicina tradicional para o tratamento e a prevenção de enfermidades é uma prática milenar, que foi desenvolvida e eternizada pela humanidade ao longo dos séculos (FERREIRA, 2006). Além do uso das plantas medicinais *in natura*, são utilizados também os fitoterápicos, os quais são constituídos por cápsulas, tinturas, xaropes, extratos-fluídos, drágeas, comprimidos e soluções (MIGUEL & MIGUEL, 2004). As ervas de uso terapêutico são comercializadas em todo o país e podem ser adquiridas inclusive em feiras livres, na maioria das vezes, sem a padronização e a regulamentação necessária (RODRIGUES & NOGUEIRA, 2008).

Neste contexto, um dos principais problemas encontrados no uso de plantas medicinais e na fabricação de fitoterápicos está na incorreta identificação botânica das espécies, o que afeta a qualidade do produto final, podendo ocorrer desde reações adversas até mesmo graves intoxicações ao usuário (MIGUEL & MIGUEL, 2004). Outro agravante, porém situação comum é o fato de uma espécie ter o mesmo nome popular de outra, sendo ambas, muitas vezes, utilizadas para o mesmo fim. O que ocorre é que nem sempre ambas as



espécies tem o mesmo princípio ativo para o tratamento de uma mesma doença, e em consequência, caso se use a planta errada o usuário não terá o efeito esperado.

Existe ainda o caso de plantas semelhantes, de uma mesma família, serem vendidas uma no lugar da outra para baratear o custo, como ocorre, por exemplo, com o funcho (*Foeniculum vulgare* Mill.) e a erva-doce (*Pimpinella anisum* L.), ambas pertencentes à família botânica (Apiaceae). Estas plantas são bastante parecidas, mas seus princípios ativos são diferentes, sendo a erva-doce vendida como funcho por possuir menor custo (RODRIGUES & CARVALHO, 2001b). Por isso, é necessário que se tenha um rígido controle de qualidade no comércio de fitoterápicos e de plantas medicinais.

Para possibilitar o estabelecimento de um padrão de controle de qualidade das plantas medicinais e dos fitoterápicos comercializados e permitir uma correta identificação das espécies, são necessários, além de estudos taxonômicos, estudos morfoanatômicos das plantas medicinais, para um profundo conhecimento da estrutura externa e interna dos órgãos, que permitam uma correta identificação da planta comercializada. Considerando ainda a tendência mundial no aumento do uso de fitoterápicos, as pesquisas com plantas medicinais, principalmente as do Cerrado, se tornam imprescindíveis e necessárias, inclusive para a manutenção do bioma (GUARIM NETO & MORAIS, 2003).

Além disso, as plantas medicinais são, na maioria das vezes, obtidas por meio do extrativismo (BENINI *et al.*, 2010). O dano causado pela extração excessiva do material biológico, do campo, geralmente não é considerado, assim como a conservação das espécies e o correto manejo dos recursos naturais (RODRIGUES & CARVALHO, 2001a). Dessa forma, estudos envolvendo plantas medicinais são de fundamental importância, pois a coleta para comercialização pode ocasionar a extinção das espécies. Iniciativas que incentivem o cultivo dessas espécies são essenciais, bem como pesquisas relacionadas às formas de cultivo (LIMA *et al.*, 2014; PALHARES & SILVEIRA *et al.*, 2007; SILVEIRA *et al.*, 2013b).

Visando fornecer subsídios para a correta identificação de *J. ulei*, de forma a auxiliar na obtenção de fitoterápicos e drogas vegetais de qualidade, e disponibilizar outras formas de cultivo da espécie, esse trabalho teve como objetivo descrever a morfoanatomia dos órgãos vegetativos e estabelecer um protocolo para a regeneração *in vitro* de brotos a partir de segmentos radiculares de *J. ulei*.

## 2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

---

### 2.1. O BIOMA CERRADO

O Brasil possui cerca de 20% do total de espécies do planeta, o que lhe confere a maior biodiversidade do mundo (CALIXTO, 2003). No Cerrado, foram registradas mais de 10 mil espécies de plantas (RATTER *et al.*, 1997), sendo que muitas têm ocorrência restrita ao bioma. Dessa forma, o Cerrado é considerado a savana tropical mais rica do mundo quanto à sua biodiversidade (MYERS *et al.*, 2000), apresentando 30% da diversidade do país (PAGOTTO *et al.*, 2006), o que equivale a aproximadamente 5% da biodiversidade do planeta (MINISTÉRIO DO MEIO AMBIENTE, 2011).

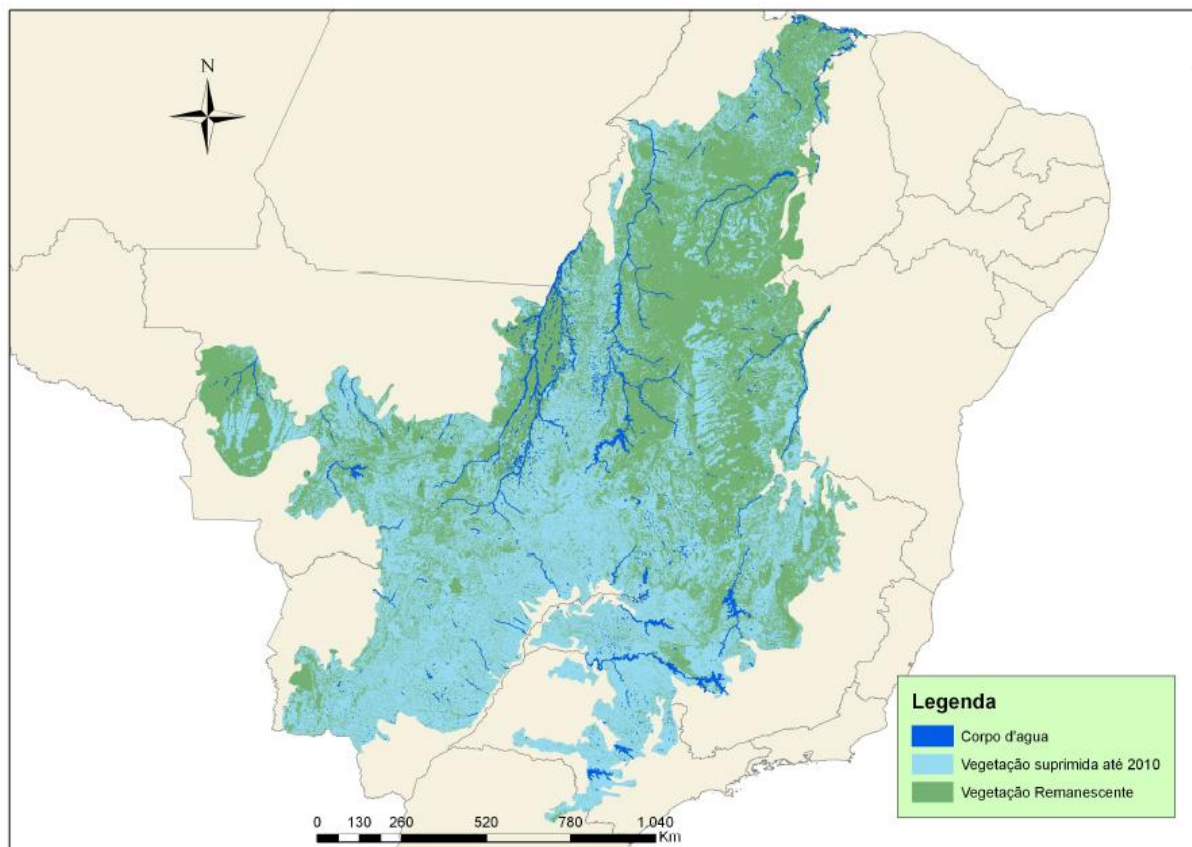
O Cerrado é o segundo maior bioma brasileiro e ocupa uma área de mais de 2 milhões de quilômetros quadrados (INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA E ESTATÍSTICA, 2004; SILVA *et al.*, 2006), representando cerca de 23% do território nacional (AB'SABER, 1983; INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA E ESTATÍSTICA, 2004). É composto por vários tipos de vegetação, que resultam da diversidade de clima, de solos e de topografia dessa extensa região. O clima influencia tanto na composição dos diferentes tipos de vegetação, quanto na organização e na produção do seu espaço geográfico (SILVA *et al.*, 2008).

Fisionomicamente, o Cerrado possui formações campestres, savânicas e florestais, sendo muito diversificado e peculiar (RIBEIRO & WALTER, 2008). Apresenta um mosaico de vegetação que abrange desde plantas herbáceas até espécies lenhosas (Figura 1), que geralmente possuem cascas espessas, galhos retorcidos e grandes folhas coriáceas (ADÂMOLI *et al.*, 1985; RIBEIRO & WALTER, 2008). A vegetação do bioma é caracteristicamente xeromórfica (EITEN, 1972).



**FIGURA 1.** Bioma Cerrado: vegetação do cerrado *sensu stricto* durante a estação seca, apresentando plantas herbáceas, arbustivas e árvores baixas e tortuosas, com ramificações irregulares e retorcidas, características do bioma.

O Cerrado é considerado um dos *hotspots* mundiais, ou seja, possui alta concentração de espécies endêmicas e nas últimas décadas vem sofrendo um acentuado processo de degradação (MYERS *et al.*, 2000; PAGOTTO *et al.*, 2006). Apesar da sua importância ecológica e sua alta biodiversidade, várias espécies do bioma encontram-se na “Lista de Espécies da Flora Brasileira Ameaçadas de Extinção” (MINISTÉRIO DO MEIO AMBIENTE, 2008). Este fato agrava-se pela constante redução das áreas nativas do bioma em decorrência da falta de planejamento no uso da terra (KLINK & MACHADO, 2005). Até 2010, ocorreram perdas superiores a 48% da vegetação nativa do Cerrado (Figura 2) (MINISTÉRIO DO MEIO AMBIENTE & INSTITUTO BRASILEIRO DO MEIO AMBIENTE E DOS RECURSOS NATURAIS RENOVÁVEIS, 2011).



**FIGURA 2.** Mapa do Bioma Cerrado evidenciando a distribuição da vegetação suprimida até 2010 (ciano) e da vegetação nativa remanescente (verde). Fonte: MINISTÉRIO DO MEIO AMBIENTE & INSTITUTO BRASILEIRO DO MEIO AMBIENTE E DOS RECURSOS NATURAIS RENOVÁVEIS, 2011.

O desmatamento no Cerrado é intenso devido a vários fatores, entre os quais: o bioma possui características propícias à agricultura, à pecuária e à alta demanda por carvão vegetal (MINISTÉRIO DO MEIO AMBIENTE, 2011). As principais formas de uso da terra são as implantações de pastagens (41,56%), atividades agrícolas (11,35%), áreas urbanas (1,90%) e florestas artificiais (0,07%) (KLINK & MACHADO, 2005). A perda da cobertura vegetal nativa do Cerrado resulta na fragmentação dos habitats, extinção de espécies nativas, propagação de espécies exóticas e pode causar o desequilíbrio no ciclo de carbono, entre tantos outros prejuízos ao bioma (MINISTÉRIO DO MEIO AMBIENTE, 2011).

Dessa forma, em virtude do rápido e contínuo desaparecimento desse bioma, é essencial a implantação de projetos de manejo em áreas nativas do Cerrado e de recuperação das áreas degradadas para conservação dos recursos naturais. Para tanto, o desenvolvimento de pesquisas sobre a vegetação disponível no bioma é de extrema necessidade, visando à

elaboração de propostas de uso sustentável dos recursos vegetais disponíveis nesses territórios como forma de conservar sua biodiversidade.

## 2.2. AS PLANTAS MEDICINAIS

As plantas medicinais são utilizadas para o tratamento, cura e prevenção de doenças, sendo uma das mais antigas formas de prática medicinal. Desde a antiguidade os homens buscam na natureza o tratamento de suas enfermidades. Os registros mais antigos de prescrições médicas, ainda existentes, datam de 3.500 a.C. e são provenientes do Oriente Médio (DUNIAU, 2003). Evidências mais remotas demonstram que as propriedades medicinais das plantas já eram conhecidas a cerca 60 mil anos atrás. Com o passar do tempo o homem aprofundou os conhecimentos terapêuticos, de modo a aprimorar a cura de suas moléstias, transmitindo as descobertas de geração a geração (MIGUEL & MIGUEL, 2004).

No Brasil, antes mesmo do seu descobrimento, os índios já utilizavam as plantas como corantes, para a cura de moléstias e para auxiliar na pesca. O conhecimento indígena acerca dos vegetais utilizados no tratamento de enfermidades foi construído a partir de observações de animais que procuravam determinadas ervas quando doentes. Por exemplo, a espécie *Carapichea ipecacuanha* (Brot.) L. Andersson, popularmente conhecida como ipecacuanha, era comumente procurada por animais que se alimentavam de suas raízes para tratar de cólicas e diarreias. Com a colonização do país, a medicina tradicional recebeu influência da cultura europeia e africana (RODRIGUES & CARVALHO, 2001b).

O emprego das plantas medicinais tem evoluído durante milênios, desde as formas mais primitivas de tratamento até a terapêutica moderna, com inúmeros medicamentos tecnologicamente sofisticados fabricados em grandes indústrias (LORENZI & MATOS, 2008; SIANI, 2003). Diversos destes medicamentos foram desenvolvidos, direta ou indiretamente, a partir de princípios ativos extraídos de plantas. Dentre estes estão: o ópio, extraído da papoula para a fabricação de anestésicos e calmantes; o quinino, retirado da casca da árvore de quina e utilizado no tratamento da malária; a digitalina, obtida da dedaleira e usada na cura de doenças cardíacas; a salicina, extraída da casca do salgueiro e utilizada como analgésico; e a atropina, retirada da beladona para o tratamento de enfermidades nos olhos (ALVES, 2013; ALZUGARAY & ALZUGARAY, 1983; SIANI, 2003; STONE, 1763).

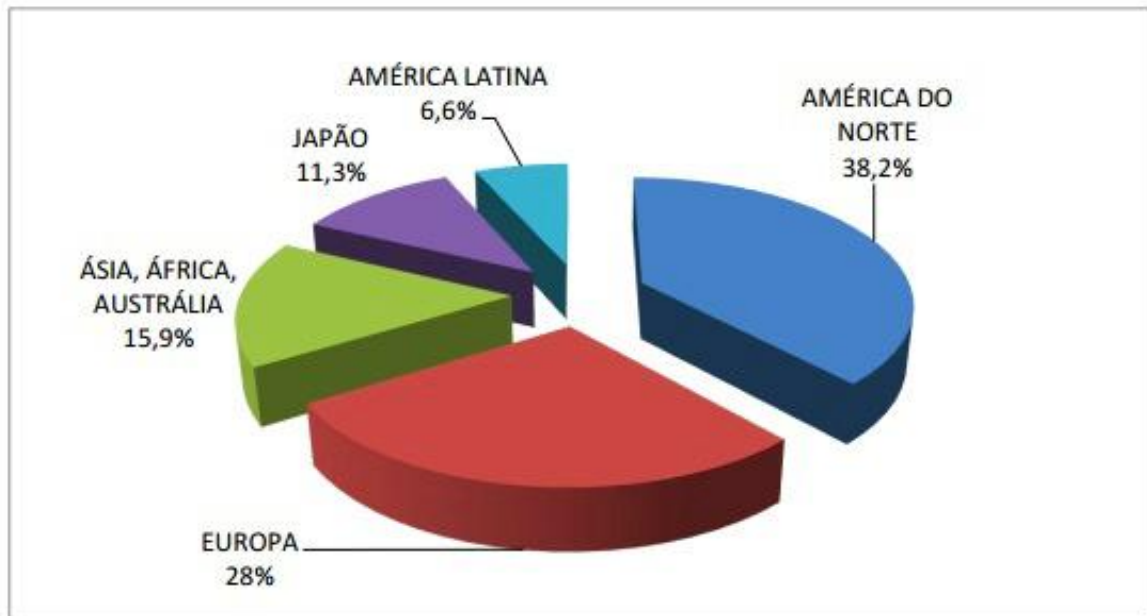
A partir da última década do século XX, as práticas da medicina tradicional expandiram mundialmente, sendo utilizadas por cerca de 80% da população global, conforme a Organização Mundial de Saúde - OMS (BASSO *et al.*, 2005; MINISTÉRIO DA SAÚDE, 2006). As plantas medicinais e a medicina tradicional ainda são utilizadas por grande parte da população de diversos países, e seu uso é crescente, sendo um importante recurso na atenção básica à saúde (WORLD HEALTH ORGANIZATION, 2013). Esse fato deve-se, principalmente, à dificuldade enfrentada pelas populações carentes ao utilizar a medicina alopática, e à facilidade encontrada na obtenção das plantas medicinais e na sua grande tradição (VEIGA JUNIOR & PINTO, 2005).

A medicina tradicional é hoje mundialmente utilizada, seja para os cuidados primários de saúde, ou, paralelamente à medicina alopática, para sua complementação (WORLD HEALTH ORGANIZATION, 2002; WORLD HEALTH ORGANIZATION, 2013). Com o considerável aumento no uso das plantas medicinais, a OMS forneceu apoio aos países membros para o desenvolvimento de pesquisas relacionadas à medicina tradicional (WORLD HEALTH ORGANIZATION, 2013). É importante destacar que o estudo das plantas medicinais não se limita apenas ao conhecimento químico ou farmacológico, mas também abrange pesquisas envolvendo áreas como botânica, antropologia, entre outras, de forma que seja possível a obtenção de drogas vegetais de boa qualidade (CASTRO *et al.*, 2001).

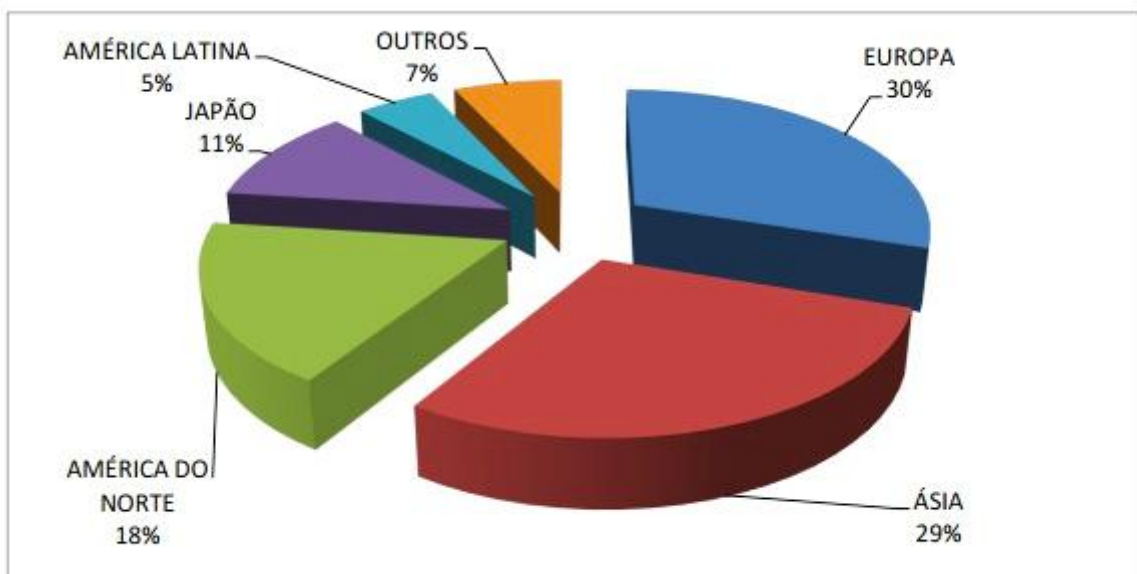
A qualidade das plantas medicinais e dos fitoterápicos depende de diversos fatores, e um dos problemas que ocorre com maior frequência é a incorreta identificação botânica do material vegetal (CASTRO *et al.*, 2001; MIGUEL & MIGUEL, 2004). A qualidade final do produto pode ainda ser influenciada por fatores climáticos, fatores edáficos, época de coleta e condições de secagem e armazenamento do material vegetal (CASTRO *et al.*, 2001; OLIVEIRA *et al.*, 1996).

O mercado mundial de medicamentos, incluindo os sintéticos e os naturais, movimentou 800 bilhões de dólares em 2011, número que variou em cada região (Figura 3). No mesmo período, o mercado de fitoterápicos atingiu o valor de 26 bilhões de dólares, com variações regionais análogas (Figura 4) (ALVES, 2013). O mercado de fitoterápicos no Brasil chegou ao valor de aproximadamente R\$1,1 bilhão em 2011, com cerca de 45 milhões de unidades comercializadas, o que significou um crescimento de 13% em relação ao ano

anterior. No mesmo ano, a receita integral do setor farmacêutico no país foi de R\$ 43 bilhões (SCARAMUZZO, 2012).



**FIGURA 3.** Distribuição geográfica do mercado mundial de medicamentos em 2011, conforme a IMS Health. Fonte: ALVES, 2013.



**FIGURA 4.** Distribuição geográfica do mercado mundial de medicamentos fitoterápicos em 2011, conforme a IMS Health. Fonte: ALVES, 2013.

No Brasil, a obtenção de plantas medicinais ocorre, em sua grande maioria, a partir da coleta extensiva e extrativista da flora silvestre (RODRIGUES & CARVALHO, 2001b). Feirantes e mateiros ignoram o impacto do excesso de coletas sobre a diversidade local, explorando a natureza de forma indiscriminada (AZEVEDO & SILVA, 2006). Foi observado, inclusive, o uso de técnicas de coleta altamente agressivas, tendo em vista que, para certas espécies, a casca do caule é completamente retirada por ser a parte mais procurada para comercialização (ALMEIDA & ALBUQUERQUE, 2002). Constatou-se ainda que, mesmo com as espécies medicinais sendo exportadas em grande quantidade, seja na forma bruta ou como fitoterápicos, um número bastante reduzido de espécies são cultivadas, ainda que em pequena escala (RODRIGUES & CARVALHO, 2001b).

### 2.3. A FAMÍLIA BIGNONIACEAE

A família Bignoniaceae, ordem Lamiales, possui 8 tribos formadas por espécies pantropicais, predominantemente neotropicais, tendo o Brasil como centro da sua diversidade (BARROSO *et al.*, 1991; GENTRY, 1980; SOUZA & LORENZI, 2008). A família é constituída por 82 gêneros e por cerca de 860 espécies (LOHMANN & ULLOA, 2007), e no país ocorrem 32 gêneros e 391 espécies (LOHMANN, 2013).

Inicialmente, a família foi dividida nas tribos: Tecomeae, Bignonieae, Crescentieae, Coleeae, Eccremocarpeae, Oroxyleae, Schlegelieae e Tourrettieae (GENTRY, 1980). Todavia, a partir de novos estudos abordando a filogenia molecular, esta família recentemente passou a abranger as seguintes tribos: Jacarandaeae, Tecomeae, Bignonieae, Crescentieae, Coleeae, Oroxyleae, Catalpeae e Tourrettieae (OLMSTEAD *et al.*, 2009). Pesquisas demonstraram que a família Bignoniaceae é monofilética, porém algumas de suas tribos não são (OLMSTEAD *et al.*, 2009; SPANGLER & OLMSTEAD, 1999). Jacarandaeae possui aproximadamente 55 espécies neotropicais (GENTRY, 1980).

A família Bignoniaceae caracteriza-se por apresentar árvores, arbustos e lianas lenhosas, as quais frequentemente possuem gavinhas, com folhas geralmente opostas e compostas, sem estípulas. As flores são vistosas, monóclinas, zigomorfas, diclamídeas, gamopétalas e gamossépalas. O androceu é formado por 4 estames didínamos e 1 estaminódio. É comum a presença de disco nectarífero. O ovário é súpero e bicarpelar, com



placenta bipartida. O fruto pode ser do tipo cápsula septicida ou loculicida, raramente baga, e as sementes são comumente aladas (SOUZA & LORENZI, 2008). Características como a estrutura dos frutos e o hábito diferenciam facilmente as tribos presentes no país (BARROSO *et al.*, 1991; CRONQUIST, 1981; SANDWITH & HUNT, 1974; VON POSER *et al.*, 2000).

A importância econômica da família deve-se ao potencial madeireiro, ornamental e medicinal de suas espécies (SIMPSON, 2006). A madeira das Bignoniáceas pode ser empregada na construção civil, na marcenaria e na carpintaria em geral (LORENZI, 1992). Comumente, suas flores são grandes e coloridas, e sua floração é bastante abundante ou muito prolongada (RAMALHO & PROENÇA, 2004). Gêneros como *Handroanthus* Mattos, *Jacaranda* Juss. e *Tabebuia* Gomes *ex* DC. possuem grande uso paisagístico (LLAMAS, 2003). O potencial medicinal é observado em gêneros como *Arrabidaea* DC., *Callichlamys* Miq., *Kigelia* DC. e *Jacaranda* (BARBOSA, 2010; BRANDÃO *et al.*, 2010; HASSAN *et al.*, 2011). Diversas espécies da família contêm metabólitos secundários como flavonoides, taninos, alcaloides, entre outros. E possuem atividade antibacteriana, antifúngica, antiviral, antioxidante, adstringente, diurética, etc. (CHOUDHURY *et al.*, 2011; RAHMATULLAH *et al.*, 2010).

### 2.3.1. O GÊNERO *JACARANDA* JUSS.

O gênero *Jacaranda* Juss. pertence à tribo Jacarandae (OLMSTEAD *et al.*, 2009) e inclui 49 espécies, sendo a maior parte formada de árvores decíduas e arbustos (GENTRY, 1992). No Brasil, encontram-se 35 espécies, sendo que 31 são endêmicas. Cerca de 54% destas estão presentes no Cerrado (Figura 5). Contudo, sua distribuição ocorre em todo o país, incluindo os domínios fitogeográficos: Mata Atlântica, Caatinga, Pantanal e Amazônia (LOHMANN, 2013).

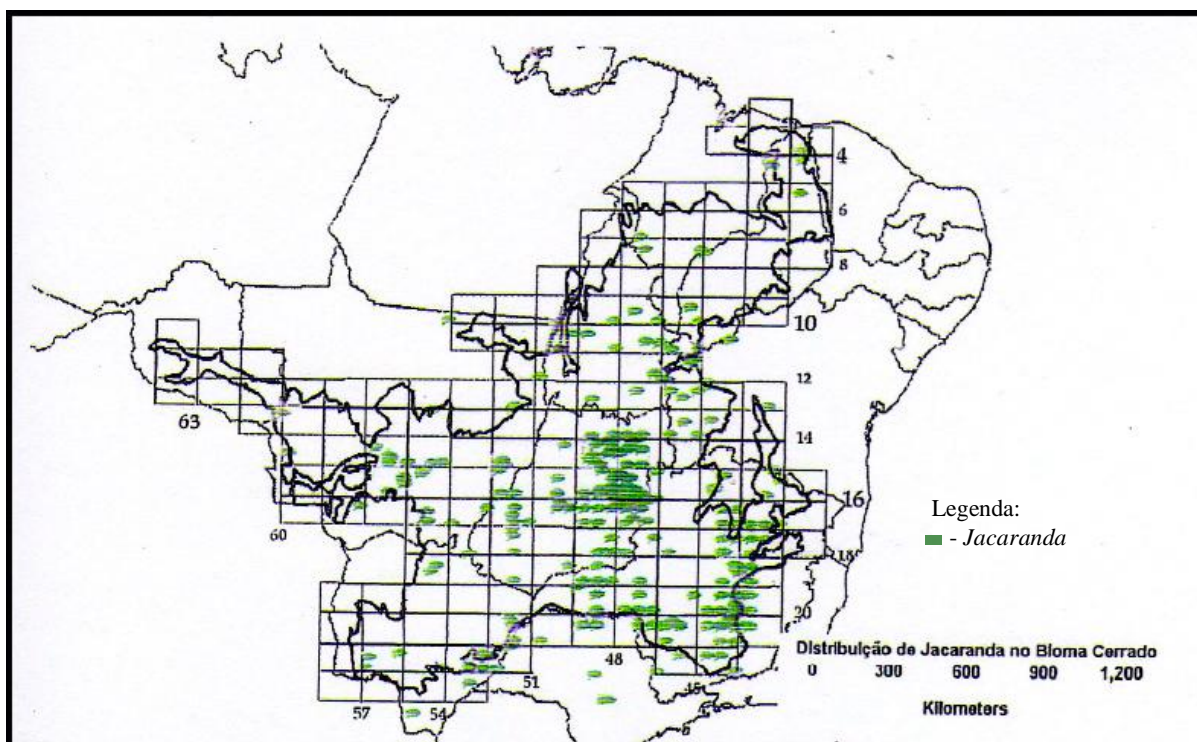


FIGURA 5. Distribuição do gênero *Jacaranda* Juss. no bioma Cerrado. Fonte: FARIAS, 2000.

O gênero *Jacaranda* é constituído por árvores, arbustos ou subarbustos com xilopódio. As folhas são, em geral, bipinadas, mas podem ser pinadas (ocasionalmente) ou simples (raramente). Possuem foliólulos inteiros a dentados. A inflorescência é terminal ou lateral, do tipo panícula, ou raramente tirso ou racemo, com floração que varia de diminuta a abundante. As flores possuem corola azul, roxo-azulada a vinho escuro; possui estaminódio longo ultrapassando as anteras, na maioria das vezes piloso com tricomas glandulares no ápice e com outros tipos de tricomas. Os frutos são tipo cápsula loculicida (FARIAS, 2000; GENTRY, 1992).

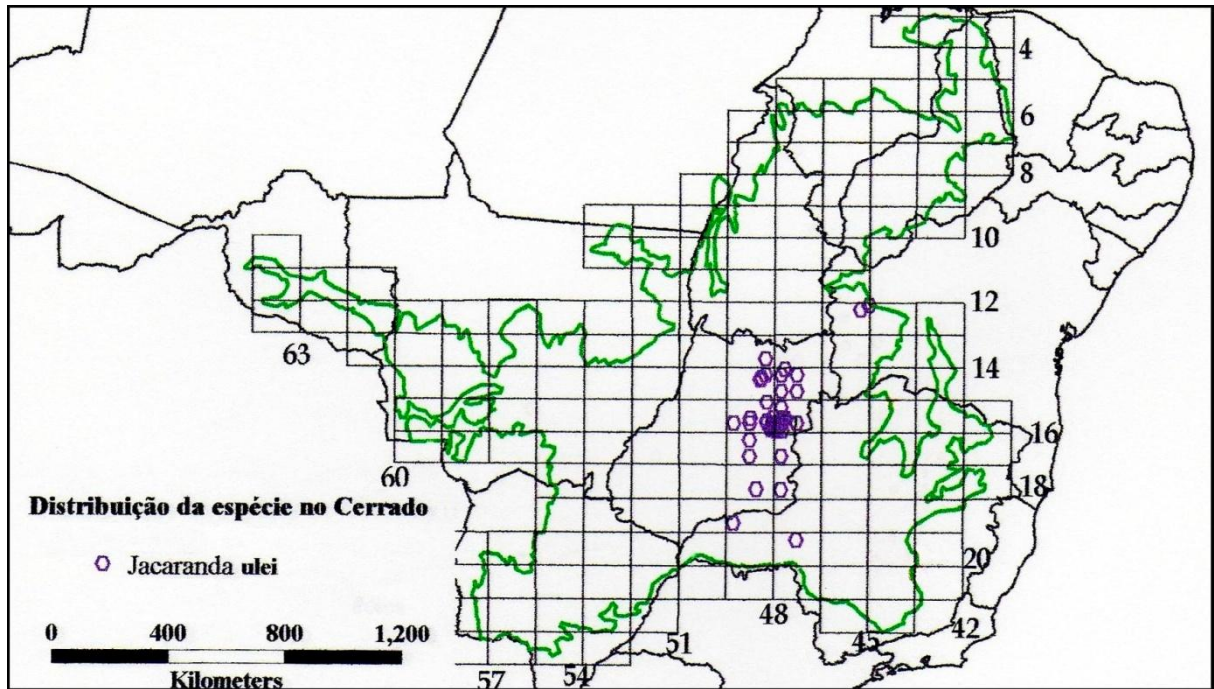
As plantas do gênero *Jacaranda* possuem uso no setor madeireiro e ornamental. *Jacaranda cuspidifolia* Mart. possui madeira de média durabilidade própria para marcenaria, além de ser extremamente ornamental. Esta espécie é utilizada no paisagismo de diversas cidades de Minas Gerais. *Jacaranda macrantha* Cham. é formada por madeira moderadamente pesada, podendo ser empregada na construção civil, na fabricação de móveis e instrumentos musicais, e de modo geral, na marcenaria e carpintaria. É também uma espécie ornamental. *Jacaranda puberula* Cham. é constituída de madeira própria para a construção civil, para carpintaria e celulose, entre outros, além de ser uma árvore empregada no paisagismo, especialmente na arborização de ruas estreitas e sob redes de energia. *Jacaranda*

*copaia* (Aubl.) D. Don. é empregada no paisagismo, sendo muito utilizada na arborização urbana e rural da região norte do país (LORENZI, 1992). *Jacaranda mimosifolia* D. Don é uma árvore tropical amplamente distribuída, utilizada com fins ornamentais (LLAMAS, 2003).

As espécies do gênero ainda possuem ampla utilização na medicina tradicional (GACHET & SCHÜHLY, 2009; RAHMATULLAH *et al.*, 2010). O infuso das folhas e das cascas do caule e da raiz de *Jacaranda caroba* (Vell.) DC. é indicado como adstringente, antissifilítico, antirreumático, diurético, para a cura de afecções cutâneas, além de possuir ação sudorífica. As espécies *Jacaranda brasiliana* (Lam.) Pers. e *Jacaranda decurrens* Cham. são utilizadas no tratamento de úlceras externas, doenças de pele e como depurativo. Para isso, são utilizadas as folhas e a casca do caule em infusos e cataplasmas, no caso de folhas secas (BALBACH, 1926; RODRIGUES & CARVALHO, 2001b). Pesquisas constataram que a espécie *Jacaranda caucana* Pittier demonstrou atividade contra protozoários (WENIGER *et al.*, 2001), e comprovaram a eficácia do uso popular de *J. cuspidifolia* no tratamento de gonorreia e como agente antibacteriano (ARRUDA *et al.*, 2011).

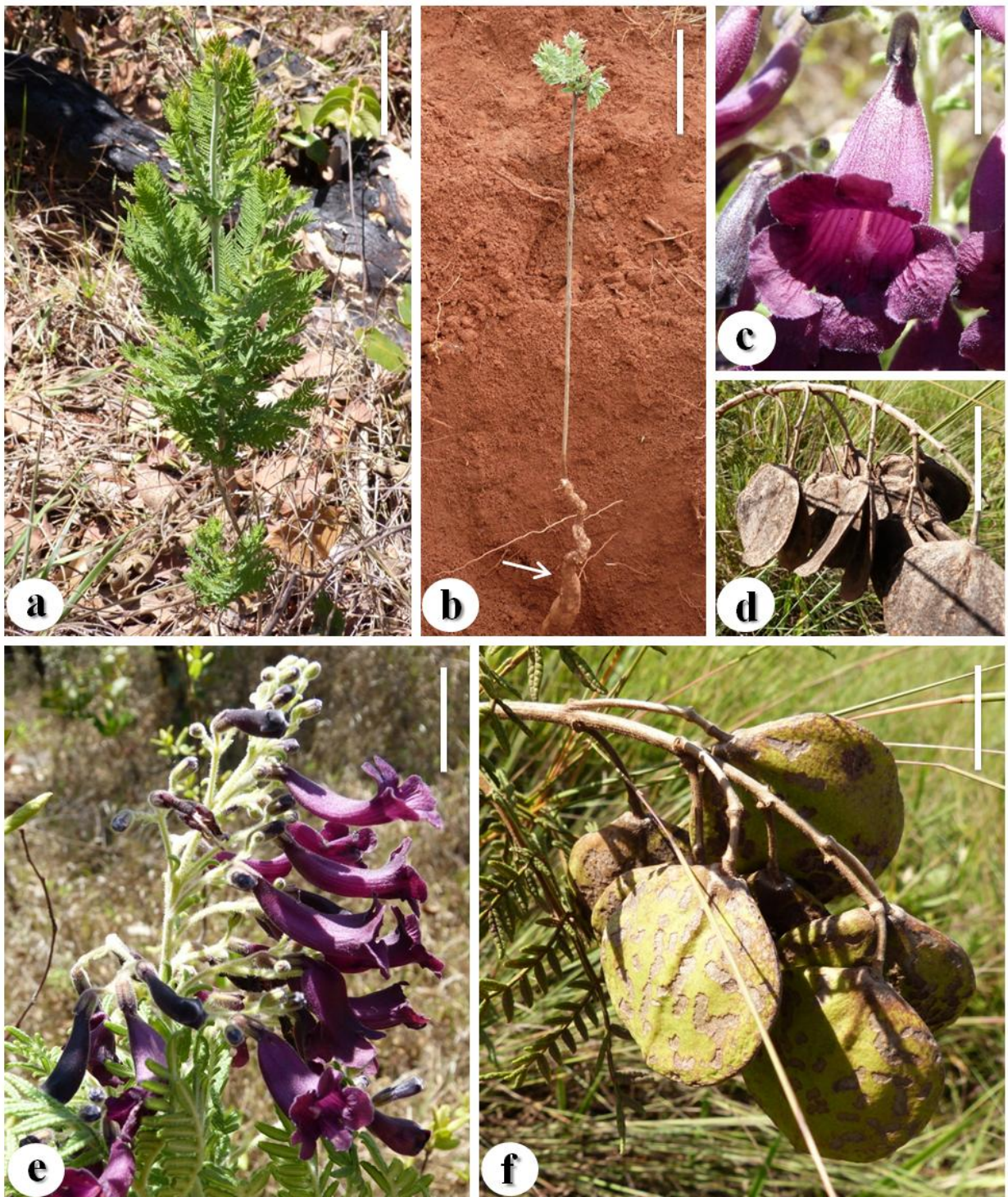
#### 2.3.1.1. A ESPÉCIE *JACARANDA ULEI* BUREAU & K. SCHUM.

*Jacaranda ulei* Bureau & K. Schum. é uma espécie nativa e endêmica do Cerrado (LOHMANN, 2013), conhecida popularmente como caroba, carobinha-do-campo, carobinha-mirim, carobinha e carabo-de-goiás (CARNEIRO, 2009; FARIAS *et al.*, 2002; MARCONDES & OLIVEIRA, 2011). Sua distribuição se dá nos estados de Minas Gerais, Goiás, Bahia, Mato Grosso e no Distrito Federal (Figura 6), sendo encontrada em cerrado *sensu stricto*, campo limpo, borda de mata de galeria e campo de murundus (AMARAL, 2008; LOHMANN, 2013; LOHMANN & PIRANI, 1996; MEDEIROS, 2011; RIBEIRO, 2003; RIBEIRO & MARINHO-FILHO, 2005).



**FIGURA 6.** Distribuição da espécie *Jacaranda ulei* Bureau & K. Schum. no bioma Cerrado. Fonte: RIBEIRO, 2003.

*Jacaranda ulei* (Figura 7) é um arbusto xilopodial (GENTRY, 1992), com altura de 0,38 a 2,60 m (RIBEIRO, 2003). Possui folhas bipinadas, foliólulos simétricos, inteiros e bulados (FARIAS, 2000; GENTRY, 1992). As inflorescências são terminais ou apicais, do tipo panícula. As flores são hermafroditas, zigomorfas, gamossépalas, diclamídeas, com cálice hirsuto e corola tubulosa-campanulada, de cor vinácea. Possuem disco nectarífero. O androceu possui quatro estames didínamos, antera biteca e longo estaminódio glandular. O ovário é súpero, bicarpelar, bilocular, pluriovulado e com placentação central. Os frutos são cápsulas secas de formato arredondado a elíptico, glabros, rígidos, apresentam deiscência loculicida, são de cor verde-claro quando jovens, e castanhos quando maduros. As sementes são grandes, aladas, de coloração castanha e formato arredondado a elíptico (FARIAS, 2000; GENTRY, 1992; RIBEIRO, 2003). A espécie possui período de florescimento longo, de agosto a novembro, florescendo anualmente. Os frutos iniciam sua fase de deiscência entre os períodos de abril a agosto (RIBEIRO, 2003).



**FIGURA 7.** *Jacaranda ulei* Bureau & K. Schum. (Bignoniaceae). **a.** Aspecto geral da planta adulta. **b.** Hábito. Destaque para a presença de xilopódio (seta). **c.** Flor. **d.** Frutos deiscentes maduros. **e.** Inflorescência. **f.** Frutos imaturos. Barras: 15 cm (a); 12 cm (b); 1,5 cm (c); 3 cm (d); 3 cm (e); 2 cm (f).

Assim como várias outras espécies do gênero, *Jacaranda ulei* é conhecida pelas suas propriedades medicinais, sendo utilizada para o tratamento de reumatismo, problemas da coluna, inflamação vaginal, feridas, coceiras e como depurativo do sangue (BARBOSA, 2010; BARROS, 1982; CARNEIRO, 2009; VIEIRA & MARTINS, 2000). A espécie apresenta ainda atividade antifúngica e ação antioxidante (ASSIS, 2013; FARIAS *et al.*, 2013). Os princípios ativos da planta são encontrados nas folhas e no sistema subterrâneo, locais onde foi comprovada a presença de compostos fenólicos, em maior quantidade no sistema subterrâneo do que nas folhas (FARIAS *et al.*, 2013). Estes podem estar associados à ação antioxidante (DUTHIE & CROZIER, 2000). Atualmente, as folhas já são comercializadas em farmácias homeopáticas, indicadas para doenças da pele e das vias urinárias, e contra disenteria amebiana.

A partir de um levantamento realizado na cidade de Jataí (GO), foi constatada a utilização de *J. ulei* no combate a sinais clínicos e/ou doenças em animais, colocando-a como uma das espécies estudadas de maior relevância. Seu uso se dava em seis das seguintes categorias: doenças infecciosas, doenças parasitárias, desordens do sistema tegumentar, desordens do sistema músculo esquelético, desordens do sistema endócrino, desordens do sistema metabólico, desordens do sistema digestivo, processos inflamatórios (MARCONDES & OLIVEIRA, 2011).

#### 2.4. SISTEMAS SUBTERRÂNEOS

Muitas plantas do Cerrado apresentam como estratégia adaptativa sistemas subterrâneos curtos e ricos em reservas, como xilopódios. Segundo Raunkiaer<sup>1</sup> (RAUNKIAER, 1934 *apud* APPEZZATO-DA-GLÓRIA, 2003), as plantas com flores teriam evoluído de forma a manter suas gemas permanentes abaixo da superfície do solo, protegendo-as do calor ou frio intenso, o que propiciaria a sobrevivência desses vegetais e favoreceria as espécies que conservassem a capacidade de regeneração a partir de seu sistema subterrâneo.

---

<sup>1</sup>RAUNKIAER, C. **The life forms of plants and statistical plant geography**. Oxford: Claredon Press, 1934. 632 p.

Segundo Lindman & Ferri (1974), os sistemas subterrâneos possuem grande importância na rebrota da parte aérea das plantas e são classificados como: rizoma, rizóforo, raízes tuberosas, ‘lignotuber’, xilopódio, entre outros. Os sistemas subterrâneos que possuem capacidade de regeneração podem ser de origem caulinar, como rizomas, rizóforos e tubérculos; podem ter origem radicular, como as raízes gemíferas; ou ainda podem ter origem mista, como os xilopódios (APPEZZATO-DA-GLÓRIA, 2003).

Os rizomas se originam a partir da plúmula, e compõem um sistema monopolar de ramificação caulinar, não ocorrendo a formação de caule aéreo. São mais comuns em monocotiledôneas. Os rizóforos têm origem a partir de gemas cotiledonares, e constituem um sistema bipolar de ramificação do caule. Nos dois tipos de sistema subterrâneo, o caule é espessado e rico em reservas, com nós e entrenós acentuados, onde são formadas as raízes, e gemas protegidas por catafilos. Ambos são órgãos de resistência e de propagação vegetativa, e têm como função o armazenamento de água e nutrientes (APPEZZATO-DA-GLÓRIA, 2003).

As raízes tuberosas são órgãos de reserva, de consistência aquosa, podendo ser macia a suavemente resistente. Sua formação é geneticamente determinada, não dependendo das condições ambientais. Já os ‘lignotubers’ possuem consistência seca e rígida, têm caráter gemífero, com gemas acessórias. Sua estrutura é caulinar. Em ambos ocorre a predominância de parênquima de armazenamento celulósico, possuindo reservas de amido e água (APPEZZATO-DA-GLÓRIA, 2003).

Descrito primeiramente por Lindman<sup>2</sup> (1906) (LINDMAN & FERRI, 1974), o xilopódio é um tipo de sistema subterrâneo lignificado muito comum em espécies de Cerrado, de alto poder gemífero, com tamanho e formato variáveis. O xilopódio pode ser formado a partir da tuberização do hipocótilo e da porção superior da raiz primária, ou apenas a partir da parte superior da raiz primária, no caso da germinação ser hipógea. Este sobrevive às queimadas, frequentes na estação seca do Cerrado, rebrotando no início das chuvas, embora na superfície sejam observados ramos carbonizados (APPEZZATO-DA-GLÓRIA, 2003; RIZZINI, 1965).

No xilopódio há a predominância de tecidos lenhosos, não possuindo nenhum outro tipo celular de armazenamento, apenas o parênquima xilemático. Sua formação pode ser

---

<sup>2</sup>O Livro “A Vegetação do Rio Grande do Sul”, escrito por Carl Axel Lindman, foi publicado em Porto Alegre no ano de 1906. A obra foi integralmente reeditada pela Editora da USP em 1974, quando foi incluído um capítulo de Mário Guimarães Ferri. A obra citada nas Referências Bibliográficas é a mais recente, de 1974.

geneticamente determinada, ou uma resposta a condições ambientais severas. Possui caráter gemífero, assim como os ‘lignotubers’, no entanto não contém gemas acessórias. A principal diferença dos xilopódios e dos ‘lignotubers’ está fundamentada na ontogênese dos órgãos (APPEZZATO-DA-GLÓRIA, 2003).

Diversos estudos já foram publicados abordando a morfologia, anatomia e ontogenia de várias espécies do Cerrado que apresentam xilopódios (APPEZZATO-DA-GLÓRIA & ESTELITA, 2000; FIGUEIREDO, 1972; MENEZES *et al.*, 1969; PAVIANI, 1977, 1978, 1987; RIZZINI, 1963,1965; RIZZINI & HERINGER, 1962; VILHALVA & APPEZZATO-DA-GLÓRIA, 2006). Estes estudos relatam que a anatomia dos xilopódios é complexa, podendo ter estrutura caulinar, radicular ou mista.

Os xilopódios apresentam consistência seca e tão rígida quanto à madeira, predominando, portanto, tecidos lenhosos (APPEZZATO-DA-GLÓRIA, 2003; RIZZINI & HERINGER, 1961, 1966). Em *Jacaranda ulei*, espécie alvo desse estudo, observações de campo mostram a presença de xilopódio (FUKUDA, 2011; GENTRY 1992; SILVEIRA *et al.*, 2013a), como em outras espécies do Cerrado (BRAGA *et al.* 2006; PALHARES *et al.*, 2007; SILVEIRA *et al.*, 2013b), que possui a capacidade de emitir brotações Os órgãos subterrâneos possuem funções primordiais de regeneração da parte aérea e/ou propagação vegetativa das plantas, além da função de reserva sendo, portanto, fundamentais para a sobrevivência dessas espécies (APPEZZATO-DA-GLÓRIA, 2003) em condições naturais.

## 2.5. CULTURA DE TECIDOS VEGETAIS

A cultura de tecidos vegetais permite avaliar o crescimento de células, tecidos e/ou órgãos isolados de uma planta mãe, em um meio artificial, sob condições assépticas *in vitro*, visando o melhoramento genético, o armazenamento de germoplasmas ou limpeza clonal (CID & TEIXEIRA, 2010; GEORGE *et al.*, 2008). Dentre as técnicas de propagação *in vitro* destaca-se a micropropagação, que objetiva multiplicar plantas previamente selecionadas, originando clones, isso é, indivíduos geneticamente idênticos à planta matriz.



### 2.5.1. MICROPROPAGAÇÃO

Para iniciar a micropropagação é necessário possuir um claro entendimento das formas nas quais os materiais vegetativos podem crescer e serem manipulados. Essas culturas são iniciadas a partir de partes específicas da planta, denominadas explantes, e são baseadas na capacidade morfogênética e totipotencial das células (CID & TEIXEIRA, 2010; GEORGE *et al.*, 2008; VASIL & HILDEBRANDT, 1965).

Nesse contexto, diferentes tipos de explantes podem ser usados na cultura de tecidos vegetais, tais como: segmentos de raízes, hipocótilos, epicótilos, cotilédones, folhas, flores, óvulos, grãos de pólen, embriões, nós, gemas axilares ou apicais. A escolha do material a ser utilizado como explante depende de diversos fatores, como: disponibilidade das partes escolhidas da planta, nível de contaminação e juvenildade do tecido. Porém, nem todos os tipos de explante reagem da mesma maneira às condições estabelecidas *in vitro*. E a viabilidade dos explantes também deve ser considerada (CID & TEIXEIRA, 2010).

Para que a técnica de cultura de tecidos vegetais seja bem-sucedida, é necessária a utilização de um meio nutritivo adequado. O meio de cultura é um dos responsáveis por contribuir para que os explantes sejam capazes de originar novas plantas. Esse meio é normalmente constituído de uma solução de sais inorgânicos (macronutrientes e micronutrientes), vitaminas, aminoácidos e um açúcar, geralmente a sacarose (CID & TEIXEIRA, 2010; GEORGE *et al.*, 2008). Diversas formulações de meios nutritivos encontram-se disponíveis atualmente, dentre os quais estão: o meio White (WHITE, 1934); o MS (MURASHIGE & SKOOG, 1962); o B5 (GAMBORG *et al.*, 1968); e o WPM (LLOYD & MCCOWN, 1980).

As técnicas de cultura de tecidos têm sido empregadas de diferentes formas na transformação genética de plantas, na manutenção de cultivares de grande importância agrônômica e de espécies nativas ameaçadas de extinção, entre outros. A propagação *in vitro* permite que seja produzido, em escala comercial, material vegetal uniforme e selecionado, apresentando boa relação custo-benefício, mesmo com os altos gastos com mão de obra, equipamentos e laboratórios. Além disso, essa técnica pode ser aplicada na realização de pesquisas de apoio a diversas áreas da biologia (CID & TEIXEIRA, 2010).

A posição do explante sobre o meio de cultura pode desempenhar importante função na organogênese, assim como a fonte do explante, seu estágio de desenvolvimento, o meio de cultura, etc., podendo resultar em um maior número de brotações, por exemplo. *In vitro*, os explantes apresentam polaridade na proliferação celular e na morfogênese, e isso está diretamente relacionado com a posição em que os órgãos ou tecidos apresentam na planta inteira, e também está relacionado com a orientação destes no meio de cultura (SANTOS *et al.*, 2009).

De acordo com a literatura, a propagação dos jacarandas tem sido comumente realizada por meio de sementes (LORENZI, 1992; NOLETO *et al.*, 2003; RIBEIRO, 2003; WETZEL, 1997). Contudo, outros métodos de multiplicação para espécies do gênero já foram estabelecidos, como a propagação vegetativa de *J. mimosifolia* a partir de estacas provenientes de ramos jovens, realizada sem a necessidade de tratamento prévio com ácido indolbutírico, AIB (MIYAJIMA *et al.*, 2004), uma auxina frequentemente usada na cultura de tecidos para indução de calos e raízes.

Recentemente, foi estabelecido um protocolo para a micropropagação de *J. ullei*. O trabalho abordou a germinação de sementes *in vitro*, que ocorreu com sucesso em meio ágar-água (FUKUDA, 2011; SILVEIRA *et al.*, 2013a). A multiplicação e alongamento de novos brotos foi observada em explantes caulinares inoculados verticalmente em um meio de cultura contendo  $\frac{1}{4}$  dos sais minerais de MS (MURASHIGE & SKOOG, 1962), adicionado AIB e BAP, 6-benzilaminopurina, uma citocinina de alta eficiência utilizada para a multiplicação celular. Análises demonstraram que as diferentes concentrações de AIB e BAP influenciaram o comprimento dos brotos. O tratamento mais favorável à cultura de *J. ullei* foi o contendo 0,05/0,05 mg.L<sup>-1</sup> de AIB/BAP, respectivamente, onde foram observadas as maiores médias de multiplicação (2 brotos por explante) e de comprimento dos brotos (3,5 cm) (FUKUDA, 2011).

### 2.5.2. REGENERAÇÃO *IN VITRO* A PARTIR DE SEGMENTOS RADICULARES

A regeneração de brotos a partir de raízes é descrita desde o século XIX (PETERSON, 1975), sendo um processo simples e rápido, e que apesar de conhecido há bastante tempo, até hoje é pouco explorado. Apesar de ter sido demonstrado que esta técnica é

eficaz para a multiplicação de espécies que apresentam, em condições naturais, a capacidade de diferenciar gemas adventícias a partir de raízes, ela nunca se tornou verdadeiramente comum, exceto para um pequeno número de plantas, em sua maioria, herbáceas ou economicamente importantes, como a framboesa (KERBAUY, 1998). Esse fato pode estar relacionado, sobretudo, à grande variabilidade dos resultados alcançados nas diferentes espécies.

Nas últimas décadas, a fim de melhor compreender os processos de ontogênese das gemas adventícias, muitos estudos anatômicos têm sido realizados (APPEZZATO-DA-GLÓRIA & CURY, 2011; PAVIANI, 1987; SIMÕES *et al.*, 1991). Segundo Kerbauy (1998), estas gemas podem se formar a partir de diferentes tecidos ou regiões, como o periciclo, córtex e felogênio, de acordo com a espécie ou grupo taxonômico. Geralmente, o tecido responsável pelo surgimento de novos brotos é o periciclo, assim como são originadas as raízes laterais (MCCULLY, 1975)

Além disso, a diferenciação do meristema da gema pode ocorrer diretamente das células do tecido envolvido no processo, ou indiretamente, por meio de modificações citológicas sutis. *In vitro*, a regeneração de gemas em cultura de raízes isoladas tem sido observada, principalmente em espécies que apresentam essa capacidade em condições naturais (KERBAUY, 1998).

Assim, considerando que as espécies do Cerrado, principalmente as arbustivas, apresentam naturalmente sistemas subterrâneos capazes de formar gemas adventícias (APPEZZATO-DA-GLÓRIA, 2003; PAVIANI, 1987; RIZZINI & HERINGER, 1961), a realização de estudos que abordem a ontogênese de gemas adventícias a partir de segmentos radiculares cultivados *in vitro*, certamente poderão contribuir para melhorar o entendimento dos processos regenerativos dessas espécies.

### 3. OBJETIVOS

---

---

#### 3.1. OBJETIVO GERAL

- Descrever a morfoanatomia dos órgãos vegetativos e estabelecer um protocolo para a regeneração *in vitro* de brotos a partir de segmentos radiculares de *Jacaranda ulei*.

#### 3.2. OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Descrever a morfologia e a anatomia dos órgãos vegetativos de plantas adultas crescendo no campo;
- Estabelecer protocolo *in vitro* para regeneração de gemas adventícias a partir de segmentos radiculares;
- Descrever a ontogenia de gemas adventícias propagadas *in vitro* a partir de segmentos de raiz por meio de análises histológicas.

## REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

---

- AB'SABER, A. N. O domínio dos cerrados: introdução ao conhecimento. **Revista do Serviço Público**, v. 111, p. 41-55, 1983.
- ADÂMOLI, J.; MACÊDO, J.; AZEVEDO, L. G. & NETTO, J. M. Caracterização da região dos cerrados. *In*: GOEDERT, W. J. (Ed.). **Solos dos Cerrados: tecnologias e estratégias de manejo**. Embrapa - Centro de Pesquisa Agropecuária dos Cerrados (CPAC). Planaltina: Nobel, 1985. p. 33-75.
- ALMEIDA, C. F. C. B. R. & ALBUQUERQUE, U. P. Uso e conservação de plantas e animais medicinais no estado de Pernambuco (Nordeste do Brasil): um estudo de caso. **Interciência**, v. 27, n. 6, p. 276-285, 2002.
- ALVES, L. F. Produção de fitoterápicos no Brasil: história, problemas e perspectivas. **Revista Virtual de Química**, v. 5, n. 3, p. 450-513, 2013.
- ALZUGARAY, D. & ALZUGARAY, C. (Eds.). **Cultivo: suplemento de plantas que curam**. São Paulo: Editora Três Livros e Fasciculos, 1983. 164 p.
- AMARAL, A. G. **Mudanças estruturais e florísticas do estrato herbáceo-arbustivo em campo sujo e campo limpo úmido na Fazenda Água Limpa - DF após um período de sete anos**. Brasília. Dissertação (Mestrado em Botânica) - Universidade de Brasília, 2008. 165 p.
- APPEZZATO-DA-GLÓRIA, B. **Morfologia de sistemas subterrâneos: histórico e evolução do conhecimento no Brasil**. Ribeirão Preto: A.S. Pinto, 2003. 80 p.
- APPEZZATO-DA-GLÓRIA, B. & CURY, G. Morpho-anatomical features of underground systems in six Asteraceae species from the Brazilian Cerrado. **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, v. 83, n. 3, p. 981-991, 2011.
- APPEZZATO-DA-GLÓRIA, B. & ESTELITA, M. E. M. The developmental anatomy of the subterranean system in *Mandevilla illustris* (Vell.) Woodson and *M. velutina* (Mart. ex Stadelm.) Woodson (Apocynaceae). **Revista Brasileira de Botânica**, v. 23, n. 1, p. 27-35, 2000.

- ARRUDA, A. L. A.; VIEIRA, C. J. B.; SOUSA, D. G.; OLIVEIRA, R. F. & CASTILHO, R. O. *Jacaranda cuspidifolia* Mart. (Bignoniaceae) as an antibacterial agent. **Journal of Medicinal Food**, v. 14, n. 12, p. 1604-1608, 2011.
- ASSIS, P. A. **Atividade antifúngica de extratos depositados no banco de extratos de plantas do bioma Cerrado e de substâncias isoladas de *Matayba guianensis***. Brasília. Dissertação (Mestrado em Ciências da Saúde) - Universidade de Brasília, 2013. 168 p.
- AZEVEDO, S. K. S. & SILVA, I. M. Plantas medicinais e de uso religioso comercializadas em mercados e feiras livres no Rio de Janeiro, RJ, Brasil. **Acta Botanica Brasilica**, v. 20, n. 1, p. 185-194, 2006.
- BALBACH, A. **As plantas curam**. São Paulo: Edições Vida Plena, 1926. 415 p.
- BARBOSA, G. F. **Plantas medicinais: alternativa econômica a conservação do Cerrado brasileiro? Araguaína**. Dissertação (Mestrado em Desenvolvimento Regional e Agronegócio) - Universidade Federal do Tocantins, 2010. 94 p.
- BARROS, M. G. A. E. Plantas medicinais, usos e tradições em Brasília - DF. **Oréades**, v. 8, n. 14/15, p. 140-149, 1982.
- BARROSO, G. M.; PEIXOTO, A. L.; ICHASO, C. L. F.; COSTA, C. G.; GUIMARÃES, E. F. & LIMA, E. F. **Sistemática de angiospermas do Brasil**. Viçosa: Editora UFV, v. 3, 1991. 326 p.
- BASSO, L. A.; PEREIRA DA SILVA, L. H.; FETT-NETO, A. G.; AZEVEDO JUNIOR, W. F.; MOREIRA, I. S.; PALMA, M. S.; CALIXTO, J. B.; ASTOLFI FILHO, S.; SANTOS, R. R.; SOARES, M. B. P. & SANTOS, D. S. The use of biodiversity as source of new chemical entities against defined molecular targets for treatment of malaria, tuberculosis and T-cell mediated diseases: a review. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 100, n. 6, p. 475-506, 2005.
- BENINI, E. B.; SARTORI, M. A. B.; BUSCH, G. C.; REMPEL, C.; SCHULTZ, G. & STROHSCHOEN, A. A. G. Valorização da flora nativa quanto ao potencial fitoterápico. **Revista Destaques Acadêmicos**, ano 2, n. 3, CCBS/UNIVATES, p. 11-17, 2010.
- BRAGA, M. R.; CARPITA, N. C.; DIETRICH, S. M. C. & FIGUEIREDO-RIBEIRO, R. C. L. Changes in pectins of the xylopodium of *Ocimum nudicaule* from dormancy to sprouting. **Brazilian Journal Plant of Physiology**, v. 18, n. 2, p. 325-331, 2006.

- BRANDÃO, G. C.; KROON, E. G.; SANTOS, J. R.; STEHMANN, J. R.; LOMBARDI, J. A. & OLIVEIRA, A. B. Antiviral activities of plants occurring in the state of Minas Gerais, Brazil. Part 2. Screening Bignoniaceae species. **Revista Brasileira de Farmacognosia**, v. 20, n. 5, p. 742-750, 2010.
- CALIXTO, J. B. Biodiversidade como fonte de medicamentos. **Ciência e Cultura**, v. 55, n. 3, p. 37-39, 2003.
- CARNEIRO, M.R.B. **A flora medicinal no centro oeste do Brasil**: um estudo de caso com abordagem etnobotânica em campo limpo de Goiás. Anápolis. Dissertação (Mestrado em Sociedade, Tecnologia e Meio Ambiente) - Centro Universitário de Anápolis - UniEVANGÉLICA, 2009. 242 p.
- CASTRO, H. G.; FERREIRA, F. A.; SILVA, D. J. H. & MOSQUIM, P. R. **Contribuição ao estudo das plantas medicinais**: metabólitos secundários. Viçosa, MG: Suprema, 2001. 104 p.
- CHOUDHURY, S., DATTA, S., TALUKDAR, A. D. & CHOUDHURY, M. D. Phytochemistry of the family Bignoniaceae: a review. **Assam University Journal of Science & Technology: Biological and Environmental Sciences**, v. 7, n. 1, p. 145-150, 2011.
- CID, L. P. B. & TEIXEIRA, J. B. Explante, meio nutritivo, luz e temperatura. *In*: CID, L. P. B. (Ed.). **Cultivo *in vitro* de plantas**. Brasília: Embrapa - Informação Tecnológica, 2010. p. 15-49.
- CRONQUIST, A. **An integrated system of classification of flowering plants**. New York: Columbia University Press, 1981.
- DUNIAU, M. C. M. **Plantas medicinais**: da magia à ciência. Rio de Janeiro: Brasport, 2003. 146 p.
- DUTHIE, G. & CROZIER, A. Plant-derived phenolic antioxidants. **Current Opinion in Lipidology**, v. 11, p. 43-47, 2000.
- EITEN, G. The cerrado vegetation on Brazil. **The Botanical Review**, v. 38, n. 2, p. 201-341, 1972.
- FARIAS, K. S.; SANTOS, T. S. N.; PAIVA, M. R. A. B.; ALMEIDA, S. M. L.; GUEDES, P. T.; VIANNA, A. C. A.; FAVARO, S. P.; BUENO, N. R. & CASTILHO, R. O.

Antioxidant properties of species from the Brazilian cerrado by different assays. **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais**, v. 15, n. 4, p. 520-528, 2013.

FARIAS, R. **Fitogeografia dos gêneros *Jacaranda* Juss. e *Tabebuia* Gomes ex DC. no bioma Cerrado**. Brasília. Dissertação (Mestrado em Botânica) - Universidade de Brasília, 2000. 112 p.

FARIAS, R.; ALVES, E. R.; MARTINS, C. R.; BARBOZA, M. A.; GODOY-ZANENGA, R.; SILVA, J. B & RODRIGUES-DA-SILVA, R. **Caminhando pelo Cerrado: plantas herbáceo-arbustivas - caracteres vegetativos e organolépticos**. Brasília: Editora Universidade de Brasília, 2002. 94 p.

FERREIRA, M. G. R. **Aspectos sociais da fitoterapia**. Porto Velho/RO: Embrapa Rondônia, 2006. 14 p. Documentos/Embrapa Rondônia, 102. ISSN 0103-9865.

FIGUEIREDO, R. C. L. Sobre a anatomia dos órgãos vegetativos de *Ocimum nudicaule* Benth. (Labiatae). **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, v. 44, p. 549-570, 1972.

FUKUDA, W. S. **Propagação *in vitro* de *Jacaranda ulei* Bureau & K. Schum. (Bignoniaceae)**. Brasília. Dissertação (Mestrado em Botânica) - Universidade de Brasília, 2011. 111 p.

GACHET, M. S. & SCHÜHLY, W. *Jacaranda* - an ethnopharmacological and phytochemical review. **Journal of Ethnopharmacology**, v. 121, p. 14-27, 2009.

GAMBORG, O. L.; MILLER, R. A. & OJIMA, K. Nutrient requirements of suspension of soybean root cells. **Experimental Cell Research**, v. 50, p. 151-158, 1968.

GAUTHERET, R. J. Plant tissue culture: a history. **Botanical Magazine**, v. 96, n. 4, p. 393-410, 1983.

GENTRY, A. H. **Bignoniaceae: part I (Crescentieae and Turretieae)**. Flora Neotropica. New York: The New York Botanical Garden, 1980.

\_\_\_\_\_. **Bignoniaceae: part II (Tribe Tecomeae)**. Flora Neotropica: Monograph 25. New York: The New York Botanical Garden, 1992.



- GEORGE, E. F.; HALL, M. A. & DE KLERK, G. J. **Plant propagation by tissue culture**. 3 ed. Dordrecht: Springer, 2008. 505 p.
- GUARIM NETO, G. & MORAIS, R. G. Recursos medicinais de espécies do Cerrado de Mato Grosso: um estudo bibliográfico. **Acta Botanica Brasilica**, v. 17, n. 4, p. 561-584, 2003.
- HASSAN, S. W.; ABUBAKAR, M. G.; UMAR, R. A.; YAKUBU, A. S.; MAISHANU, H. M. & AYENI, G. Pharmacological and toxicological properties of leaf extracts of *Kingelia africana* (Bignoniaceae). **Journal of Pharmacology and Toxicology**, v. 6, n. 2, p. 124-132, 2011.
- INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA E ESTATÍSTICA - IBGE. **Mapa de biomas e de vegetação**. 2004. Disponível em:  
<<http://www.ibge.gov.br/home/presidencia/noticias/21052004biomashtml.shtm>>. Acesso em: 06 set. 2013.
- KERBAUY, G. B. Cultura de raízes e regeneração de plantas. *In*: TORRES, A. C.; CALDAS, L. S. & BUSO, J. A. (Eds.) **Cultura de tecidos e transformação genética de plantas**. Brasília: EMBRAPA - Produção de Informação / Centro Brasileiro Argentino de Biotecnologia, v. 1, 1998. p. 161-181.
- KLINK, C. A. & MACHADO, R. B. A conservação do Cerrado brasileiro. **Megadiversidade**, v. 1, n. 1, p. 147-155, 2005.
- KRIKORIAN, A. D. & BERQUAM, D. L. Plant cell and tissue culture: the role of Haberlandt. **Botanical Review**, v. 35, p. 59-88, 1969.
- LIMA, M. R.; SANTOS, P. D. A.; SILVEIRA, C. E. S.; PALHARES, D. & PEREIRA, L. A. R. Cultivo *in vitro* de *Brosimum gaudichaudii* Tréc. (Moraceae). **Brazilian Journal of Medicinal Plants**, v. 16, p. 462-466, 2014.
- LINDMAN, C. A. & FERRI, M. G. **A vegetação no Rio Grande do Sul**. São Paulo: Universidade de São Paulo, 1974. 377 p.
- LLAMAS, K. A. **Tropical flowering plants: a guide to identification and cultivation**. Portland: Timber Press, 2003. 423 p.

- LLOYD, G. & MCCOWN, B. Commercially-feasible micropropagation of Mountain Laurel, *Kalmia latifolia*, by use of shoot tip culture. **Proceedings of the International Plant Propagators**, v. 30, p. 421-427, 1980.
- LOHMANN, L. G. **Bignoniaceae in Lista de Espécies da Flora do Brasil**. 2013. Disponível em: <<http://floradobrasil.jbrj.gov.br/jabot/floradobrasil/FB112305>>. Acesso em: 06 jul. 2014.
- LOHMANN, L. G. & PIRANI, J. R. Tecomeae (Bignoniaceae) da Cadeia do Espinhaço, Minas Gerais e Bahia, Brasil. **Acta Botanica Brasilica**, v. 10, n. 1, p. 103-138, 1996.
- LOHMANN, L. G. & ULLOA, C. U. **Bignoniaceae in iPlants prototype checklist**. 2007. Disponível em: <[www.iplants.org](http://www.iplants.org)>. Acesso em: 18 mar. 2014.
- LORENZI, H. **Árvores brasileiras: manual de identificação e cultivo de plantas arbóreas nativas do Brasil**. 2 ed. Nova Odessa, SP: Editora Plantarum, 1992.
- LORENZI, H. & MATOS, F. J. A. **Plantas medicinais no Brasil: nativas e exóticas**. 2 ed. Nova Odessa, SP: Instituto Plantarum, 2008. 544 p.
- MARCONDES, A. F. & OLIVEIRA, M. A. Cerrado e etnoveterinária: o que se sabe em Jataí - GO? **Brazilian Journal of Agroecology**, v. 6, p. 49-61, 2011.
- MCCULLY, M. E. The development of lateral roots. *In*: TORREY, J. G. & CLARKSON, D. T. (Eds.). **The development and function of roots**. 2 ed. London: Academic Press, 1975. p. 105-124.
- MEDEIROS, J. D. **Guia de campo: vegetação do Cerrado 500 espécies**. Brasília: MMA/SBF, 2011. 532 p. (Série Biodiversidade, 43).
- MENEZES, N. L.; HANDRO, W. & MELLO CAMPOS, J. F. B. Estudos anatômicos em *Pfaffia jubata* Mart. **Boletim da Faculdade de Filosofia Ciências e Letras da Universidade de São Paulo (Botânica)**, v. 331, n. 24, p. 197-237, 1969.
- MIGUEL, M. D. & MIGUEL, O. G. **Desenvolvimento de fitoterápicos**. 2 ed. São Paulo: Tecmedd, 2004. 115 p.

MINISTÉRIO DA SAÚDE - MS. **A fitoterapia no SUS e o Programa de Pesquisas de Plantas Medicinais da Central de Medicamentos.** Brasília: Ministério da Saúde (MS), 2006. 148 p.

MINISTÉRIO DO MEIO AMBIENTE - MMA. **Instrução Normativa Nº 6, de 23 de Setembro de 2008.** 2008. Disponível em:  
<[http://www.mma.gov.br/estruturas/179/\\_arquivos/179\\_05122008033615.pdf](http://www.mma.gov.br/estruturas/179/_arquivos/179_05122008033615.pdf)>.  
Acesso em: 13 mar. 2014.

\_\_\_\_\_. **Plano de ação para prevenção e controle do desmatamento e das queimadas:**  
Cerrado. Brasília: Ministério do Meio Ambiente (MMA), 2011. 200 p.

MINISTÉRIO DO MEIO AMBIENTE (MMA) & INSTITUTO BRASILEIRO DO MEIO AMBIENTE E DOS RECURSOS NATURAIS RENOVÁVEIS (IBAMA). **Monitoramento do desmatamento nos biomas brasileiros por satélite:** monitoramento do Bioma Cerrado 2009-2010. Brasília: Ministério do Meio Ambiente (MMA), 2011. 65 p.

MIYAJIMA, I.; MATA, D.; KOBAYASHI, N.; FACCIUTO, G.; SOTO, S.; HAGIWARA, J. C.; SERPA, J. C. & ESCANDON, A. Practical method of propagating *Jacaranda mimosifolia* by cuttings. **Journal of the Japanese Society for Horticultural Science**, v. 73, n. 2, p. 137-139, 2004.

MURASHIGE, T. & SKOOG, F. A revised medium for rapid growth and bioassays with tobacco tissue culture. **Physiologia Plantarum**, v. 15, p. 473-497, 1962.

MYERS, N.; MITTERMEIER, R. A.; MITTERMEIER, C. G.; FONSECA, G. A. B. & KENT, J. Biodiversity hotspots for conservation priorities. **Nature**, v. 403, p. 853-858, 2000.

NOLETO L. G.; RIBEIRO M. F. & SILVEIRA C. E. S. Germinação *in vitro* de sementes de *Jacaranda ulei* Bureau & K. Schum. (Bignoniaceae). In: CONGRESSO NACIONAL DE BOTÂNICA, 54., Belém. **Resumos.** Belém: UNAMA, 2003. CD-ROM.

OLIVEIRA, F.; AKISUE, O. & AKISUE, M. K. **Farmacognosia.** São Paulo: Atheneu, 1996. 428 p.

OLMSTEAD, R. G.; ZJHRA, M. L.; LOHMANN, L. G.; GROSE, S. O. & ECKERT, A. J. A molecular phylogeny and classification of Bignoniaceae. **American Journal of Botany**, v. 96, n. 9, p. 1731-1743, 2009.

- PAGOTTO, T. C. S.; CAMILOTTI, D. C.; LONGO, J. M. & SOUZA, P. R. Bioma Cerrado e área estudada. *In*: PAGOTTO, T. C. S. & SOUZA, P. R. (Eds.). **Biodiversidade do Complexo Aporé-Sucuriú**: subsídios à conservação e manejo do Bioma Cerrado. Campo Grande: Universidade Federal de Mato Grosso do Sul - UFMS, 2006. p. 18-30.
- PALHARES, D. & SILVEIRA, C. E. S. Morphology of young plants of *Brosimum gaudichaudii* Tréc. (Moraceae) cultivated in alternative conditions. **Brazilian Journal of Medicinal Plants**, v. 9, n. 1, p. 93-96, 2007.
- PALHARES, D.; DE PAULA, J. E.; PEREIRA, L. A. R. & SILVEIRA, C. E. S. Comparative wood anatomy of stem, root and xylopodium of *Brosimum gaudichaudii* (Moraceae). **IAWA Journal**, v. 28, n. 1, p. 83-94, 2007.
- PAVIANI, T. I. Estudo morfológico e anatômico de *Brasilia sickii* G. M. Barroso. II: anatomia da raiz, do xilopódio e do caule. **Revista Brasileira de Biologia**, v. 37, n. 2 p. 307-324, 1977.
- \_\_\_\_\_. Anatomia vegetal e cerrado. **Ciência e Cultura**, v. 30, n. 9, p. 1076-1086, 1978.
- \_\_\_\_\_. Anatomia do desenvolvimento do xilopódio em *Brasilia sickii* G. M. Barroso.: estágio inicial. **Ciência e Cultura**, v. 39, n. 4, p. 399-405, 1987.
- PETERSON, R. L. The initiation and development of root buds. *In*: TORREY, J. G. & CLARKSON, D. T. (Eds.). **The development and function of roots**. London: Academic Press, 1975. p. 125-161.
- RAHMATULLAH, M.; SAMARRAI, W.; JAHAN, R.; RAHMAN, S.; SHARMIN, N.; MIAJEE, Z. U. M. E. U.; CHOWDHURY, M. H.; BARI, S.; JAMAL, F.; BASHAR, A. B. M. A.; AZAD, A. K. & AHSAN, S. An ethnomedicinal, pharmacological and phytochemical review of some Bignoniaceae family plants and a description of Bignoniaceae plants in folk medicinal uses in Bangladesh. **Advances in Natural and Applied Sciences**, v. 4, n. 3, p. 236-253, 2010.
- RAMALHO, C. L. & PROENÇA, C. E. B. **Trepadeiras ornamentais do Cerrado**. Planaltina: Embrapa Cerrados, Brasília: Universidade de Brasília - UnB, 2004. 59 p.
- RATTER, J. A.; RIBEIRO, J. F. & BRIDGEWATER, S. The Brazilian Cerrado vegetation and threats to its biodiversity. **Annals of Botany**, v. 80, p. 223-230, 1997.

- RIBEIRO, J. F. & WALTER, B. M. T. As principais fitofisionomias do Bioma Cerrado. *In*: SANO, S. M.; ALMEIDA, S. P. & RIBEIRO, J. F. (Eds.). **Cerrado: ecologia e flora**. Brasília: Embrapa Cerrados, v. 1, 2008. p. 151-212.
- RIBEIRO, M. F. **Biologia reprodutiva e polinização de *Jacaranda ulei* Bureau & K. Schum. (Bignoniaceae)**. Brasília. Dissertação (Mestrado em Botânica) - Universidade de Brasília, 2003. 196 p.
- RIBEIRO, R. & MARINHO-FILHO, J. Estrutura da comunidade de pequenos mamíferos (Mammalia, Rodentia) da Estação Ecológica de Águas Emendadas, Planaltina, Distrito Federal, Brasil. **Revista Brasileira de Zoologia**, v. 22, n. 4, p. 898-907, 2005.
- RIZZINI, C. T. O fator edáfico na formação do xilopódio de *Mimosa multipinna* Benth. **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, v. 35, n.1, p. 75-77, 1963.
- \_\_\_\_\_. Estudos experimentais sobre o xilopódio e outros órgãos tuberosos de plantas do Cerrado. **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, v. 37, n. 1, p. 87-113, 1965.
- RIZZINI, C. T. & HERINGER, E. P. Underground organs of plants from some southern Brazilian savannas, with special reference to the xylopodium. **Phyton**, v. 17, p. 105-124, 1961.
- \_\_\_\_\_. Studies on the underground organs of trees and shrubs from some southern Brazilian savannas. **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, v. 34, n. 2, p. 235-247, 1962.
- \_\_\_\_\_. Estudo sobre os sistemas subterrâneos difusos de plantas campestres. **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, v. 38, p. 85-112, 1966. Suplemento.
- RODRIGUES, V. E. G. & CARVALHO, D. A. Levantamento etnobotânico de plantas medicinais no domínio do Cerrado na região do Alto Rio Grande - Minas Gerais. **Ciência e Agrotecnologia**, v. 25, n. 1, p. 102-123, 2001a.
- \_\_\_\_\_. **Plantas medicinais no domínio dos cerrados**. Lavras: UFLA, 2001b. 180 p.
- RODRIGUES, W. & NOGUEIRA, J. M. Competitividade da cadeia produtiva de plantas medicinais no Brasil: uma perspectiva a partir do comércio exterior. **Informe Gepec**, v. 12, n. 2, p. 91-105, 2008.

SANDWITH, N. Y. & HUNT, D. R. R. **Flora ilustrada catarinense: Bignoniáceas**. Itajaí: Herbário Barbosa Rodrigues, 1974.

SANTOS, B. R.; PAIVA, R.; BARBOSA, S.; PAIVA, P. D. O.; VARGAS, D. P. & MARTINOTTO, C. Crescimento *in vitro* de pequizeiro (*Caryocar brasiliense* A. St.-Hil.): influência da polaridade e luminosidade. **Plant Cell Culture Micropropagation**, v. 5, n. 1, p. 19-26, 2009.

SCARAMUZZO, M. **Valor Econômico**. 2012. Disponível em: <<http://boletim.sbq.org.br/noticias/n400.php>>. Acesso em: 17 mar. 2014.

SIANI, A. (Ed.). **Desenvolvimento tecnológico de fitoterápicos**. Rio de Janeiro: Scriptorio, 2003. 97 p.

SILVA, C. S. P. & PROENÇA, C. E. B. Uso e disponibilidade de recursos medicinais no município de Ouro Verde de Goiás, GO, Brasil. **Acta Botanica Brasilica**, v. 22, n. 2, p. 481-492, 2008.

SILVA, F. A. M.; ASSAD, E. D. & EVANGELISTA B. A. As principais fitofisionomias do Bioma Cerrado. *In*: SANO, S. M.; ALMEIDA, S. P. & RIBEIRO, J. F. (Eds). **Cerrado: ecologia e flora**. Brasília: Embrapa Cerrados, v. 1, 2008. p. 69-88.

SILVA, J. F.; FARIÑAS, M. R.; FELFILI, J. M. & KLINK, C. A. Spatial heterogeneity, land use and conservation in the Cerrado region of Brazil. **Journal of Biogeography**, v. 33, p. 536-548, 2006.

SILVEIRA, C. E. S.; FUKUDA, W. S.; MIRANDA, T. D.; PALHARES, D. & PEREIRA, L. A. R. *Jacaranda ulei* Bureau and K. Schum. (Bignoniaceae): *in vitro* seedling developmental study as contribution towards the domestication of this medicinal Brazilian savannah species. **Journal of Pharmacognosy and Phytochemistry**, v. 2, n. 4, p. 85-89, 2013a.

SILVEIRA, C. E. S.; PALHARES, D.; PEREIRA, L. A. R.; PEREIRA, K. B. D. & SILVA, F. A. B. Strategies of plant establishment of two Cerrado species: *Byrsonima basiloba* Juss. (Malpighiaceae) and *Eugenia dysenterica* Mart. ex DC (Myrtaceae). **Plant Species Biology**, v. 28, n. 2, p.130-137, 2013b.

SIMÕES, M. O. M.; SILVA, E. A. M. & TEIXEIRA, S. L. Ontogênese das brotações adventícias de *Citrus sinensis* (Linn.) Osbeck cv. pêra, cultivadas *in vitro* segundo os tipos utilizados de explantes. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 26, n. 6, p. 797-805, 1991.

- SIMPSON, M. G. **Plant systematics**. Amsterdam: Elsevier, 2006. 590 p.
- SOUZA, V. C. & LORENZI, H. **Botânica sistemática**: guia ilustrado para identificação das famílias de fanerógamas nativas e exóticas no Brasil, baseado em APG II. 2 ed. Nova Odessa, SP: Instituto Plantarum, 2008.
- SPANGLER, R. E. & OLMSTEAD, R. G. Phylogenetic analysis of Bignoniaceae based on the cpDNA gene sequences *rbcL* and *ndhF*. **Annals of the Missouri Botanical Garden**, v. 86, p. 33-46, 1999.
- STONE, E. An account of the success of the bark of the willow in the cure of argues. **Philosophical Transactions**, v. 53, p. 195-200, 1763.
- VASIL, V. & HILDEBRANDT, A. C. Differentiation of tobacco plants from single, isolated cells in microcultures. **Science**, v. 150, p. 889-892, 1965.
- VEIGA JUNIOR, V. F. & PINTO, A. C. Plantas medicinais: cura segura? **Química Nova**, v. 28, n. 3, p. 519-528, 2005.
- VIEIRA, R. F. & MARTINS, M. V. M. Recursos genéticos de plantas medicinais do Cerrado: uma compilação de dados. **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais**, v. 3, n. 1, p. 13-36, 2000.
- VILA VERDE, G. M.; PAULA, J. R. & CANEIRO, D. M. Levantamento etnobotânico das plantas medicinais do cerrado utilizadas pela população de Mossâmedes (GO). **Revista Brasileira de Farmacognosia**, v. 13, p. 64-66, 2003. Suplemento.
- VILHALVA, D. A. A. & APPEZZATO-DA-GLÓRIA, B. Morfo-anatomia do sistema subterrâneo de *Calea verticillata* (Klatt) Pruski e *Isostigma megapotamicum* (Spreng.) Sherff - Asteraceae. **Revista Brasileira Botânica**, v. 29, n. 1, p. 39-47, 2006.
- VON POSER, G. L.; SCHRIPEMA, J.; HENRIQUES, A. T.; JENSEN, S. R. The distribution of iridoids in Bignoniaceae. **Biochemical Systematics and Ecology**, v. 28, p. 351-366, 2000.
- WENIGER, B.; ROBLEDO, S.; ARANGO, G. J.; DEHARO, E.; ARAGÓN, R.; MUÑOZ, V.; CALLAPA, J.; LOBSTEIN, A. & ANTON, R. Antiprotozoal activities of Colombian plants. **Journal of Ethnopharmacology**, v. 78, p. 193-200, 2001.

WETZEL, M. M. V. S. **Época de dispersão e fisiologia de sementes do Cerrado**. Brasília. Tese (Doutorado em Ecologia) - Universidade de Brasília, 1997. 171 p.

WHITE, P. R. Potentially unlimited growth of excised tomato root tips in a liquid medium. **Plant Physiology**, v. 9, p. 585-600, 1934.

WORLD HEALTH ORGANIZATION - WHO. Traditional medicine: growing needs and potential. **WHO Policy Perspectives on Medicines**, n. 2, p. 1-6, 2002.

\_\_\_\_\_. **WHO Traditional Medicine Strategy 2014-2023**. Geneva: World Health Organization, 2013. 76 p.



## CAPÍTULO I

---

---

MORFOLOGIA DOS ÓRGÃOS VEGETATIVOS DE *Jacaranda ulei*  
BUREAU & K. SCHUM.

**MORFOLOGIA DOS ÓRGÃOS VEGETATIVOS DE *Jacaranda ulei* BUREAU & K. SCHUM.****RESUMO**

A família Bignoniaceae possui um grande número de espécies medicinais, dentre estas, destaca-se *Jacaranda ulei* Bureau & K. Schum., utilizada para o tratamento de problemas da coluna, reumatismo, como depurativo do sangue, entre outros. A espécie, também conhecida como caroba e carobinha-do-campo, é nativa do Cerrado e possui folhas e flores bastante vistosas. O objetivo do trabalho foi descrever a morfologia dos órgãos vegetativos de *J. ulei*, visando fornecer subsídios para a correta identificação botânica dessa espécie medicinal, de forma a auxiliar na obtenção de drogas vegetais e fitoterápicos autênticos e de qualidade. Nesse estudo, foram caracterizados o sistema subterrâneo, o caule e as folhas de cinco espécimes de *J. ulei* coletados em áreas de cerrado *sensu stricto*, em Brasília-DF. Verificou-se que a espécie possui hábito subarborescente, sua altura varia entre 0,4 a 1,0 m, e, geralmente, não apresenta ramificações. O sistema subterrâneo é constituído por um xilopódio e uma raiz axial. O xilopódio corresponde ao eixo principal espessado, próximo ao solo, de formato fusiforme, lenhoso e lignificado, com alta capacidade gemífera, de onde são originados novos brotos. Logo abaixo, encontra-se a raiz primária ligeiramente tortuosa, de formato cilíndrico, súber fissurado, castanho-alaranjado, lenho castanho, com raízes secundárias delgadas. O sistema subterrâneo e o caule possuem odor característico doce e agradável. O caule é ereto, aéreo, flexível, possui forma subcilíndrica, com súber estriado e gretado, de cor castanho-acinzentada. Os ramos jovens são bastante vilosos, verde-claros, glabrescentes quando maduros. O caule geralmente apresenta fragmentos de eixos caulinares que senesceram, sendo comum a ocorrência de brotações sucessivas a partir da gema axilar subjacente à gema apical morta. As folhas são bipinadas, imparipinadas, opostas, discolors, coriáceas, com 7 a 19 folíolos. Apresentam a face adaxial pubérula a glabrescente e a face abaxial densamente vilosa com nervuras alvas e salientes. Possuem pecíolo e raque subalados e canaliculados. Os folíolos são opostos, imparipinados, com 3 a 19 foliólulos. Possuem peciólulo e ráquila subalados e canaliculados. Os foliólulos são oblongo-elípticos a oblongo-ovados, sésseis, inteiros, reticulínerveos, apresentam ápice agudo, base arredondada a subcordada, às vezes levemente assimétrica, margem revoluta, limbo fortemente bulado, face adaxial pubérula a glabrescente, face abaxial densamente vilosa, principalmente nas nervuras. A espécie possui características distintas capazes de garantir sua correta identificação no campo, como seu hábito subarborescente e suas folhas com o limbo fortemente bulado e densamente vilosas.

**PALAVRAS-CHAVE:** caroba, carobinha-do-campo, Cerrado, medicinal, sistema subterrâneo, xilopódio, raiz, caule, folha.

## 1. INTRODUÇÃO

---

A flora do Cerrado é muito diversificada (MENDONÇA *et al.*, 2008), possuindo grande riqueza de plantas medicinais (LIPORACCI & SIMÃO, 2013; RODRIGUES & CARVALHO, 2001a; SILVA & PROENÇA, 2008; VILA VERDE *et al.*, 2003), com destaque para as espécies do gênero *Jacaranda* que possuem importante potencial farmacológico. Estas são utilizadas na medicina tradicional para o tratamento de várias enfermidades, como doenças venéreas (GENTRY, 1992) e dermatológicas (RAHMATULLAH *et al.*, 2010), leishmaniose, malária (WENIGER *et al.*, 2001) e na cura de distúrbios gastrointestinais (GACHET & SCHÜHLY, 2009; RODRIGUES, 2006).

Os extratos retirados das plantas do gênero *Jacaranda* possuem promissoras atividades etnomedicinais (GACHET & SCHÜHLY, 2009), provavelmente devido à presença de substâncias anticancerígenas (HUSSAIN *et al.*, 2007; OGURA *et al.*, 1976, 1977), anti-inflamatórias (SANTOS *et al.*, 2012), bactericidas (ARRUDA *et al.*, 2011), antiparasitárias (WENIGER *et al.*, 2001) diuréticas (RODRIGUES & CARVALHO, 2001a), antioxidantes e com potencial antidepressivo (FERRERES *et al.*, 2013).

Dentre as espécies medicinais do gênero, destaca-se *Jacaranda ulei* Bureau & K. Schum., cuja importância está no uso dos seus órgãos vegetativos para o tratamento de reumatismo, inflamação vaginal, problemas da coluna, feridas, coceiras e como depurativo do sangue (BARBOSA, 2010; BARROS, 1982; CARNEIRO, 2009; VIEIRA & MARTINS, 2000). A espécie também é utilizada para a cura de colite e vitiligo, segundo revistas especializadas em medicina tradicional. Atualmente, as folhas de *J. ulei* já são comercializadas em farmácias homeopáticas, sendo indicadas para doenças dermatológicas e urológicas, e para disenteria amebiana.

Estudos recentes revelaram ainda a ação antioxidante dos extratos etanólicos das folhas e das raízes de *J. ulei*, e a presença de compostos fenólicos em ambos os órgãos (FARIAS *et al.*, 2013). Conforme ensaios conduzidos por Assis (2013), a espécie também apresenta atividade antifúngica. Além disso, segundo levantamento realizado por Marcondes & Oliveira (2011), *J. ulei* é ainda uma planta de uso veterinário, e, dentre as espécies citadas na pesquisa, esta é uma das mais relevantes no combate a sinais clínicos e/ou doenças em animais.

*Jacaranda ulei* é uma espécie nativa e endêmica do Cerrado (LOHMANN, 2013), conhecida popularmente como caroba, carobinha-do-campo (FARIAS *et al.*, 2002), carovinha-mirim, carobinha e carabo-de-goiás (CARNEIRO, 2009). Ocorre nos estados de Minas Gerais, Goiás, Bahia, Mato Grosso e no Distrito Federal (AMARAL, 2008; LOHMANN, 2013; LOHMANN & PIRANI, 1996). Apresenta ampla distribuição em ambiente de cerrado *sensu stricto*, campo limpo (RIBEIRO, 2003), borda de mata de galeria (MEDEIROS, 2011) e campo de murundus (RIBEIRO & MARINHO-FILHO, 2005).

Com porte subarbustivo e folhas bipinadas (RIBEIRO, 2003), *Jacaranda ulei* possui inflorescências apicais, do tipo panícula, com flores hermafroditas, gamossépalas, com cálice hirsuto e corola tubulosa-campanulada, de cor vinácea. Os frutos são cápsulas secas, verde-claros quando jovens, e castanhos quando maduros, com deiscência loculicida. As sementes são aladas, de cor castanha e formato arredondado a elíptico (FARIAS, 2000; GENTRY, 1992; RIBEIRO, 2003). A espécie floresce anualmente, de agosto a novembro, e os frutos iniciam sua fase de deiscência entre abril e agosto (RIBEIRO, 2003).

Determinadas características morfológicas presentes em *J. ulei* são comuns a outras espécies do gênero, o que dificulta sua identificação. Suas folhas se assemelham às de *Jacaranda praetermissa* Sandwith e suas flores são semelhantes às de *Jacaranda pulcherrima* Morawetz e às de *Jacaranda jasminoides* (Thunb.) Sandwith (GENTRY, 1992). Contudo, as propriedades medicinais presentes em *J. ulei* podem não estarem presentes nas demais espécies, pois os princípios ativos são específicos de cada espécie (RODRIGUES & CARVALHO, 2001b).

Um dos problemas mais frequentes que afeta a qualidade dos fitoterápicos e das drogas vegetais comercializados é a incorreta identificação da matéria-prima vegetal (CASTRO *et al.*, 2001; MIGUEL & MIGUEL, 2004). Neste sentido, estudos morfoanatómicos relacionados às plantas medicinais são de fundamental importância para auxiliar na correta determinação das espécies. Com a realização de um adequado controle de qualidade das matérias-primas, o resultado é a obtenção de drogas vegetais e de fitoterápicos seguros, eficazes e padronizados.

Portanto, o presente trabalho teve como objetivo contribuir com o estudo da morfologia dos órgãos vegetativos de *Jacaranda ulei* Bureau & K. Schum., visando fornecer subsídios para a correta identificação botânica dessa espécie medicinal.

## 2. MATERIAL E MÉTODOS

---

---

A análise morfológica foi realizada a partir de cinco espécimes em estágio vegetativo, coletados em outubro de 2012 e em agosto de 2013 em área de cerrado *sensu stricto* próxima ao Centro Olímpico da Universidade de Brasília - UnB (15°46'1" S e 47°51'17,6" W). Os indivíduos foram coletados inteiros e destes foram separados ramos para a confecção de exsicatas, que foram incorporadas ao Herbário da Universidade de Brasília (UB) sob os números de registro UB06-Miranda, T.D., UB07-Miranda, T.D., UB08-Miranda, T.D., UB09-Miranda, T.D. e UB10-Miranda, T.D.

Foram medidos: o diâmetro e a circunferência do xilopódio, da raiz e do caule; a altura do xilopódio e do caule; a largura e o comprimento das folhas dos indivíduos coletados. O registro fotográfico dos espécimes foi realizado com câmera Panasonic Lumix DMC-FZ150. A nomenclatura utilizada para a descrição morfológica foi baseada em Hickey (1973), Radford *et al.* (1974) e Gonçalves & Lorenzi (2007). O trabalho foi conduzido no Departamento de Botânica – Instituto de Ciências Biológicas da Universidade de Brasília.

### 3. RESULTADOS

---

#### 3.1. DESCRIÇÃO MORFOLÓGICA DE *Jacaranda ulei* BUREAU & K. SCHUM.

Subarbusto, 0,4-1 m altura (alt.), geralmente não ramificado (Tabela 1). Sistema subterrâneo constituído por xilopódio e raiz axial (Figura 1a). Xilopódio (Figura 1b), 30-67 cm alt., 3-6,5 cm diâmetro e 9-17 cm circunferência na região mediana, próximo ao solo, lenhoso, formato fusiforme, consistência lignificada, resistência ao corte macia, súber fissurado e gretado, castanho-amarelado (Figura 1c), lenho cor creme (Figura 1d), odor característico doce e agradável, alta capacidade gemífera (Figura 1e-f), raízes delgadas, < 0,1-0,5 cm diâmetro. Raiz axial (Figura 1g), 0,2-0,5 cm diâmetro e 1-2 cm circunferência na região basal, ligeiramente tortuosa, cilíndrica, resistência ao corte macia, súber fissurado, castanho-alaranjado (Figura 1h), lenho castanho (Figura 1i), odor característico doce e agradável, raízes laterais delgadas, < 0,1-0,2 cm diâmetro. Caule aéreo (Figura 2a), 35,5-92 cm alt., 0,4-0,6 cm diâmetro e 1-3 cm circunferência ao nível do solo, ereto, subcilíndrico, flexível, glabrescente a glabro, resistência ao corte macia, súber estriado e gretado, castanho-acinzentado (Figura 2b), lenho castanho-amarelado (Figura 2c), odor característico doce, suave e agradável. Comum ocorrência no caule de brotações sucessivas a partir da gema axilar subjacente à gema apical morta (2 a 9 brotações por caule) (Figura 2d). Ramos jovens de cor verde-clara, densamente vilosos (Figura 2e), com tricomas tectores simples, glabrescentes quando maduros. Folhas opostas (Figura 3a-b), 3-18 cm comprimento (compr.), 1,5-9,2 cm largura (larg.), bipinadas, imparipinadas (Figura 3c), discolores, pecioladas, coriáceas, 7-19 folíolos, face adaxial verde oliva claro a verde oliva escuro, pubérula a glabrescente, nervuras imersas, face abaxial densamente vilosa, verde-claro com nervuras alvas e conspicuamente salientes (Figura 3d); pecíolo subalado, 0,4-2,5 cm compr., canaliculado, face adaxial pubérula a glabrescente, face abaxial vilosa; raque subalada, canaliculada, face adaxial pubérula a glabrescente, face abaxial vilosa; folíolos opostos, 0,5-6 cm compr., 0,5-2,5 cm larg., imparipinados, 3-19 foliólulos, peciolados; peciólulo subalado, 0,2-0,8 cm compr., canaliculado, face adaxial pubérula a glabrescente, face abaxial vilosa; ráquila subalada, canaliculada, face adaxial pubérula a glabrescente, face abaxial vilosa com nervuras alvas (Figura 3e); foliólulos oblongo-elípticos a oblongo-ovados, 0,5-2,7 cm compr., 0,2-0,8 cm larg., sésseis, inteiros, fortemente bulados, reticulínervos, ápice agudo, base

arredondada a subcordada, às vezes ligeiramente assimétrica, tricomas tectores e glandulares presentes em ambas as faces, margem revoluta, face adaxial pubérula a glabrescente, verde oliva claro a verde oliva escuro, face abaxial densamente vilosa, principalmente nas nervuras, verde-claro, nervuras alvas.

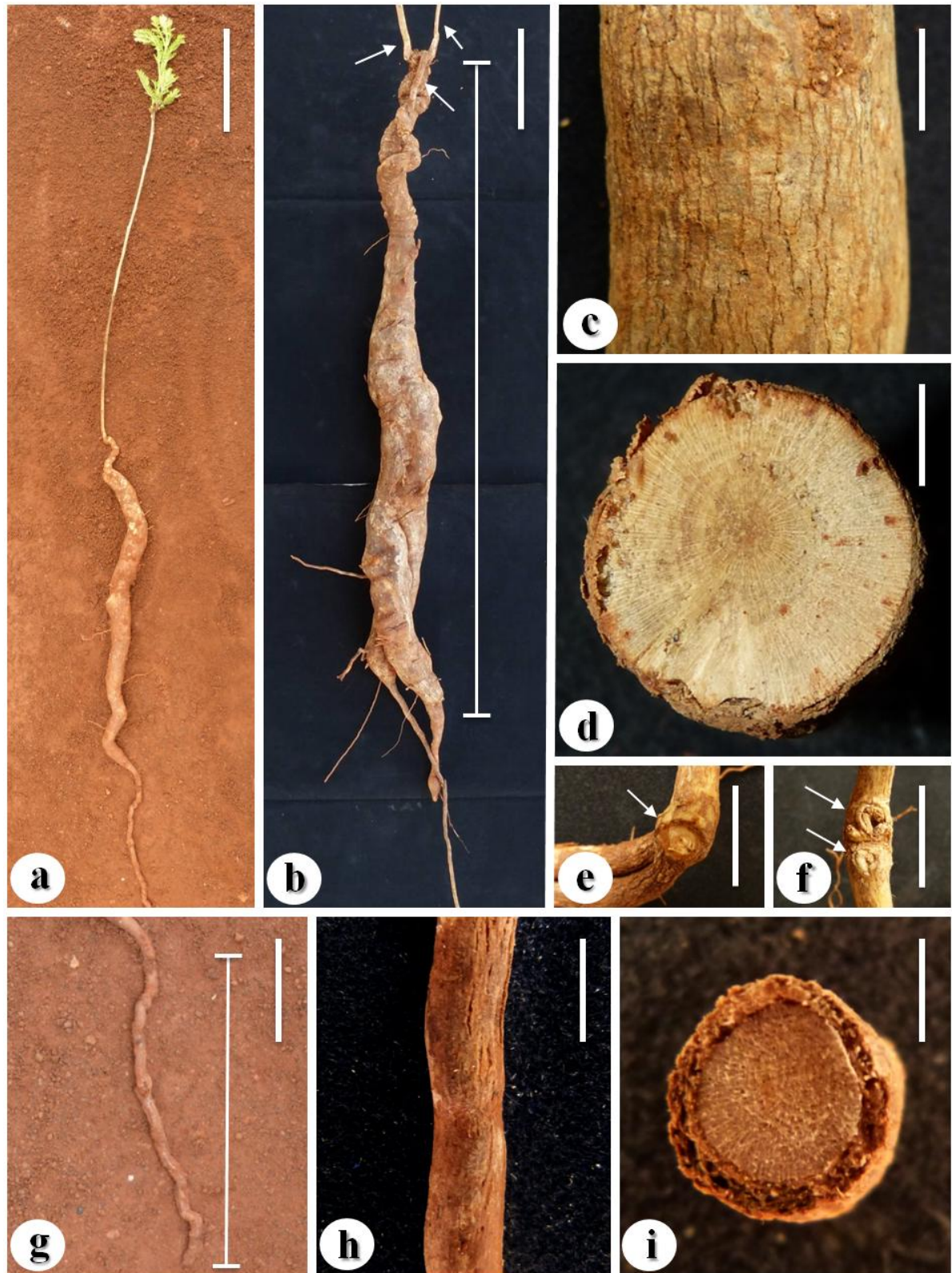
**TABELA 2.** Dimensões do xilopódio, raiz, caule e folha de cada espécime de *Jacaranda ulei* Bureau & K. Schum. analisado.

	<b>Xilopódio (cm)</b>			<b>Raiz (cm)</b>		<b>Caule (cm)</b>			<b>Folha (cm)</b>	
	Circunferência da região média	Diâmetro da região média	Altura	Circunferência da base	Diâmetro da base	Circunferência ao nível do solo	Diâmetro ao nível do solo	Altura a partir do solo	Comprimento	Largura
Planta 1	17,0	6,5	67,0	1,5	0,3	1,5/3,0*	0,4/0,6*	35,5/92,0*	3,8-18,0	2,1-9,2
Planta 2	9,0	3,0	30,0	2,0	0,5	2,0	0,4	47,0	3,7-9,6	2,0-6,1
Planta 3	10,0	3,0	62,0	2,0	0,4	2,0	0,5	49,0	3,4-6,0	1,8-3,5
Planta 4	14,5	4,0	33,5	1,0	0,2	1,5	0,4	40,0	3,0-6,5	1,5-4,0
Planta 5	9,0	3,5	30,0	1,5	0,3	1,0	0,4	52,0	5,2-13,8	2,3-7,9
<b>Média</b>	11,9	4,0	44,5	1,6	0,3	1,8	0,4	52,6	7,3	4,2

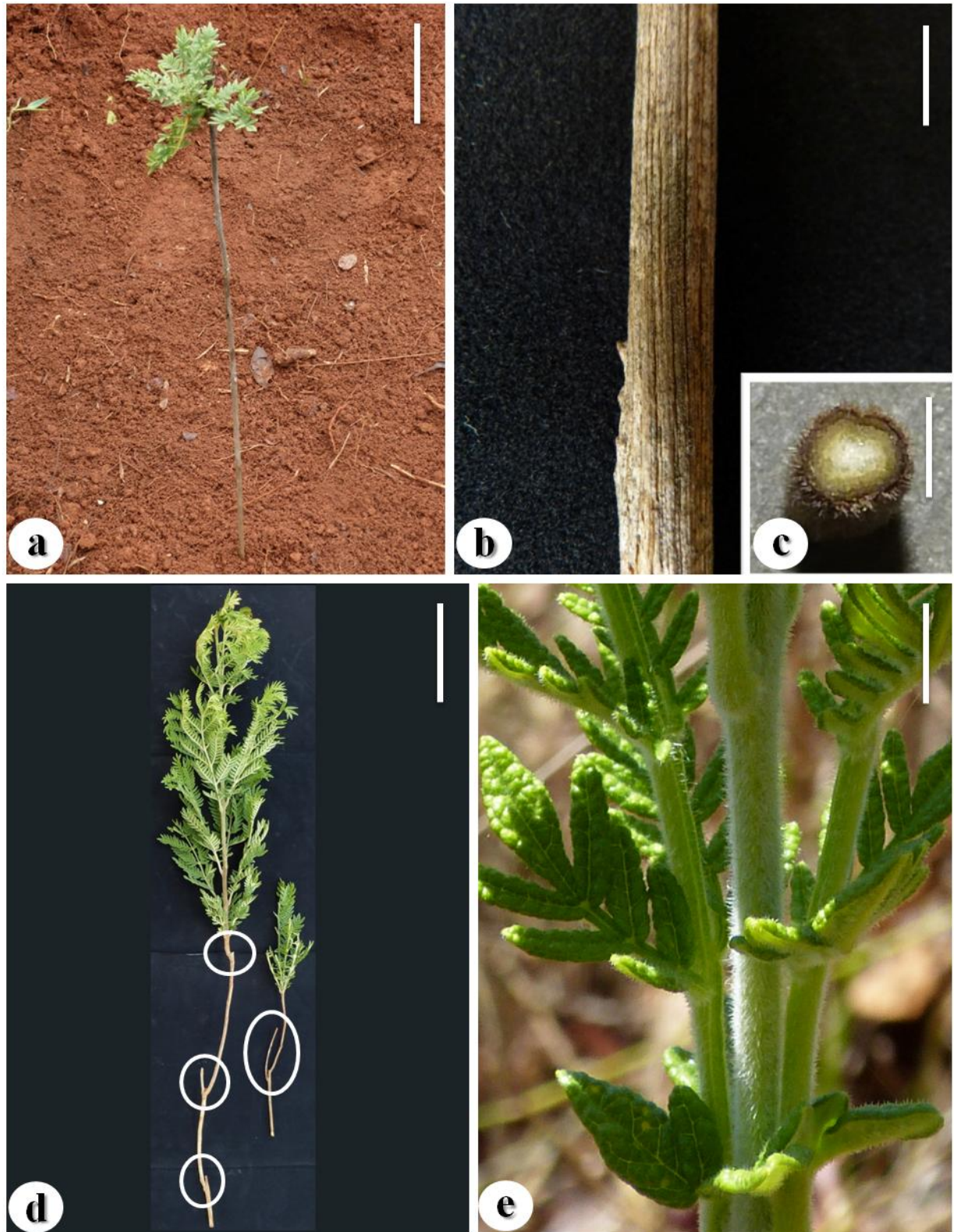
Data de coleta dos espécimes: plantas 1,2,3: outubro/2012; plantas 4, 5: agosto/2013.

\*Espécime com dois eixos caulinares originados do xilopódio.

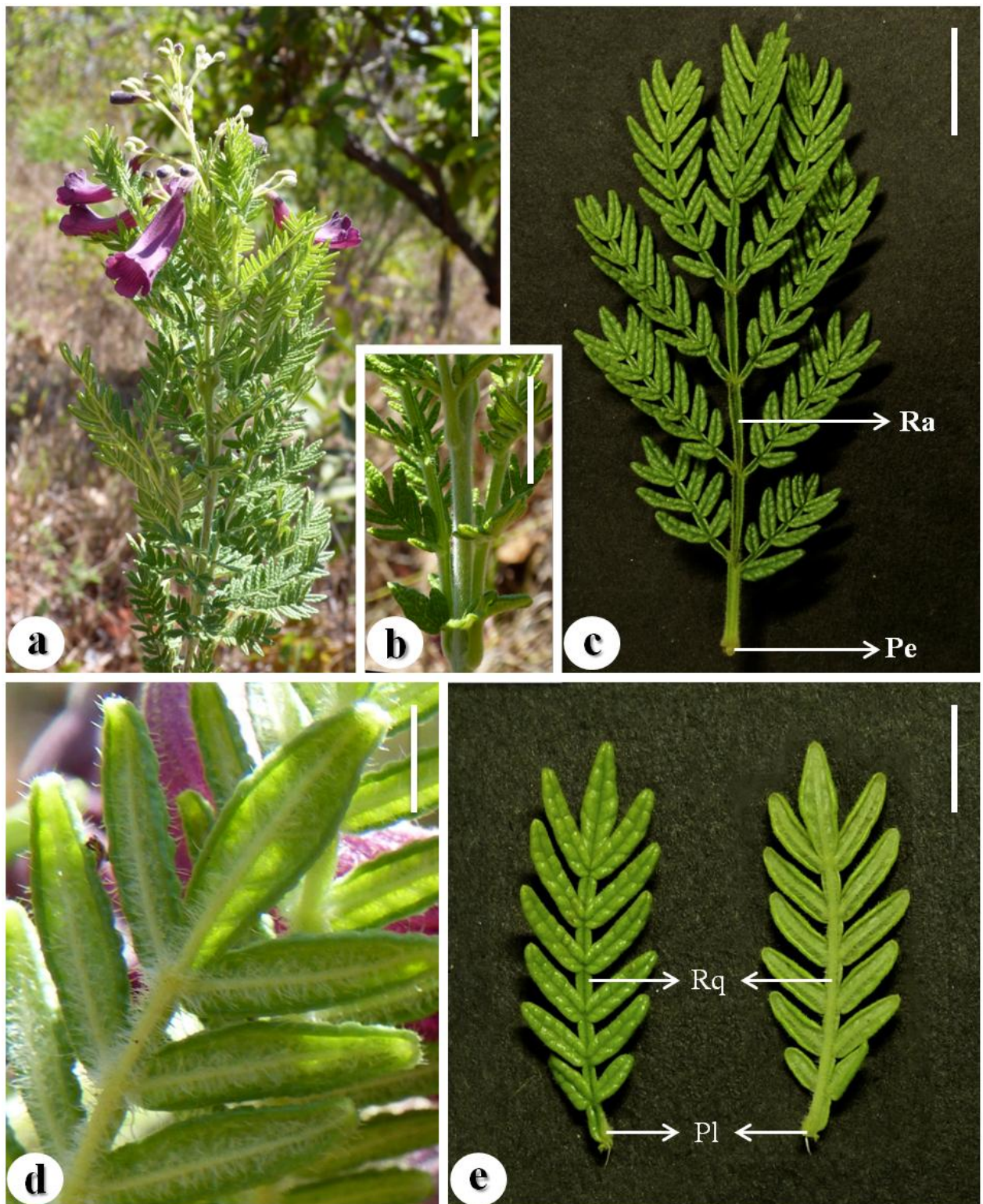




**FIGURA 1.** Sistema subterrâneo de *Jacaranda ulei* Bureau & K. Schum. (Bignoniaceae). **a.** Aspecto geral da planta. **b.** Xilopódio (em destaque); setas apontam caules que surgiram da parte superior do xilopódio. **c.** Súber do xilopódio. **d.** Secção transversal do xilopódio. **e-f.** Cicatrizes de eixos caulinares que já senesceram, originados da porção superior do xilopódio, comprovando seu poder gemífero. **g.** Aspecto geral da raiz, em destaque. **h.** Súber da raiz. **i.** Secção transversal da raiz. Barras: 11,5 cm (a); 10,0 cm (b); 1,2 cm (c); 1,0 cm (d); 1,5 cm (e); 1,2 cm (f); 4,7 cm (g); 0,6 cm (h); 0,2 cm (i).



**FIGURA 2.** Caule de *Jacaranda ulei* Bureau & K. Schum. (Bignoniaceae). **a.** Hábito. **b.** Aparência do súber. **c.** Aspecto do caule em secção transversal. **d.** Caules de um mesmo espécime, com destaque para fragmentos de ramos dos períodos vegetativos anteriores, que senesceram, demonstrando as sucessivas brotações originadas da gema axilar subjacente à gema apical morta. **e.** Ramo jovem viloso. Barras: 9,2 cm (a); 0,7 cm (b); 0,5 cm (c); 14,0 cm (d); 1,2 cm (e).



**FIGURA 3.** Folhas de *Jacaranda ulei* Bureau & K. Schum. (Bignoniaceae). **a.** Aspecto geral da planta em fase de floração apresentando folhas jovens e vistosas. **b.** Detalhe da inserção da folha no caule. **c.** Face adaxial da folha adulta, evidenciando a raque e o pecíolo. **d.** Face abaxial dos folíolos densamente vilosa. **e.** Faces adaxial e abaxial, respectivamente, dos folíolos. Pe: pecíolo; Pl: peciólulo; Ra: raque; Rq: ráquila. Barras: 7,3 cm (a); 2,2 cm (b); 3,0 cm (c); 0,5 cm (d); 1,1 cm (e).

## 4. DISCUSSÃO

---

A descrição morfológica dos órgãos vegetativos de *Jacaranda ulei* Bureau & K. Schum. realizada nesse trabalho se enquadra nas descrições realizadas por Gentry (1992), Farias (2000), Lohmann e Pirani (1996) e Ribeiro (2003).

A análise morfológica de *J. ulei* revelou elementos comuns ao gênero, como a presença de folhas bipinadas (FARIAS, 2000; GENTRY, 1992), e ainda importantes características peculiares, que contribuirão para sua identificação, tendo em vista a existência de espécies muito semelhantes, como é o caso de *Jacaranda jasminoides* (Thunb.) Sandwith, *Jacaranda pulcherrima* Morawetz e *Jacaranda praetermissa* Sandwith (GENTRY, 1992).

Foram observadas características distintivas em *J. ulei*, como sua altura, que variou entre aproximadamente 0,4 m a 1,0 m. Segundo a literatura, a altura da planta pode variar entre 0,38 m a 2,60 m (RIBEIRO, 2003). Considerando que a espécie apresenta crescimento lento, a presença de indivíduos com maior altura pode estar relacionada com sua ocorrência em ambientes mais preservados, com ausência de queimadas recorrentes, por exemplo. Devido a sua altura e ao pequeno número de ramificações, as quais foram observadas no máximo duas, a espécie possui hábito subarbustivo, assim como classificou Ribeiro (2003). *J. ulei* apresenta ainda folhas coriáceas, discolors, fortemente buladas e densamente vilosas em sua face abaxial, com foliólulos de margem revoluta e de face abaxial vilosa com nervuras alvas e salientes, e sua raque/ráquila subalada e canaliculada. Seus foliólulos apresentam alta variabilidade quanto à sua forma (LOHMANN & PIRANI, 1996), podendo ser oblongo-elípticos a oblongo-ovados, com base redonda a subcordada e ápice agudo. Segundo Gentry (1992), as características da folha são capazes de distinguir a espécie, possibilitando sua identificação.

Além disso, estas e outras características são capazes de diferenciar *J. ulei* das demais espécies do gênero, sobretudo das mais similares, como é o caso de *J. jasminoides*, que possui flores semelhantes às de *J. ulei* (GENTRY, 1992). Estas espécies diferenciam-se pelo hábito e por determinadas particularidades das folhas. *J. jasminoides* é uma pequena árvore, enquanto que *J. ulei* é um subarbusto. Suas folhas apresentam um comprimento menor, variando de 3 a 18 cm (*J. jasminoides* = 12 a 25 cm), um maior número de folíolos por folha (*J. ulei* = 7-19; *J. jasminoides* = 5-9), um maior número de foliólulos por folíolo (*J. ulei*

= 3-19; *J. jasminoides* = 1-11) e o tamanho dos foliólulos é menor (*J. ulei* = 0,5-2,7 cm de comprimento e 0,2-0,8 cm de largura; *J. jasminoides* = 1,8-7,0 cm de comprimento e 0,9-4,0 cm de largura). A espécie possui ainda raque subalada, fato não observado em *J. jasminoides*, que apresenta foliólulos mais largos, igualmente pubescentes, mas não são fortemente bulados como os de *J. ulei*. É importante assinalar, que o material vegetal coletado de forma extrativista é frequentemente entregue, na indústria farmacêutica de fitoterápicos, em pequenos fragmentos, principalmente quando se trata de folhas. Desta maneira, o hábito da espécie a partir do qual o material foi coletado é muitas vezes omitido. Assim, as características morfológicas das folhas, são os únicos parâmetros disponíveis para a correta identificação da espécie.

As flores de *J. ulei* também se assemelham às de *J. pulcherrima* (GENTRY, 1992), espécie que possui porte arbóreo, podendo atingir até 4 m de altura. Dentre as diferenças analisadas entre as espécies encontra-se o hábito, sendo *J. ulei* um subarbusto com altura que varia de 0,4 a 1,0 m. As folhas de *J. ulei* também são distintas, menores em comprimento (*J. ulei* = 3-18 cm; *J. pulcherrima* = 15-31 cm), com uma quantidade inferior tanto de folíolos por folha (*J. ulei* = 7-19; *J. pulcherrima* = 13-21), quanto de foliólulos por folíolo (*J. ulei* = 3-19; *J. pulcherrima* = 7-27). O comprimento dos folíolos de *J. ulei* é menor (*J. ulei* = 0,5-6,0 cm; *J. pulcherrima* = 5-11 cm), assim como o comprimento e a largura dos seus foliólulos (*J. ulei* = 0,5-2,7 cm de comprimento e 0,2-0,8 cm de largura; *J. pulcherrima* = 1,5-3,0 cm de comprimento e 0,4-1,2 cm de largura). *J. pulcherrima* possui folhas maiores com foliólulos igualmente pubescentes, porém não são fortemente bulados. Conforme descrição de Farias (2000) e Gentry (1992), *J. pulcherrima* difere-se ainda de *J. ulei* por possuir o fruto mais delgado e estaminódio bífido ou emarginado no ápice, enquanto que em *J. ulei* o ápice do estaminódio é levemente capitado (GENTRY, 1992) e arredondado (RIBEIRO, 2003).

Outra espécie extremamente similar à *J. ulei* é *J. praetermissa*, cujas folhas são muito semelhantes (GENTRY, 1992). *J. ulei* diferencia-se pela ausência de lenticelas nos ramos e por ter a raque subalada e por seus foliólulos possuírem ápice agudo, diferente dos foliólulos de *J. praetermissa*, que têm ápice obtuso ou arredondado. De acordo com Gentry (1992), *J. praetermissa* difere-se ainda pelas anteras monotecas, pelo cálice profundamente partido até próximo da base, com 5 lobos lanceolados, e por seu fruto ser conspicuamente mais delgado no centro. *J. ulei* possui anteras bitecas e cálice cupular 5-denteado (FARIAS, 2000; GENTRY, 1992).

Foi analisado o sistema subterrâneo de *J. ulei*, que apresentou-se lenhoso, altamente lignificado, de consistência rígida, estruturalmente complexo e tendo como uma de suas principais características a autoenxertia natural entre eixos caulinares e raízes, devido à sua alta capacidade gemífera. Na porção superior foram observadas saliências irregulares que indicam os locais dos caules originados em períodos vegetativos anteriores, que já haviam morrido. Essas características morfológicas permitem denominar o sistema subterrâneo dessa espécie de xilopódio (LINDMAN & FERRI, 1974; APPEZZATO-DA-GLÓRIA, 2003), assim como classificou Gentry (1992). O xilopódio é um órgão subterrâneo extremamente rígido, de consistência lenhosa e com capacidade gemífera (LINDMAN & FERRI, 1974). Sua complexidade estrutural está relacionada ao processo de autoenxertia entre ramos e raízes periodicamente emitidos (APPEZZATO-DA-GLÓRIA, 2003).

O xilopódio armazena água e alimento, e durante o período de déficit hídrico este persiste no solo, sendo capaz de rebrotar a parte aérea após as chuvas, ocorrendo em diversas plantas subarborescentes com brotações anuais (PEREIRA & PUTZKE, 2010). Assim, uma das mais importantes características dessa estrutura é o seu alto poder gemífero, que garante a regeneração das espécies, conferindo a estas sua permanência e sobrevivência, mesmo diante das adversidades do Cerrado (APPEZZATO-DA-GLÓRIA, 2003; RIZZINI & HERINGER, 1961).

A presença de xilopódio foi observada em diversas espécies do Cerrado (APPEZZATO-DA-GLÓRIA & CURY, 2011; APPEZZATO-DA-GLÓRIA & ESTELITA, 2000; PALHARES *et al.*, 2006; PAVIANI, 1977; RIZZINI, 1965; RIZZINI & HERINGER, 1961, 1962), bem como em várias outras espécies do gênero, como *Jacaranda decurrens* Cham., *Jacaranda intricata* A.H. Gentry & Morawetz, *Jacaranda racemosa* Cham. e *Jacaranda simplicifolia* K. Schum ex Bureau & K. Schum. (FARIAS, 2000).

Na vegetação do Cerrado é comum a ocorrência de sistemas subterrâneos capazes de resistir às frequentes queimadas ocorrentes no bioma, como os xilopódios, rizomas, raízes tuberosas e raízes gemíferas (ALVES & SILVA, 2011; APPEZZATO-DA-GLÓRIA, 2003; FIDELIS & PIVELLO, 2011; RIZZINI & HERINGER, 1962). Uma pesquisa realizada sobre regeneração pós-fogo em campo rupestre ferruginoso (canga) apontou que as gemas subterrâneas e outras estruturas perenes foram responsáveis por 98% da rebrota das espécies nos dois primeiros meses após o fogo, na estação seca. A partir do terceiro mês, com o início das chuvas, a maior parte da regeneração das plantas ocorreu pela germinação de sementes.

Dessa forma foi observado que, em vegetação de canga, o fogo passa rapidamente, não danificando as estruturas de reserva subterrânea e não destruindo o banco de sementes (CARMO, *et al.*, 2007). No bioma Cerrado, o fogo se propaga muito rapidamente, possibilitando que uma pequena camada de terra seja suficiente para isolar termicamente todos os sistemas subterrâneos existentes sob ela. Com isso, esses órgãos funcionam como estruturas de resistência à queimada, sendo capazes de sobreviver e rebrotar poucos dias após a ação do fogo (COUTINHO, 2002).

Outras características interessantes foram notadas na espécie. Esta não é ramificada, sendo comumente encontrada com apenas um ramo, e sua parte aérea é geralmente anual. Enquanto ocorre a dispersão das sementes, as folhas se tornam amareladas e senescentes, e um novo ramo brota do caule a partir da gema axilar subjacente à gema apical, que entra em senescência, ocorrendo a morte do ramo. Esse processo ocorre sucessivamente. Como resultado, o caule maduro apresenta diversos fragmentos de ramos dos períodos vegetativos anteriores, que morreram, demonstrando as sucessivas brotações. Conforme Ribeiro (2003), as inflorescências de *J. ulei* são terminais, resultado da diferenciação da gema apical em floral. Esta não é capaz de se desdiferenciar e voltar a produzir primórdios foliares e, portanto, morre, iniciando novas brotações. Dessa forma, cada ramo floresce uma única vez. Foram observadas de duas a nove brotações por caule analisado, consequência de dois a nove períodos reprodutivos. A espécie floresce em ramos anuais, de agosto a novembro, e a dispersão dos seus frutos ocorre entre abril e agosto (RIBEIRO, 2003).

Dentre as observações realizadas, foi constatado que o período de coleta dos indivíduos influenciou determinadas características morfológicas, como o tamanho e a coloração das folhas. As maiores médias de comprimento e de largura foliar foram observadas no espécime coletado em período chuvoso (planta 1). Enquanto que o espécime coletado em período de déficit hídrico apresentou as menores médias de comprimento e de largura foliar (planta 4). Foi analisado ainda que a cor das folhas dos indivíduos coletados na época de chuva era mais clara, possuindo folhas mais vigorosas do que as coletadas durante a seca. Essas condições foram corroboradas por Santos e Carlesso (1998), que concluíram que plantas submetidas às condições de déficit hídrico podem apresentar uma redução do tamanho das folhas, menor expansão foliar, diminuição do índice de área foliar e uma menor produção de folhas.

Diversos estudos que analisaram a qualidade e a autenticidade de drogas vegetais comercializadas no país comprovaram a má qualidade do material vegetal, expondo aos consumidores o risco da aquisição e utilização de produtos impróprios para o consumo (AMARAL *et al.*, 2003; DIAS *et al.*, 2013; ENGEL *et al.*, 2008; MELO *et al.*, 2004). Brandão *et al.* (1998) analisaram amostras comerciais de camomila (*Matricaria chamomilla* L.) obtidas em farmácias para uso medicinal, onde foi detectada a presença de flores distintas contaminando a amostra, além da presença de coleópteros, muitas vezes vivos. Resultados semelhantes foram encontrados por Beltrame *et al.* (2009) na avaliação da qualidade de amostras comerciais de carqueja – *Baccharis trimera* (Less) DC – baseados nas características morfológicas e organolépticas da espécie. Foi observada a presença de fragmentos de outras espécies vegetais, além de insetos, pelos e resíduos minerais.

Com isso, é notável a necessidade de um rígido controle de qualidade das plantas utilizadas como matéria-prima para a produção das drogas vegetais e dos fitoterápicos atualmente comercializados. É necessário ainda intensificar a vigilância por parte dos órgãos competentes, de modo a não permitir adulterações nos produtos, resultando na venda apenas de fitoterápicos e de drogas vegetais padronizados, autênticos, seguros e eficientes.

Neste contexto, a presença de características distintivas em *J. ulei* é essencial, principalmente devido à sua importância medicinal, pois contribui para a correta determinação da espécie. O estudo da morfologia vegetal é fundamental para a identificação das plantas medicinais, e, por conseguinte, fornece subsídios para o controle da qualidade das drogas vegetais e dos fitoterápicos (SOUZA-MOREIRA *et al.*, 2010). Dessa forma, a descrição morfológica de *J. ulei* é de grande interesse para a ciência e para a sociedade, considerando que contribuirá para a identificação precisa da espécie no campo. Além disso, reduz-se a probabilidade de ocorrerem enganos nas suas coletas, bem como no uso da espécie errada, tendo em vista que as propriedades medicinais variam de espécie para espécie (RODRIGUES & CARVALHO, 2001b).



## 5. CONCLUSÕES

---

---

- ❖ O sistema subterrâneo de *J. ulei* é constituído de xilopódio, com formato fusiforme, e de raiz axial cilíndrica.
  
- ❖ *J. ulei* possui um sistema subterrâneo adaptado às adversidades do bioma Cerrado. Este é capaz de armazenar água, favorecendo a planta nos períodos de déficit hídrico, e de resistir ao fogo, comum na estação seca.
  
- ❖ O xilopódio possui alta capacidade gemífera, possibilitando a sobrevivência e a regeneração da espécie em períodos desfavoráveis.
  
- ❖ O caule comumente apresenta diversas brotações sucessivas a partir da gema axilar subjacente à gema apical morta.
  
- ❖ As folhas são bipinadas, imparipinadas, opostas, discolors, coriáceas, com densa vilosidade na face abaxial, principalmente nas nervuras, que são alvas e salientes. Os folíolos apresentam limbo fortemente bulado, margem revoluta e ápice agudo. A raque e a ráquila são subaladas e canaliculadas. Essas características tornam *J. ulei* distinta das demais espécies do gênero, possibilitando sua correta identificação.

---

## REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

---

- ALVES, R. J. V. & SILVA, N. G. O fogo é sempre um vilão nos campos rupestres? **Biodiversidade Brasileira**, ano I, n. 2, p. 120-127, 2011.
- AMARAL, A. G. **Mudanças estruturais e florísticas do estrato herbáceo-arbustivo em campo sujo e campo limpo úmido na Fazenda Água Limpa - DF após um período de sete anos**. Brasília. Dissertação (Mestrado em Botânica) - Universidade de Brasília, 2008. 165 p.
- AMARAL, F. M. M.; COUTINHO, D. F.; RIBEIRO, M. N. S. & OLIVEIRA, M. A. Avaliação da qualidade de drogas vegetais comercializadas em São Luis/Maranhão. **Revista Brasileira de Farmacognosia**, v. 13, p. 27-30, 2003. Suplemento.
- APPEZZATO-DA-GLÓRIA, B. **Morfologia de sistemas subterrâneos: histórico e evolução do conhecimento no Brasil**. Ribeirão Preto: A.S. Pinto, 2003. 80 p.
- APPEZZATO-DA-GLÓRIA, B. & CURY, G. Morpho-anatomical features of underground systems in six Asteraceae species from the Brazilian Cerrado. **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, v. 83, n. 3, p. 981-991, 2011.
- APPEZZATO-DA-GLÓRIA, B. & ESTELITA, M. E. M. The developmental anatomy of the subterranean system in *Mandevilla illustris* (Vell.) Woodson and *M. velutina* (Mart. ex Stadelm.) Woodson (Apocynaceae). **Revista Brasileira de Botânica**, v. 23, n. 1, p. 27-35, 2000.
- ARRUDA, A. L. A.; VIEIRA, C. J. B.; SOUSA, D. G.; OLIVEIRA, R. F. & CASTILHO, R. O. *Jacaranda cuspidifolia* Mart. (Bignoniaceae) as an antibacterial agent. **Journal of Medicinal Food**, v. 14, n. 12, p. 1604-1608, 2011.
- ASSIS, P. A. **Atividade antifúngica de extratos depositados no banco de extratos de plantas do bioma Cerrado e de substâncias isoladas de *Matayba guianensis***. Brasília. Dissertação (Mestrado em Ciências da Saúde) - Universidade de Brasília, 2013. 168 p.
- BARBOSA, G. F. **Plantas medicinais: alternativa econômica a conservação do Cerrado brasileiro? Araguaína**. Dissertação (Mestrado em Desenvolvimento Regional e Agronegócio) - Universidade Federal do Tocantins, 2010. 94 p.

- BARROS, M. G. A. E. Plantas medicinais, usos e tradições em Brasília - DF. **Oréades**, v. 8, n. 14/15, p. 140-149, 1982.
- BELTRAME, F. L.; FERRONI, D. C.; ALVES, B. R. V.; PEREIRA, A. V. & ESMERINO, L. A. Avaliação da qualidade das amostras comerciais de *Baccharis trimera* L. (Carqueja) vendidas no Estado do Paraná. **Acta Scientiarum. Health Sciences**, v. 31, n. 1, p. 37-43, 2009.
- BRANDÃO, M. G. L.; FREIRE, N. & VIANNA-SOARES, C. D. Vigilância de fitoterápicos em Minas Gerais: verificação da qualidade de diferentes amostras comerciais de camomila. **Cadernos de Saúde Pública**, v. 14, n. 3, p. 613-616, 1998.
- CARMO, F. F.; SOUSA, E.; FONSECA, F. C.; RIBEIRO, L. C. & JACOBI, C. M. Recrutamento pós-fogo em dois habitats de um campo rupestre ferruginoso (canga) na Serra da Moeda, MG. *In*: CONGRESSO DE ECOLOGIA DO BRASIL, 8., Caxambu **Anais...** Caxambu: SEB, 2007. p. 1-2.
- CARNEIRO, M.R.B. **A flora medicinal no centro oeste do Brasil**: um estudo de caso com abordagem etnobotânica em campo limpo de Goiás. Anápolis. Dissertação (Mestrado em Sociedade, Tecnologia e Meio Ambiente) - Centro Universitário de Anápolis - UniEVANGÉLICA, 2009. 242 p.
- CASTRO, H. G.; FERREIRA, F. A.; SILVA, D. J. H. & MOSQUIM, P. R. **Contribuição ao estudo das plantas medicinais**: metabólitos secundários. Viçosa, MG: Suprema, 2001. 104 p.
- COUTINHO, L. M. O bioma do cerrado. *In*: KLEIN, A. L. (Ed.). **Eugen Warming e o cerrado brasileiro**: um século depois. São Paulo: UNESP, 2002. p. 77-91.
- DIAS, E. G. E.; VALENZUELA, V. C. T.; ALVES, M. R.; DUARTE, M. G. R. & GARCIA, E. F. Qualidade e autenticidade de folhas de chapéu-de-couro (*Echinodorus grandiflorus*) oriundas de fornecedores de São Paulo. **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais**, v. 15, n. 2, p. 250-256, 2013.
- ENGEL, I. C.; FERREIRA, R. A.; CECHINEL-FILHO, V. & MEYRE-SILVA, C. Controle de qualidade de drogas vegetais a base de *Bauhinia forficata* Link (Fabaceae). **Revista Brasileira de Farmacognosia**, v. 18, n. 2, p. 258-264, 2008.
- FARIAS, K. S.; SANTOS, T. S. N.; PAIVA, M. R. A. B.; ALMEIDA, S. M. L.; GUEDES, P. T.; VIANNA, A. C. A.; FAVARO, S. P.; BUENO, N. R. & CASTILHO, R. O.

Antioxidant properties of species from the Brazilian cerrado by different assays. **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais**, v. 15, n. 4, p. 520-528, 2013.

- FARIAS, R. **Fitogeografia dos gêneros *Jacaranda* Juss. e *Tabebuia* Gomes ex DC. no bioma Cerrado**. Brasília. Dissertação (Mestrado em Botânica) - Universidade de Brasília, 2000. 112 p.
- FARIAS, R.; ALVES, E. R.; MARTINS, C. R.; BARBOZA, M. A.; GODOY-ZANENGA, R.; SILVA, J. B & RODRIGUES-DA-SILVA, R. **Caminhando pelo Cerrado: plantas herbáceo-arbustivas - caracteres vegetativos e organolépticos**. Brasília: Editora Universidade de Brasília, 2002. 94 p.
- FERRERES, F.; GROSSO, C.; GIL-IZQUIERDO, A.; VALENTÃO, P. & ANDRADE, P. B. Phenolic compounds from *Jacaranda caroba* (Vell.) A. DC.: approaches to neurodegenerative disorders. **Food and Chemical Toxicology**, v. 57, p. 91-98, 2013.
- FIDELIS, A. & PIVELLO, V. R. Deve-se usar o fogo como instrumento de manejo no Cerrado e Campos Sulinos? **Biodiversidade Brasileira**, ano I, n. 2, p. 12-25, 2011.
- GACHET, M. S. & SCHÜHLY, W. *Jacaranda* - an ethnopharmacological and phytochemical review. **Journal of Ethnopharmacology**, v. 121, p. 14-27, 2009.
- GENTRY, A. H. **Bignoniaceae: part II (Tribe Tecomeae)**. Flora Neotropica: Monograph 25. New York: The New York Botanical Garden, 1992.
- GONÇALVES, E. G. & LORENZI, H. **Morfologia vegetal: organografia e dicionário ilustrado de morfologia das plantas vasculares**. São Paulo: Instituto Plantarum de Estudos da Flora, 2007. 450 p.
- HICKEY, L. T. Classification of the architecture of dicotyledonous leaves. **American Journal of Botany**, v. 60, n. 1, p. 17-33, 1973.
- HUSSAIN, H.; KROHN, K.; AHMAD, V. U.; MIANA, G. A. & GREEN, I. R. Lapachol: an overview. **ARKIVOC - Special Issue Reviews and Accounts**, v. 2, p. 145-171, 2007.
- LINDMAN, C. A. & FERRI, M. G. **A vegetação no Rio Grande do Sul**. São Paulo: Universidade de São Paulo, 1974. 377 p.

- LIPORACCI, H. S. N. & SIMÃO, D. G. Levantamento etnobotânico de plantas medicinais nos quintais do Bairro Novo Horizonte, Ituiutaba, MG. **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais**, v. 15, n. 4, p. 529-540, 2013.
- LOHMANN, L. G. **Bignoniaceae in Lista de Espécies da Flora do Brasil**. 2013. Disponível em: <<http://floradobrasil.jbrj.gov.br/jabot/floradobrasil/FB112305>>. Acesso em: 06 jul. 2014.
- LOHMANN, L. G. & PIRANI, J. R. Tecomeae (Bignoniaceae) da Cadeia do Espinhaço, Minas Gerais e Bahia, Brasil. **Acta Botanica Brasilica**, v. 10, n. 1, p. 103-138, 1996.
- MARCONDES, A. F. & OLIVEIRA, M. A. Cerrado e etnoveterinária: o que se sabe em Jataí - GO? **Brazilian Journal of Agroecology**, v. 6, p. 49-61, 2011.
- MEDEIROS, J. D. **Guia de campo: vegetação do Cerrado 500 espécies**. Brasília: MMA/SBF, 2011. 532 p. (Série Biodiversidade, 43).
- MELO, J. G.; NASCIMENTO, V. T.; AMORIM, E. L. C.; ANDRADE LIMA, C. S. & ALBUQUERQUE, U. P. Avaliação da qualidade de amostras comerciais de boldo (*Peumus boldus* Molina), pata-de-vaca (*Bauhinia spp.*) e ginko (*Ginkgo biloba* L.). **Revista Brasileira de Farmacognosia**, v. 14, n. 2, p. 111-120, 2004.
- MENDONÇA, R. C.; FELFILI, J. M.; WALTER, B. M. T.; SILVA JÚNIOR, M. C.; REZENDE, A. V.; FILGUEIRAS, T. S.; NOGUEIRA, P. E. & FAGG, C. W. Flora vascular do bioma Cerrado: checklist com 12.356 espécies. In: SANO, S. M.; ALMEIDA, S. P. & RIBEIRO, J. F. (Eds.). **Cerrado: ecologia e flora**. Brasília: EMBRAPA Cerrados, v. 2, 2008. p. 421-1279.
- MIGUEL, M. D. & MIGUEL, O. G. **Desenvolvimento de fitoterápicos**. 2 ed. São Paulo: Tecmedd, 2004. 115 p.
- OGURA, M.; CORDELL, G. A. & FARNSWORTH, N. R. Potential anticancer agents. III. Jacaranone, a novel phytoquinoid from *Jacaranda caucana*. **Lloydia**, v. 39, n. 4, p. 255-257, 1976.
- \_\_\_\_\_. Potential anticancer agents. IV. Constituents of *Jacaranda caucana* Pittier (Bignoniaceae). **Lloydia**, v. 40, n. 2, p. 157-168, 1977.

- PALHARES, D.; DE PAULA, J. E. & SILVEIRA, C. E. S. Morphology of stem and subterranean system of *Brosimum gaudichaudii* (Moraceae). **Acta Botanica Hungarica**, v. 48, n. 1, p. 89-101, 2006.
- PAVIANI, T. I. Estudo morfológico e anatômico de *Brasilia sickii* G. M. Barroso. II: anatomia da raiz, do xilopódio e do caule. **Revista Brasileira de Biologia**, v. 37, n. 2 p. 307-324, 1977.
- PEREIRA, A. B. & PUTZKE, J. **Dicionário brasileiro de botânica**. Curitiba: Editora CRV, 2010. 437 p.
- RADFORD, A. E.; DICKINSON, W. C.; MASSEY, J. R. & BELL, C. R. **Vascular plant systematics**. New York: Harper and Row, 1974.
- RAHMATULLAH, M.; SAMARRAI, W.; JAHAN, R.; RAHMAN, S.; SHARMIN, N.; MIAJEE, Z. U. M. E. U.; CHOWDHURY, M. H.; BARI, S.; JAMAL, F.; BASHAR, A. B. M. A.; AZAD, A. K. & AHSAN, S. An ethnomedicinal, pharmacological and phytochemical review of some Bignoniaceae family plants and a description of Bignoniaceae plants in folk medicinal uses in Bangladesh. **Advances in Natural and Applied Sciences**, v. 4, n. 3, p. 236-253, 2010.
- RIBEIRO, M. F. **Biologia reprodutiva e polinização de *Jacaranda ulei* Bureau & K. Schum. (Bignoniaceae)**. Brasília. Dissertação (Mestrado em Botânica) - Universidade de Brasília, 2003. 196 p.
- RIBEIRO, R. & MARINHO-FILHO, J. Estrutura da comunidade de pequenos mamíferos (Mammalia, Rodentia) da Estação Ecológica de Águas Emendadas, Planaltina, Distrito Federal, Brasil. **Revista Brasileira de Zoologia**, v. 22, n. 4, p. 898-907, 2005.
- RIZZINI, C. T. Estudos experimentais sobre o xilopódio e outros órgãos tuberosos de plantas do Cerrado. **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, v. 37, n. 1, p. 87-113, 1965.
- RIZZINI, C. T. & HERINGER, E. P. Underground organs of plants from some southern Brazilian savannas, with special reference to the xylopodium. **Phyton**, v. 17, p. 105-124, 1961.
- \_\_\_\_\_. Studies on the underground organs of trees and shrubs from some southern Brazilian savannas. **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, v. 34, n. 2, p. 235-247, 1962.

- RODRIGUES, E. Plants and animals utilized as medicines in the Jau National Park (JNP), Brazilian Amazon. **Phytotherapy Research**, v. 20, p. 378-391, 2006.
- RODRIGUES, V. E. G. & CARVALHO, D. A. Levantamento etnobotânico de plantas medicinais no domínio do Cerrado na região do Alto Rio Grande - Minas Gerais. **Ciência e Agrotecnologia**, v. 25, n. 1, p. 102-123, 2001a.
- \_\_\_\_\_. **Plantas medicinais no domínio dos cerrados**. Lavras: UFLA, 2001b. 180 p.
- SANTOS, J. A.; ARRUDA, A.; SILVA, A. M.; CARDOSO, C. A. L.; VIEIRA, M. C.; KASSUVA, C. A. L. & ARENA, A. C. Anti-inflammatory effects and acute toxicity of hydroethanolic extract of *Jacaranda decurrens* roots in adult male rats. **Journal of Ethnopharmacology**, v. 144, p. 802-805, 2012.
- SANTOS, R.F. & CARLESSO, R. Déficit hídrico e os processos morfológico e fisiológico das plantas. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, v. 2, n. 3, p. 287-294, 1998.
- SILVA, C. S. P. & PROENÇA, C. E. B. Uso e disponibilidade de recursos medicinais no município de Ouro Verde de Goiás, GO, Brasil. **Acta Botanica Brasilica**, v. 22, n. 2, p. 481-492, 2008.
- SOUZA-MOREIRA, T.M.; SALGADO, H.R.N. & PIETRO, R.C.L.R. O Brasil no contexto de controle de qualidade de plantas medicinais. **Revista Brasileira de Farmacognosia**, v. 20, n. 3, p. 435-440, 2010.
- VIEIRA, R. F. & MARTINS, M. V. M. Recursos genéticos de plantas medicinais do Cerrado: uma compilação de dados. **Revista Brasileira de Plantas Medicinais**, v. 3, n. 1, p. 13-36, 2000.
- VILA VERDE, G. M.; PAULA, J. R. & CANEIRO, D. M. Levantamento etnobotânico das plantas medicinais do cerrado utilizadas pela população de Mossâmedes (GO). **Revista Brasileira de Farmacognosia**, v. 13, p. 64-66, 2003. Suplemento.
- WENIGER, B.; ROBLEDO, S.; ARANGO, G. J.; DEHARO, E.; ARAGÓN, R.; MUÑOZ, V.; CALLAPA, J.; LOBSTEIN, A. & ANTON, R. Antiprotozoal activities of Colombian plants. **Journal of Ethnopharmacology**, v. 78, p. 193-200, 2001.

## **CAPÍTULO II**

---

---

ANATOMIA DOS ÓRGÃOS VEGETATIVOS DE *Jacaranda ulei* BUREAU  
& K. SCHUM.



**ANATOMIA DOS ÓRGÃOS VEGETATIVOS DE *Jacaranda ulei* BUREAU & K. SCHUM.****RESUMO**

A espécie *Jacaranda ulei* Bureau & K. Schum., também conhecida como caroba e carobinha-do-campo, possui grande importância na medicina tradicional. Suas folhas e seu sistema subterrâneo são comumente utilizados para o tratamento de coceiras, reumatismo, feridas, entre outros. Esse trabalho teve como objetivo descrever a anatomia dos órgãos vegetativos de *J. ulei*, com o intuito de contribuir para a correta identificação da espécie, e de fornecer subsídios para a padronização do controle de qualidade das drogas vegetais e fitoterápicos. Nesse estudo, foram caracterizados o sistema subterrâneo, o caule e as folhas de cinco espécimes de *J. ulei* localizados em áreas de cerrado *sensu stricto* de Brasília-DF. De acordo com as técnicas convencionais, as amostras foram seccionadas e as lâminas histológicas foram confeccionadas. O sistema subterrâneo é formado por um xilopódio lenhoso e lignificado. Possui anéis de crescimento distintos, assim como na raiz. Os vasos do xilopódio possuem porosidade difusa, são solitários e múltiplos radiais de até cinco elementos. As pontoações são areoladas, inclusas e possuem tamanho médio. As fibras são curtas, os raios são multisseriados e heterogêneos, e o parênquima axial é abundante. Os tubos crivados e as células companheiras estão distribuídos irregularmente entre os raios do líber. São observados canais secretores no floema. Testes revelaram a presença de amido nas células parenquimáticas, confirmando o caráter de reserva do órgão. A raiz apresenta vasos predominantemente solitários, de porosidade difusa, distribuídos em faixas tangenciais. As pontoações são areoladas e coalescentes. Os elementos de vaso geralmente apresentam apêndice. Substâncias de natureza lipídica podem ser observadas obstruindo o lume. O parênquima axial é paratraqueal vasicêntrico a confluyente, também apresentando parênquima marginal. O parênquima radial é heterogêneo, unisseriado a trisseriado. As fibras floemáticas são permeadas por esclereídes na região dos raios, assim como ocorre no xilopódio. Os tubos crivados e as células companheiras encontram-se distribuídos em faixas radiais. Os raios sofrem dilatação na região do floema não condutor. O mesmo é observado no xilopódio. O caule da espécie apresenta crescimento secundário, formado por vasos de porosidade difusa, dispostos em cadeias radiais. São, em sua maioria, múltiplos de duas a seis células. Possuem placa de perfuração simples, pontoações areoladas e podem apresentar apêndice. As fibras são bastante curtas. Possui raios frequentes, heterogêneos, unisseriados a bisseriados. No floema e no córtex são encontradas fibras gelatinosas distribuídas irregularmente. Os tubos crivados e as células companheiras estão distribuídos em faixas tangenciais. Foi observada a presença de tricomas tectores simples, unicelulares e agudos no ápice do caule. A lâmina dos foliólulos é dorsiventral, com a epiderme unicelular em ambas as faces. A folha é hipoestomática, com estômatos anomocíticos, de distribuição irregular. Estes apresentam crista estomática. Foi observada ainda a presença de tricomas tectores e glandulares predominantemente na face abaxial.

**PALAVRAS-CHAVE:** caroba, carobinha-do-campo, Cerrado, medicinal, sistema subterrâneo, xilopódio, raiz, caule, folha.

# 1. INTRODUÇÃO

---

A família Bignoniaceae compreende uma grande diversidade de espécies, que inclui árvores, arbustos, subarbustos, lianas e raras ervas. Abrange 82 gêneros e aproximadamente 860 espécies, amplamente distribuídas nas regiões tropicais (LOHMANN & ULLOA, 2007), sendo muitas utilizadas na medicina tradicional (GACHET & SCHÜHLY, 2009; GUARIM NETO & MORAIS, 2003; LIMA *et al.*, 2011; NUNES *et al.*, 2003; RAHMATULLAH *et al.*, 2010). Dentre essas, destaca-se *Jacaranda ulei* Bureau & K. Schum., um subarbusto nativo do Cerrado (LOHMANN, 2013), cuja distribuição ocorre em cerrado *sensu stricto*, borda de mata de galeria (MEDEIROS, 2011), campos de murundus (RIBEIRO & MARINHO-FILHO, 2005), cerrado rupestre e campo rupestre (MACHADO & ROMERO, 2014).

*J. ulei* é conhecida pelo uso dos seus órgãos vegetativos na medicina popular, para o tratamento de reumatismo, problemas da coluna, inflamação vaginal, feridas, coceiras e como depurativo do sangue (BARBOSA, 2010; BARROS, 1982; CARNEIRO, 2009; VIEIRA & MARTINS, 2000). A espécie também apresentou atividade antifúngica (ASSIS, 2013). Pesquisas recentes avaliaram os extratos etanólicos das folhas e das raízes e constataram sua ação antioxidante e a presença de compostos fenólicos em ambos os órgãos, porém em maior quantidade nas raízes (FARIAS *et al.*, 2013). Esses compostos podem estar diretamente relacionados à atividade antioxidante (DUTHIE & CROZIER, 2000).

Atualmente, as folhas de *J. ulei* são comercializadas em farmácias homeopáticas, indicadas para doenças da pele e das vias urinárias, e contra disenteria amebiana. A espécie foi relacionada inclusive ao tratamento de colite e vitiligo, de acordo com revistas especializadas em medicina tradicional. A planta possui ainda uso terapêutico veterinário, cuja utilização se dá em seis das seguintes categorias: doenças infecciosas, doenças parasitárias, desordens do sistema tegumentar, desordens do sistema músculo esquelético, desordens do sistema endócrino, desordens do sistema metabólico, desordens do sistema digestivo, processos inflamatórios (MARCONDES & OLIVEIRA, 2011).

Desde os tempos imemoráveis, as plantas são utilizadas com fins terapêuticos para o tratamento e a prevenção de doenças humanas, de forma a aprimorar suas condições de vida e aumentar a sua chance de sobrevivência. Estas podem ser utilizadas de diversas formas,

como no preparo de chá, infusão, decocção, maceração, como cataplasma, entre outros (LORENZI & MATOS, 2008). As plantas medicinais são utilizadas também na composição de fitoterápicos, os quais são constituídos por cápsulas, tinturas, xaropes, extratos-fluídos, drágeas, comprimidos, soluções e drogas *in natura* (MIGUEL & MIGUEL, 2004). Segundo pesquisa realizada com raizeiros, um dos motivos que influenciam a procura por espécies medicinais é o elevado custo dos medicamentos sintéticos (RODRIGUES & CARVALHO, 2001a). Atualmente, a medicina tradicional é globalmente utilizada, seja para os cuidados primários de saúde, ou, paralelamente à medicina alopática, para sua complementação (WHO, 2002; WHO, 2013).

A qualidade das plantas medicinais e dos fitoterápicos depende de múltiplos fatores, tais como o clima, o solo, a época de colheita e as condições de secagem (OLIVEIRA *et al.*, 1996; CASTRO *et al.*, 2001). Porém, um dos principais problemas que afetam a qualidade é a incorreta identificação botânica da matéria-prima vegetal (CASTRO *et al.*, 2001; MIGUEL & MIGUEL, 2004). Nem sempre os coletores possuem a experiência necessária para identificar corretamente as espécies medicinais (LORENZI & MATOS, 2008). Com isso, as drogas vegetais adquiridas não passam por um controle de qualidade adequado, e a utilização da espécie errada pode resultar em reações adversas ou até em uma grave intoxicação ao usuário (MIGUEL & MIGUEL, 2004).

Neste contexto, com a utilização de descrições morfoanatômicas, é possível identificar as espécies a partir de fragmentos vegetais secos, tendo em vista que as plantas são entregues, muitas vezes, fragmentadas para a formulação de fitoterápicos (MILANEZE-GUTIERRE *et al.*, 2003). Engel *et al.* (2008) observaram que duas de seis amostras comerciais de folhas de *Bauhinia forficata* Link analisadas não pertenciam à espécie em questão, com base na anatomia foliar. Dessa forma, pode-se garantir a autenticidade da droga vegetal por meio de estudos anatômicos.

Diversas pesquisas envolvendo a anatomia de espécies medicinais da família Bignoniaceae já foram realizadas (LÓPEZ *et al.*, 2014; MARTINS *et al.*, 2008; ZATTA *et al.*, 2009). Mauro *et al.* (2007) descreveram a anatomia das folhas e do caule de *Anemopaegma arvense* (Vell.) Stellf. ex de Souza, *Zeyheria Montana* Mart., e *Jacaranda decurrens* Chamisso. Tresvenzol *et al.* (2010) realizaram a descrição anatômica das folhas e gavinhas da espécie *Memora nodosa* (Silva Manso) Miers. Todos os estudos que abordam plantas medicinais são de fundamental importância por fornecer dados essenciais que

possibilitem a correta identificação das espécies. Além disso, com histórico de grande utilização pela população, as plantas medicinais possuem uma maior vulnerabilidade à extinção.

Deste modo, este trabalho foi desenvolvido com o objetivo de contribuir com o estudo anatômico dos órgãos vegetativos de *J. ulei*, visando fornecer subsídios para a correta identificação dessa espécie medicinal.

## 2. MATERIAL E MÉTODOS

---

---

Todos os experimentos foram conduzidos no Laboratório de Anatomia Vegetal do Departamento de Botânica – Instituto de Ciências Biológicas da Universidade de Brasília.

### 2.1. COLETA DOS ESPÉCIMES

Para a realização da análise anatômica, foram coletados cinco indivíduos adultos em estágio vegetativo, localizados em áreas de Cerrado *sensu stricto* próximas ao Centro Olímpico da UnB (15°46'1" S e 47°51'17,6" W). Estes foram desenterrados e coletados integralmente. Também foram coletados ramos para a confecção de exsiccatas, que foram incorporadas ao Herbário da Universidade de Brasília (UB) sob os números de registro UB06-Miranda, T.D., UB07-Miranda, T.D., UB08-Miranda, T.D., UB09-Miranda, T.D. e UB10-Miranda, T.D.

### 2.2. PREPARAÇÃO HISTOLÓGICA

O estudo anatômico dos órgãos vegetativos de *J. ulei* foi realizado a partir da porção média do xilopódio; da região basal da raiz, a 10 cm da base; da região mediana do caule; das folhas do quarto nó; e dos foliólulos da porção média das folhas. Amostras de folha, caule e raiz foram imersas em solução fixadora, composta de formaldeído:ácido acético:etanol 70% (FAA 70%), na proporção de 1:1:18, por 24 horas sob vácuo (JOHANSEN, 1940). Subsequentemente, as amostras foram desidratadas em série alcoólica crescente, infiltradas e incluídas em historresina Leica. Secções transversais, entre 7 e 12 µm, foram obtidas em micrótomo rotatório Leica RM 2145. Os cortes foram distendidos e aderidos às lâminas em placa histológica a 50 °C, corados com azul de Toluidina (O'BRIEN *et al.*, 1965) e montados em Entellan® (JOHANSEN, 1940). Foram ainda realizados cortes à mão livre, e corados com azul de Alcian e safranina na proporção 4:1 (KRAUS & ARDUIN, 1997).

De modo a complementar a descrição anatômica das células epidérmicas da folha, secções paradérmicas dos foliólulos foram realizadas. Para isso, as amostras foram imersas em solução de Franklin (1946) e mantidas em estufa a 60 °C durante 24 h. Posteriormente,

foram realizados três enxágues em água destilada e as amostras foram coradas com safranina aquosa e montadas em glicerina 50%.

As análises anatômicas do xilopódio foram realizadas a partir de secções histológicas nos planos transversal, longitudinal tangencial e longitudinal radial. As amostras foram seccionadas em micrótomo de deslize Jung, com espessura entre 20 e 30  $\mu\text{m}$ . Os cortes foram clarificados em hipoclorito de sódio a 1,25%, desidratados, corados em azul de Alcian e safranina (4:1) por cerca de 20 segundos e montados em lâminas permanentes com resina sintética (PAIVA *et al.*, 2006).

Para a dissociação dos tecidos do xilopódio, raiz e caule, pequenos fragmentos foram imersos em solução de Franklin (1946) e mantidos em estufa a 60 °C durante 24 h. Os fragmentos foram lavados com água destilada, corados com safranina aquosa e montados em glicerina 50%.

Para os testes histoquímicos, amostras de raiz, caule e foliólulo foram seccionadas em micrótomo de mesa. Amostras de xilopódio foram seccionadas em micrótomo de deslize. As secções foram submetidas à reagentes específicos. Foram feitos testes com Sudan IV (JENSEN, 1962) para verificar a presença de cutina, suberina, mucilagem e outras substâncias lipídicas; com floroglucinol acidificado (FOSTER, 1949) para lignina; e com lugol (LANGERON, 1949) para grãos de amido.

As lâminas foram analisadas em fotomicroscópio Zeiss Axioskop e fotografadas com câmera Leica EC3. As imagens foram capturadas por meio do programa Las Ez, e as medições foram realizadas utilizando-se o mesmo programa. Foram medidos a espessura da parede celular, o diâmetro e o comprimento dos elementos de vaso e das fibras, o diâmetro das células parenquimatosas, a altura e a largura dos raios. Foi ainda realizada a contagem de vasos por  $\text{mm}^2$  e de raios por mm linear. Foram realizadas 50 medições para cada parâmetro ( $n = 50$ ).

O estudo anatômico do lenho e a terminologia adotada seguem os critérios propostos pela International Association of Wood Anatomists (IAWA, 1989). Para a descrição quantitativa dos dados, foram determinados o valor mínimo, médio, máximo, o desvio padrão (S) e o coeficiente de variação (CV). Esses valores são suficientes para a identificação e para a descrição das espécies (MUÑIZ, 1986).

## 3. RESULTADOS

---

### 3.1. SISTEMA SUBTERRÂNEO

#### 3.1.1. XILOPÓDIO

O sistema subterrâneo de *J. ulei* é constituído por uma raiz axial e por um espessamento rígido e fusiforme localizado entre a raiz e o caule, que, devido às suas particularidades, é denominado xilopódio. Este possui consistência extremamente rígida, elevada capacidade gemífera e sua estrutura é altamente complexa, características típicas desse tipo de órgão.

O xilopódio é predominantemente constituído de tecidos lenhosos, composto de xilema primário e secundário (Figuras 1a-i) circundado pela casca (Figuras 2a-g). O lenho é caracterizado por possuir anéis de crescimento distintos, delimitados no lenho tardio pelo estreitamento radial e espessamento das paredes das fibras, e no lenho inicial por faixas de células de parênquima marginal (Figuras 1a-b).

Os vasos (Figuras 1a-b, 1e-h) possuem porosidade difusa, são solitários (59%) e agrupados (41%), em múltiplos radiais de até cinco elementos (Tabela 1). A frequência média é de 12,2 vasos por mm<sup>2</sup> (Tabela 2), o diâmetro tangencial médio é de 36,7 µm (lume) e sua margem é circular a oval. Os elementos de vaso apresentam comprimento médio de 374,3 µm, placa de perfuração simples e oblíqua (Figura 1f), pontoações intervasculares areoladas (Figura 1h), alternas, inclusas, circulares, com abertura horizontal e diâmetro tangencial médio de 9,9 µm. Apêndices podem ser observados em uma das extremidades ou em ambas (Figuras 1e-g), com comprimento médio igual a 51,7 µm, raramente ausentes.

As fibras libriformes possuem diâmetro total médio de 14 µm, lume médio igual a 5,4 µm, comprimento médio de 789,6 µm, apresentam paredes finas a espessas, possuindo em média 4,3 µm de espessura. As fibras apresentam pontoações simples. O parênquima axial é abundante, paratraqueal confluyente e em faixas marginais delimitando os anéis de crescimento, com duas (Figuras 1a-b) a mais de oito camadas de células na largura.

Os raios (Figuras 1a-d) são multisseriados largos, com uma a sete séries, e uma a duas células nas terminações. São heterogêneos, formados por células procumbentes na região central e fileiras de células eretas e quadradas nas margens. A altura média do raio é de 834,7  $\mu\text{m}$ , com a largura média igual a 68  $\mu\text{m}$  e frequência média de 9,3 raios por mm linear. As pontoações radio-vasculares são simples, com abertura oblíqua. Testes realizados com Lugol demonstraram a presença de grãos de amido nas células dos parênquimas axial e radial (Figura 1i).

A casca do xilopódio, formada pelo floema, córtex e periderme, possui entre 0,2 a 4 mm de espessura. O líber apresenta faixas tangenciais compostas de fibras floemáticas, em feixes de uma a cinco células de altura, intercaladas por esclereídes solitários ou em grupos (Figuras 2a-e). Os esclereídes ocorrem frequentemente entre as faixas de fibras, dispostos principalmente na região radial do floema, apresentando parede espessa e lignificada (Figura 2e). Na parte mais externa do floema secundário, os raios multisseriados mostram-se dilatados (Figura 2b).

Os elementos de tubo crivado são curtos, apresentando, em média, 249,5  $\mu\text{m}$  de comprimento e 25,5  $\mu\text{m}$  de diâmetro tangencial. Os raios do floema condutor possuem altura, largura e seriação semelhantes aos raios do lenho (Figura 2f). São heterogêneos, constituídos por células quadradas, eretas e, às vezes, procumbentes. O parênquima axial é abundante. Canais secretores foram observados no floema, podendo ocorrer no córtex (Figuras 2b-c, 2g).

O córtex é constituído por células isodiamétricas organizadas em sentido tangencial. A periderme é composta por no mínimo quatro camadas celulares, formadas pela feloderme, com uma a duas células de espessura, pelo felogênio, com duas faixas de células tabulares, e pelo súber, que pode conter de uma a três camadas. Na região mais externa da casca do xilopódio é encontrado o ritidoma.

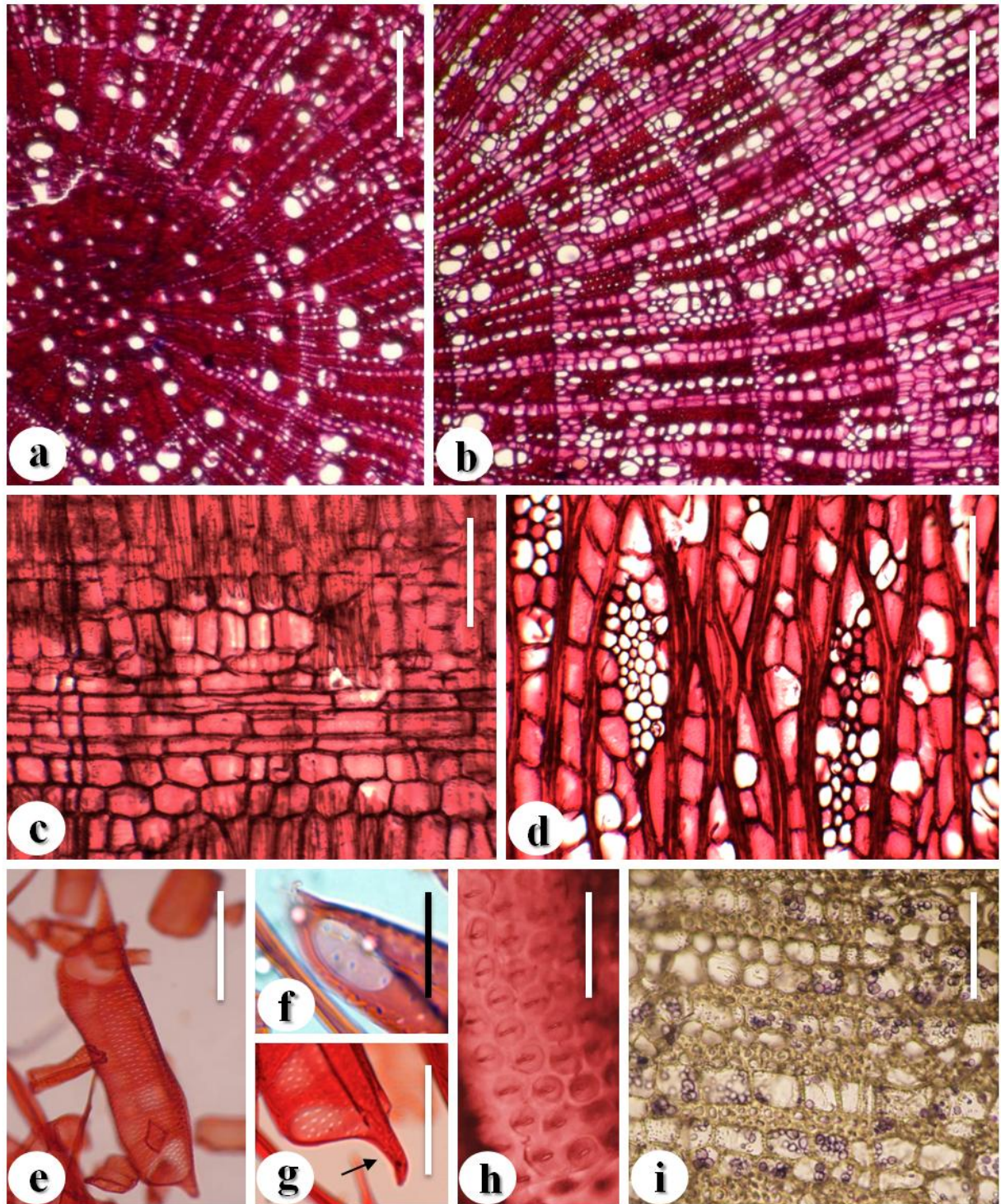
**TABELA 1.** Porcentagem de vasos solitários e múltiplos presentes no xilopódio da planta adulta de *Jacaranda ulei* Bureau & K. Schum.

Vasos	Solitários	Geminados	Múltiplos de 3	Múltiplos de 4	Múltiplos de 5
Xilopódio	59%	22%	9%	5%	5%

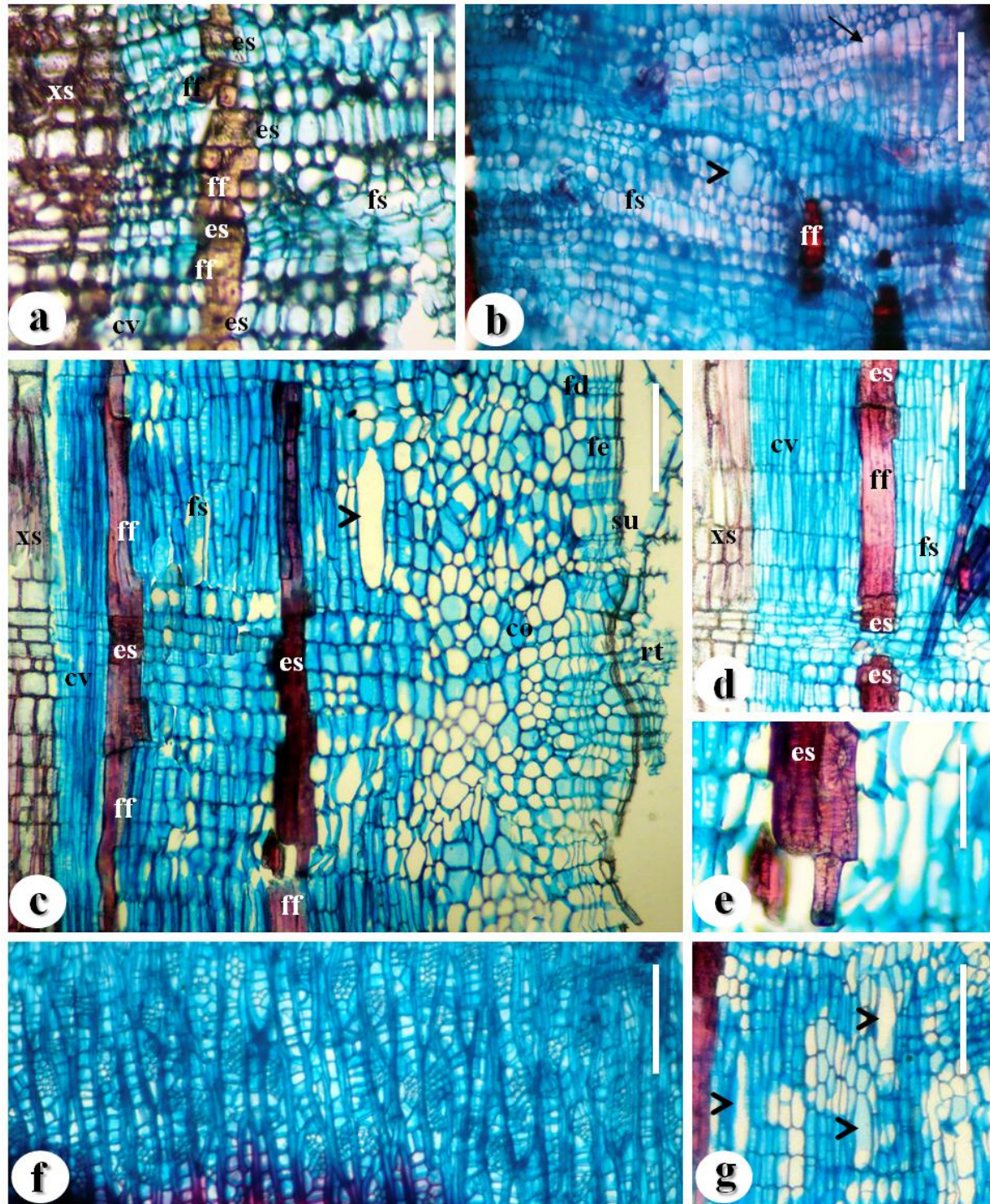


**TABELA 2.** Parâmetros anatômicos quantitativos dos elementos constituintes do xilopódio da planta adulta de *Jacaranda ulei* Bureau & K. Schum. (n = 50).

<b>Parâmetros mensurados</b>	<b>Média</b>	<b>Mínimo</b>	<b>Máximo</b>	<b>S</b>	<b>CV (%)</b>
<b>Lenho</b>					
<b>Vasos</b>					
Diâmetro total (µm)	43,4	14,5	77,7	13,2	30,4
Diâmetro do lume (µm)	36,7	10,8	68,5	12,4	33,8
Comprimento (µm)	374,9	206,9	551,8	80,7	21,5
Quantidade/mm <sup>2</sup>	12,2	2	58	8,6	70,8
Diâmetro das pontuações (µm)	9,9	5,5	13,2	2,4	23,8
Comprimento do apêndice (µm)	51,7	16,1	103,5	24	46,4
<b>Fibras</b>					
Diâmetro total (µm)	14	6,9	27,5	4,6	33,2
Diâmetro do lume (µm)	5,4	0,3	14,3	3,1	58
Comprimento (µm)	789,6	410,4	1512,8	186	23,6
Espessura da parede (µm)	4,3	2,1	8,7	1,4	33
Largura (µm)	23,8	6,2	55,2	8,5	35,9
<b>Raios</b>					
Altura (µm)	834,7	241,5	1599,5	325,3	39
Largura (µm)	68	25,1	119,4	22,7	33,4
Quantidade/mm	9,3	6	13	2	21,5
<b>Líber</b>					
<b>Tubos crivados</b>					
Diâmetro total (µm)	25,5	13,8	35,5	5,1	20,1
Comprimento (µm)	249,5	174,7	453,2	76,4	30,6
<b>Casca</b>					
Espessura (mm)	1	0,2	4,3	0,9	90,4



**FIGURA 1.** Aspectos anatômicos do lenho do xilopódio de *Jacaranda ulei* Bureau & K. Schum. **a.** Secção transversal apresentando vasos com distribuição difusa. **b.** Secção transversal evidenciando o parênquima axial paratraqueal confluyente. **c.** Secção longitudinal radial exibindo raios heterogêneos. **d.** Secção longitudinal tangencial expõe o parênquima radial 1-6 seriado. **e.** Elemento de vaso dissociado da madeira. **f.** Detalhe da placa de perfuração do elemento de vaso em dissociado. **g.** Dissociado apresentando elemento de vaso com apêndice (seta). **h.** Detalhe das pontoações areoladas dos vasos em dissociado. **i.** Secção transversal. Teste com Lugol evidenciando a presença de amido no parênquima. Barras: 290  $\mu\text{m}$  (a); 340  $\mu\text{m}$  (b); 190  $\mu\text{m}$  (c, d, g); 140  $\mu\text{m}$  (e, f); 30  $\mu\text{m}$  (h); 210  $\mu\text{m}$  (i).



**FIGURA 2.** Anatomia da casca do xilopódio de *Jacaranda ulei* Bureau & K. Schum. **a.** Secção transversal apresentando fibras do floema permeadas por esclereídes, dispostos em faixas. **b.** Secção transversal do floema evidenciando a presença de canal secretor (ponta de seta). Raios dilatados (seta) na região mais externa do floema. **c.** Secção longitudinal radial apresentando floema com raios heterogêneos e canal secretor (ponta de seta). **d.** Secção radial demonstrando a presença de esclereídes na região dos raios. **e.** Detalhe dos esclereídes. **f.** Secção longitudinal tangencial. Parênquima radial do floema condutor semelhante ao do lenho em altura e seriação. **g.** Detalhe dos canais secretores (ponta de seta) no floema em secção radial. co: córtex; cv: câmbio vascular; es: esclereíde; fd: feloderme; fe: felogênio; ff: fibras floemáticas; fs: floema secundário; rt: ritidoma; su: súber; xs: xilema secundário. Barras: 130 µm (a); 150 µm (b); 100 µm (c); 140 µm (d, g); 60 µm (e); 290 µm (f).

### 3.1.2. RAIZ

A raiz de *J. ulei* apresenta crescimento secundário. O xilema possui anéis de crescimento, sendo que o lenho tardio é demarcado pelo achatamento radial e pelo espessamento das paredes das células do raio e das fibras, e o lenho inicial delimitado por faixas de parênquima marginal (Figuras 3a-b).

O lenho (Figuras 3a-g) apresenta vasos com porosidade difusa, dispostos em faixas tangenciais. São exclusivamente solitários (90%), porém também são observados vasos múltiplos (10%) de duas a três células (Tabela 3). A frequência média é de 142,4 vasos por mm<sup>2</sup> (Tabela 4), o diâmetro tangencial médio é de 49,9 µm e sua margem é circular a oval. Os elementos de vaso possuem comprimento médio de 326,5 µm, e placa de perfuração simples, horizontal a oblíqua (Figuras 3e-f). Estes podem ou não apresentar apêndice (Figuras 3e-f), em uma das extremidades ou em ambas, com comprimento médio de 85 µm. As pontoações intervasculares são areoladas (Figura 3g), geralmente alternas, raramente opostas, coalescentes, circulares, com abertura horizontal, com diâmetro tangencial médio de 6,3 µm.

No lume dos elementos de vaso foi observada a presença de substâncias que o obstruíam parcialmente ou totalmente (Figuras 3b, 4a-c). Testes histoquímicos com Sudan IV revelaram a natureza lipídica desses compostos (Figura 4d).

As fibras libriformes do lenho possuem diâmetro total médio de 15 µm, com lume médio igual a 5,4 µm. O comprimento médio é de 560,5 µm e a da parede possui em média 4,8 µm de espessura. As fibras não são septadas e apresentam pontoações simples com abertura oblíqua. O parênquima axial é paratraqueal vasicêntrico a confluyente, entretanto também é encontrado parênquima em faixas marginal, com uma a quatro células de largura (Figuras 3a-b). O parênquima radial é unisseriado (73%), bisseriado (24%) ou trisseriado (3%), heterogêneo, formado por células eretas, quadradas e procumbentes misturadas ao longo do raio. Sua altura média é igual a 276,9 µm, sua largura média é de 15,2 µm e são encontrados em média 14,8 raios por mm linear (Figuras 3c-d).

O câmbio vascular é 1-5 seriado, formado por células tabulares (Figura 5a). O lenho e o câmbio vascular da raiz apresentam-se revestidos pelo líber e pela periderme. A espessura da casca variou entre 0,1 e 1,2 mm.

O líber apresenta faixas tangenciais de fibras floemáticas, com uma a sete células de altura, permeadas por um a três estratos de esclereídes (Figuras 5a, 5c-f). As fibras são libriformes e possuem parede extremamente espessa, obstruindo o lume celular. Os esclereídes estão presentes na região dos raios, onde as fibras são interrompidas, completando as faixas (Figura 5c).

Os tubos crivados e as células companheiras estão distribuídos em faixas radiais entre os raios do floema. Os elementos de tubo crivado apresentam, em média, 465  $\mu\text{m}$  de comprimento e 28,9  $\mu\text{m}$  de diâmetro tangencial. Os raios do floema condutor possuem seriação semelhante aos do lenho. Na região do floema não condutor os raios estão dilatados (Figura 5a-b). São observadas no líber faixas de fibras e esclereídes.

A periderme (Figuras 5a-b) é formada por um a três estratos de células isodiamétricas que compõem a feloderme, duas a três camadas de células tabulares do felogênio, e um a quatro estratos de súber, composto de células quadradas suberizadas. Foi observada a formação de ritidoma seriado com descamação (Figura 5b).

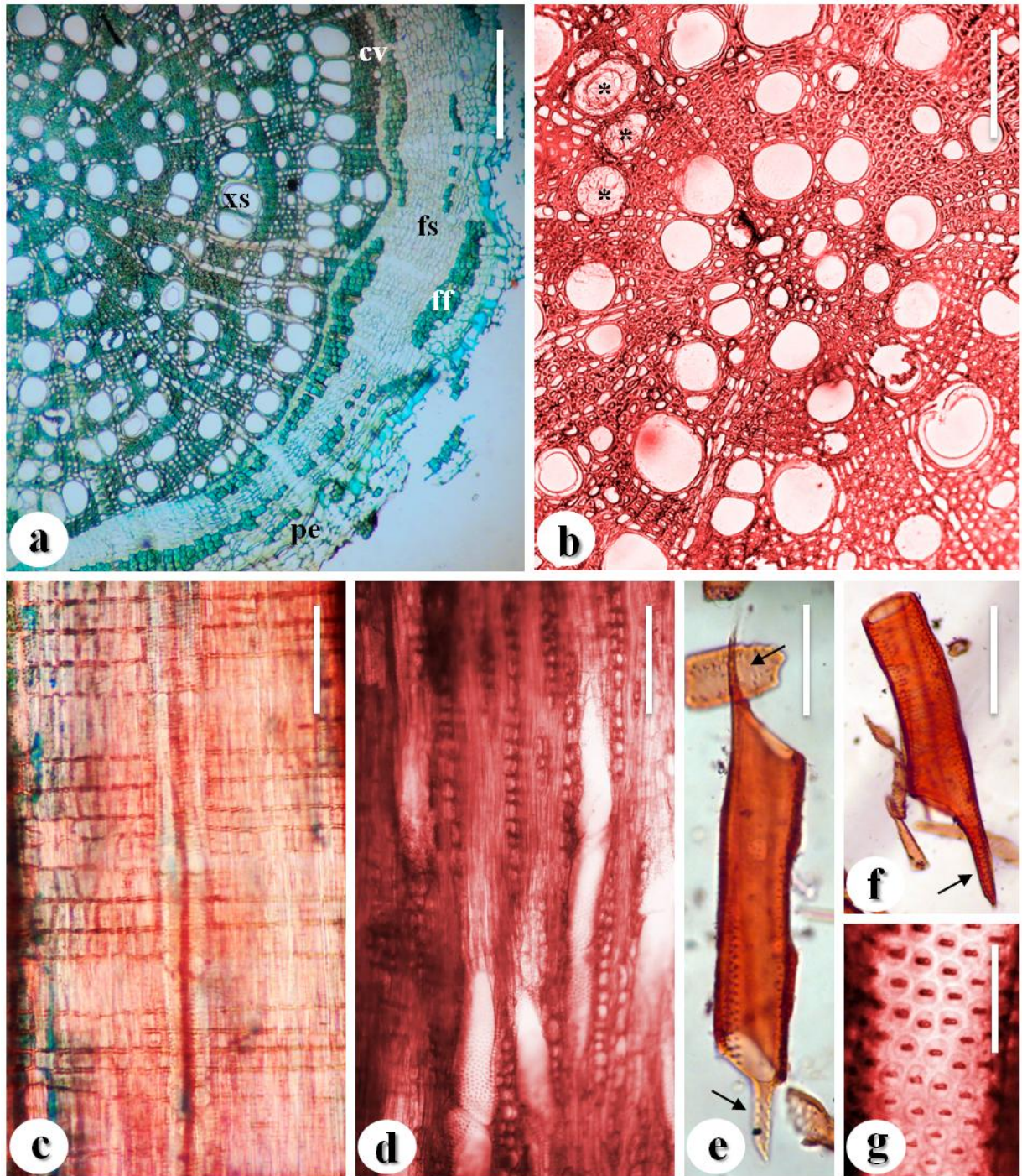
Foram realizados testes histoquímicos com Sudan IV, que evidenciaram a presença de compostos lipídicos no lume dos vasos, no parênquima axial e radial, nas fibras do lenho, no câmbio vascular, nas fibras floemáticas, nos esclereídes e na periderme (Figura 5d). Testes com floroglucinol acidificado evidenciaram a presença de lignina no lenho, nas fibras do floema primário, nos esclereídes e nas células tabulares do felogênio (Figura 5e). E testes com Lugol demonstraram a presença de grãos de amido em pequena quantidade nas células do parênquima axial, nos raios e nos elementos de tubo crivado do floema condutor (Figura 5f-h).

**TABELA 3.** Porcentagem de vasos solitários e múltiplos presentes na raiz da planta adulta de *Jacaranda ulei* Bureau & K. Schum.

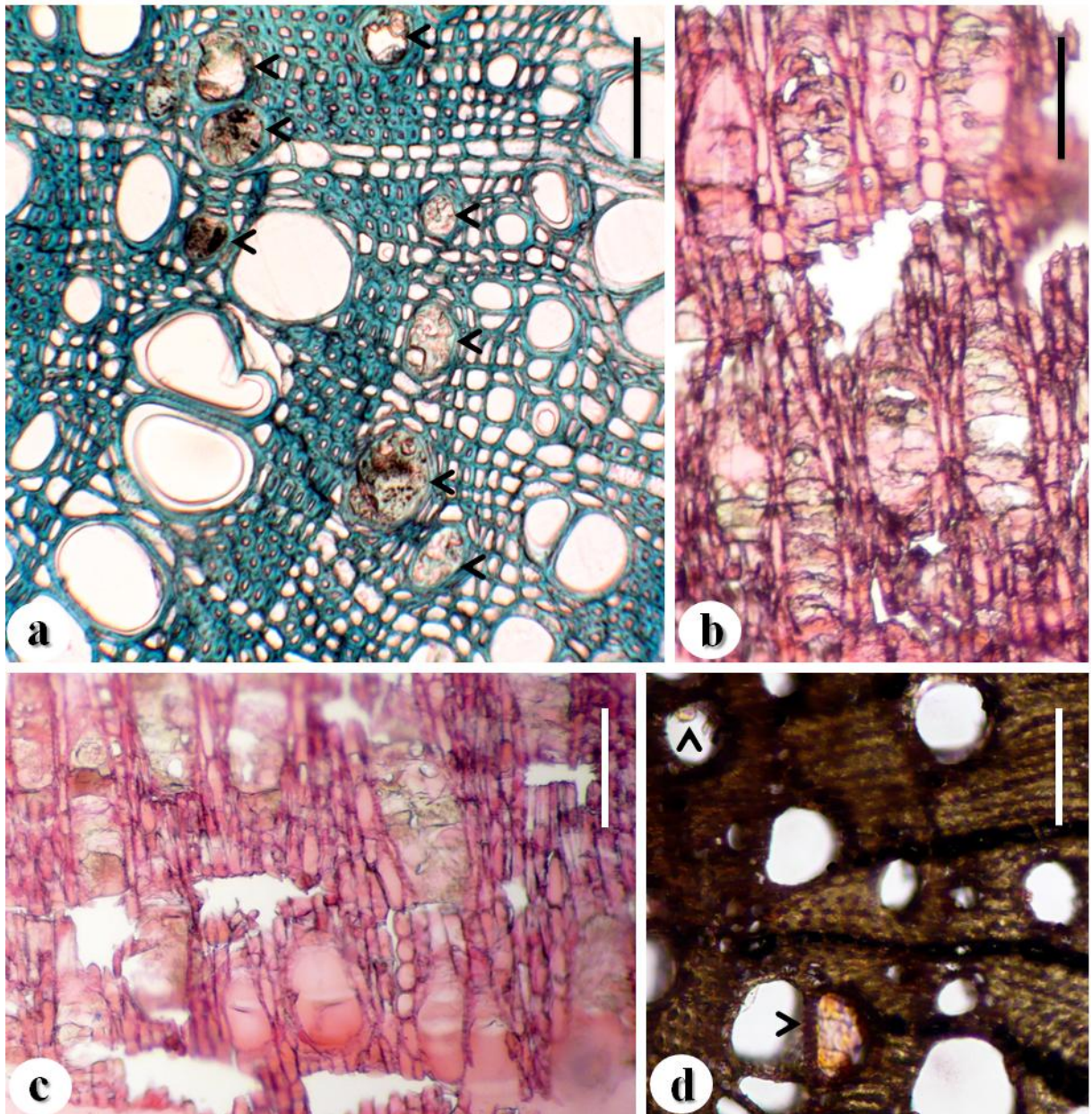
Vasos	Solitários	Geminados	Múltiplos de 3
Raiz	90%	8%	2%

**TABELA 4.** Parâmetros anatômicos quantitativos dos elementos constituintes da raiz da planta adulta de *Jacaranda ulei* Bureau & K. Schum. (n = 50).

Parâmetros mensurados	Média	Mínimo	Máximo	S	CV (%)
<b>Lenho</b>					
<b>Vasos</b>					
Diâmetro total ( $\mu\text{m}$ )	49,9	23,3	101,3	13,2	28,8
Diâmetro do lume ( $\mu\text{m}$ )	36,3	17,6	59,4	10,7	29,4
Comprimento ( $\mu\text{m}$ )	326,5	159	546,3	96,8	29,7
Quantidade/ $\text{mm}^2$	142,4	84	206	30,4	21,4
Diâmetro das pontuações ( $\mu\text{m}$ )	6,3	3,8	9,9	1,8	28,3
Comprimento do apêndice ( $\mu\text{m}$ )	85	38,8	189,3	38,1	44,8
<b>Fibras</b>					
Diâmetro total ( $\mu\text{m}$ )	15	8,8	25,7	3,9	26,3
Diâmetro do lume ( $\mu\text{m}$ )	5,4	0,2	15,5	2,8	51,1
Comprimento ( $\mu\text{m}$ )	560,5	833,6	350,2	117,3	20,9
Espessura da parede ( $\mu\text{m}$ )	4,8	2,4	7,8	1,5	30,5
Largura ( $\mu\text{m}$ )	19,7	12	29,9	4,4	22,5
<b>Raios</b>					
Altura ( $\mu\text{m}$ )	276,9	592,7	53,5	128,7	46,5
Largura ( $\mu\text{m}$ )	15,2	27,7	5,9	6,5	42,8
Quantidade/ $\text{mm}$	14,8	9	20	2,7	18,5
<b>Líber</b>					
<b>Tubos crivados</b>					
Diâmetro total ( $\mu\text{m}$ )	28,9	11,8	45,8	9,1	31,5
Comprimento ( $\mu\text{m}$ )	465	210,6	679,4	105,7	22,7
<b>Casca</b>					
Espessura (mm)	0,5	0,1	1,2	0,3	61,6

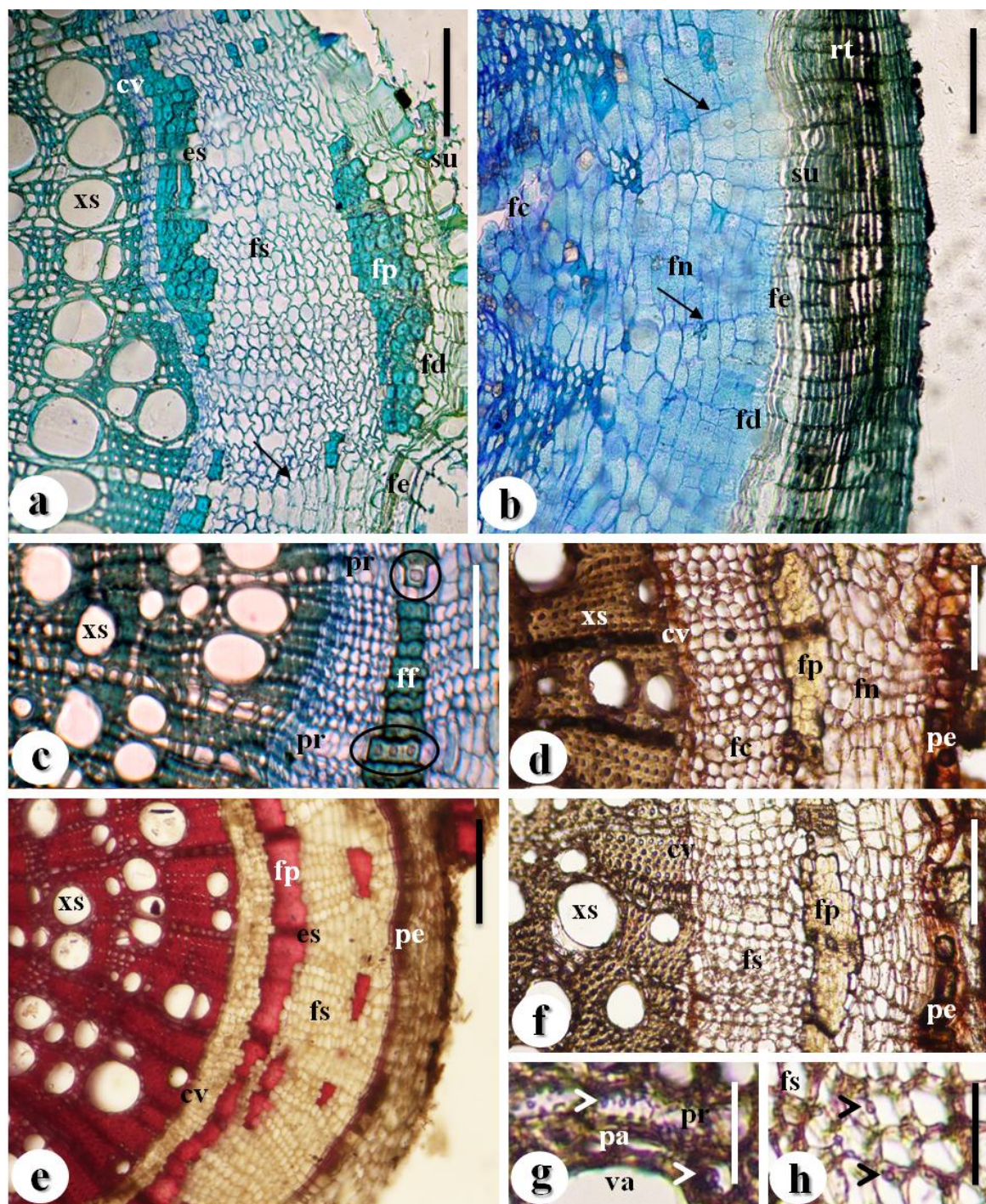


**FIGURA 3.** Anatomia do lenho da raiz de *Jacaranda ulei* Bureau & K. Schum. **a.** Secção transversal. Aspectos gerais. **b.** Secção transversal. Vasos apresentando conteúdo (\*). **c.** Secção longitudinal radial mostrando raios heterogêneos. **d.** Secção longitudinal tangencial evidenciando raios unisseriados e bisseriados. **e.** Dissociado. Elemento de vaso apresentando apêndice (seta) em ambas as extremidades. **f.** Detalhe do apêndice (seta) em apenas uma das extremidades do elemento de vaso em dissociado. **g.** Detalhe das pontoações areoladas dos elementos de vaso. cv: câmbio vascular; ff: fibras floemáticas; fs: floema secundário; pe: periderme; xs: xilema secundário. Barras: 220  $\mu\text{m}$  (a); 150  $\mu\text{m}$  (b); 180  $\mu\text{m}$  (c, d); 90  $\mu\text{m}$  (e); 200  $\mu\text{m}$  (f); 20  $\mu\text{m}$  (g).



**FIGURA 4.** Aspectos anatômicos do lenho da raiz de *Jacaranda ulei* Bureau & K. Schum. **a.** Secção transversal evidenciando a presença de substâncias (ponta de seta) obstruindo parcialmente ou totalmente o lume dos vasos. **b-c.** Secção longitudinal tangencial. Vasos apresentando conteúdo. **d.** Secção transversal. Teste com Sudan IV, demonstrando a presença de compostos lipídicos no lume dos vasos. Barras: 120  $\mu\text{m}$  (a); 90  $\mu\text{m}$  (b); 100  $\mu\text{m}$  (c); 110  $\mu\text{m}$  (d).





**FIGURA 5.** Secção transversal da casca e testes histoquímicos da raiz de *Jacaranda ulei* Bureau & K. Schum. **a.** Aspecto geral da casca, evidenciando raios dilatados (seta). **b.** Casca apresentando ritidoma e raios dilatados (seta) presentes no floema não funcional. **c.** Em destaque, esclereídes presentes nas faixas de fibras da casca. **d.** Teste realizado com Sudan IV exibindo a presença de lipídios na periderme. **e.** Teste com floroglucinol acidificado demonstrando que as fibras floemáticas e os esclereídes são lignificados. **f, g, h.** Teste com lugol evidenciando a presença de grãos de amido (ponta de seta) nas células parenquimáticas do xilema e no floema. cv: câmbio vascular; es: esclereíde; fc: floema condutor; fd: feloderme; fe: felogênio; ff: fibras do floema primário; fn: floema não condutor; fp: floema primário; fs: floema secundário; pa: parênquima axial; pr: parênquima radial; rt: ritidoma; su: súber; va: vaso; xs: xilema secundário. Barras: 140  $\mu$ m (a, d); 150  $\mu$ m (b); 180  $\mu$ m (c); 120  $\mu$ m (e); 130  $\mu$ m (f); 30  $\mu$ m (g, h).

### 3.2. ESTRUTURA SECUNDÁRIA DO CAULE

O lenho do caule de *J. ulei* (Figuras 6a-g) não apresenta anéis de crescimento distintos. Os vasos (Figuras 6a-b) possuem porosidade difusa, em cadeias radiais, solitários (49%) e múltiplos (51%) de duas a seis células (Tabela 5), com frequência média de 91,3 vasos por mm<sup>2</sup>, e diâmetro tangencial médio de 88,3 µm (lume), sua margem é circular a oval. O comprimento médio dos elementos de vaso é igual a 408,2 µm (Tabela 6), e sua placa de perfuração é simples, com abertura horizontal a oblíqua (Figura 6e-f). Os vasos possuem pontoações intervasculares areoladas (Figura 6g), alternas, coalescentes, circulares, com abertura horizontal e diâmetro tangencial médio de 12,5 µm. Podem ser observados apêndices nas extremidades dos elementos de vaso (Figura 6e-f). Estes possuem em média 82,7 µm de comprimento.

As fibras libriformes possuem diâmetro tangencial médio de 14,8 µm, sendo que o lume possui, em média, 5,9 µm. O comprimento médio é de 637,2 µm, apresenta paredes finas a espessas, possuindo em média 4,4 µm de espessura. As fibras apresentam diminutas pontoações simples. O parênquima axial é paratraqueal escasso e vasicêntrico, sendo encontrado em quantidade reduzida (Figuras 6a-b).

Os raios são unisseriados a bisseriados (30%), heterogêneos, com faixas formadas por células procumbentes, quadradas e eretas, misturadas ao longo do raio. Possuem altura média igual a 431,2 µm, largura média de 25,2 µm e frequência média de 14,3 raios por mm linear (Figuras 6c-d).

O câmbio vascular do caule possui de dois a três estratos de células tabulares (Figura 7a). A casca (Figuras 7a-d) é constituída pelo floema, córtex, periderme e, às vezes, ritidoma. Sua espessura variou entre 0,2 e 0,9 mm.

O floema é constituído por fibras do floema primário dispostas em feixes de até 13 células de altura. São fibras libriformes de paredes espessas. Permeadas no floema encontram-se ainda fibras gelatinosas (Figura 7a-b). A delimitação entre o floema condutor e o não condutor é pouco nítida. Os tubos crivados e as células companheiras estão distribuídos em faixas tangenciais. Os elementos de tubo crivado apresentam comprimento médio de 293,9 µm e o diâmetro tangencial é igual a 17,9 µm. Os raios do líber possuem seriação semelhante aos do lenho.

O córtex remanescente é constituído por células tabulares a arredondadas, com cinco a dez estratos dispostos em faixas tangenciais, permeado por fibras gelatinosas (Figura 7a). A periderme é composta de três a seis estratos de células (Figura 7c). A feloderme é unisseriada a bisseriada, o felogênio é formado por uma a duas camadas de células tabulares, e o súber possui de um a três estratos de células tabulares, quadradas e arredondadas lignificadas. Podem ser encontradas faixas de esclereídes na periderme, com uma a cinco camadas celulares (Figura 7d). Pode ocorrer a formação de ritidoma (Figura 8a). Também foi observada a presença de tricomas tectores simples, unicelulares e agudos no ápice (Figura 7a, 7c).

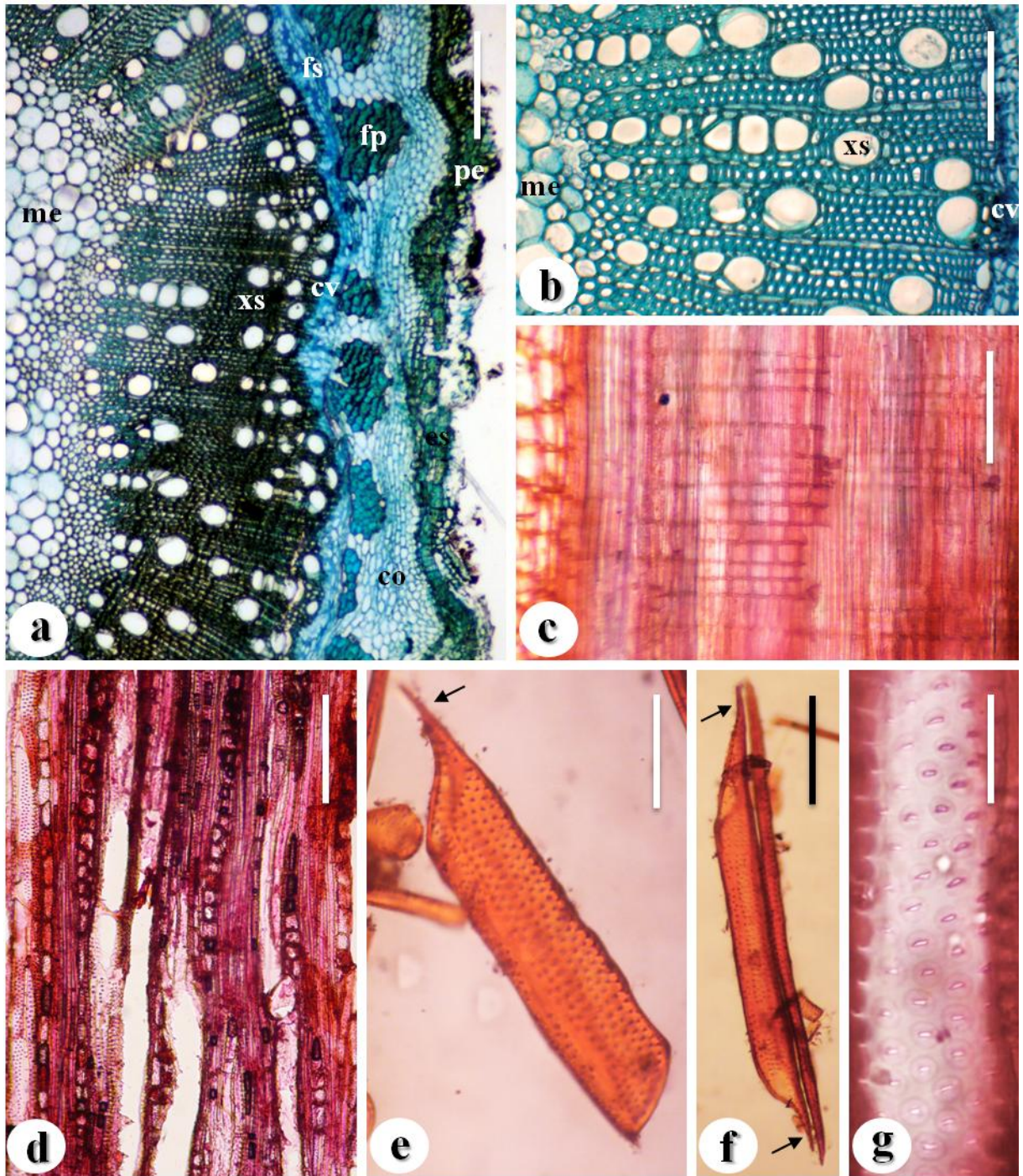
Os testes realizados com floroglucinol acidificado apontaram a presença de lignina no xilema secundário, nas fibras floemáticas, no felogênio e nos esclereídes presentes na periderme (Figura 8a-b). Testes com Lugol demonstraram a presença de grãos de amido no córtex e a ausência de amido no parênquima medular (Figura 8c-e). E os testes com Sudan IV evidenciaram a presença de compostos lipídicos no lenho, nas fibras floemáticas e na periderme (Figura 8f-h).

**TABELA 5.** Porcentagem de vasos solitários e múltiplos presentes no caule da planta adulta de *Jacaranda ulei* Bureau & K. Schum.

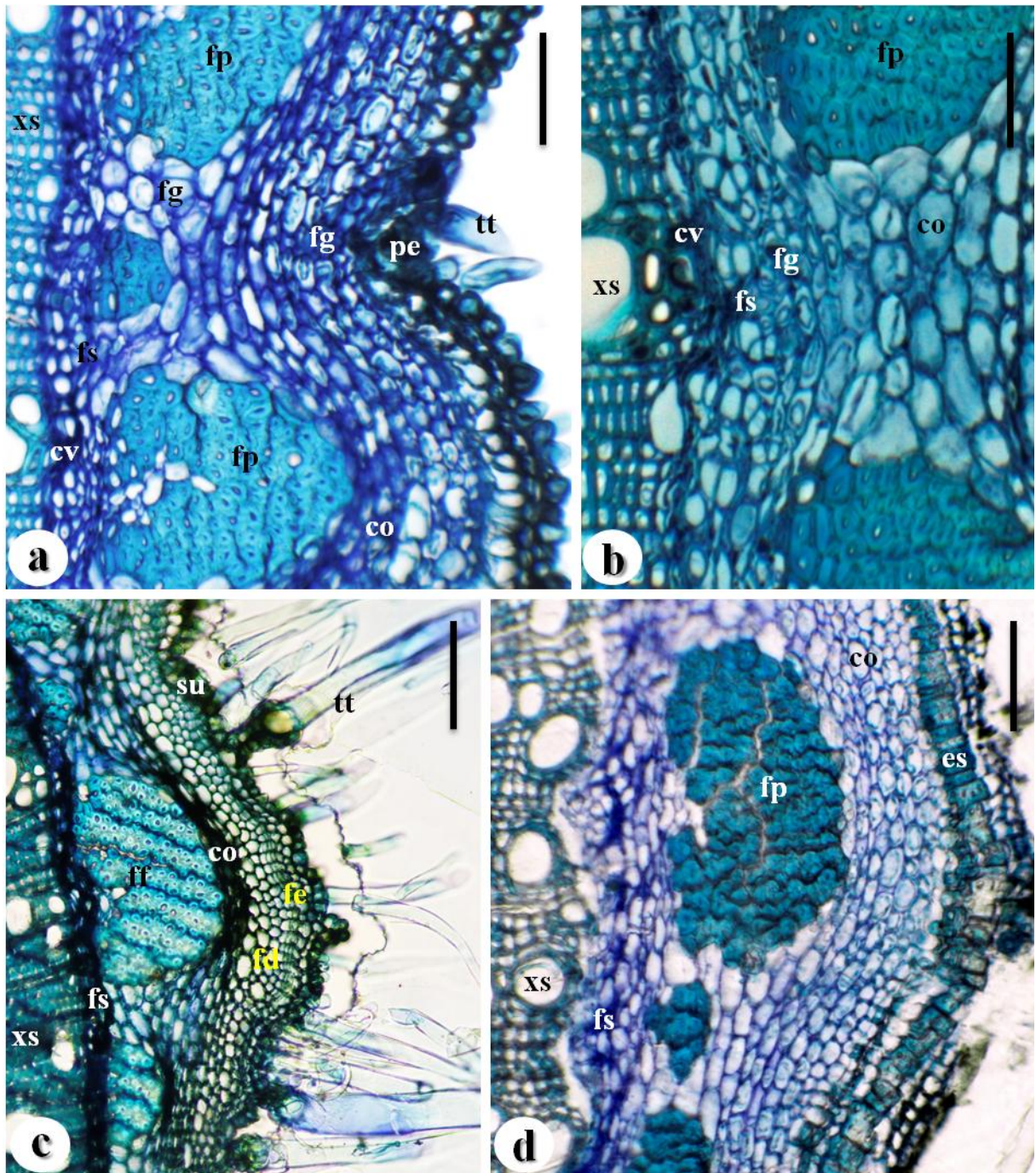
Vasos	Solitários	Geminados	Múltiplos de 3	Múltiplos de 4	Múltiplos de 5	Múltiplos de 6
Caule	49%	20%	15%	12%	3%	1%

**TABELA 6.** Parâmetros anatômicos quantitativos dos elementos constituintes do caule da planta adulta de *Jacaranda ulei* Bureau & K. Schum. (n = 50).

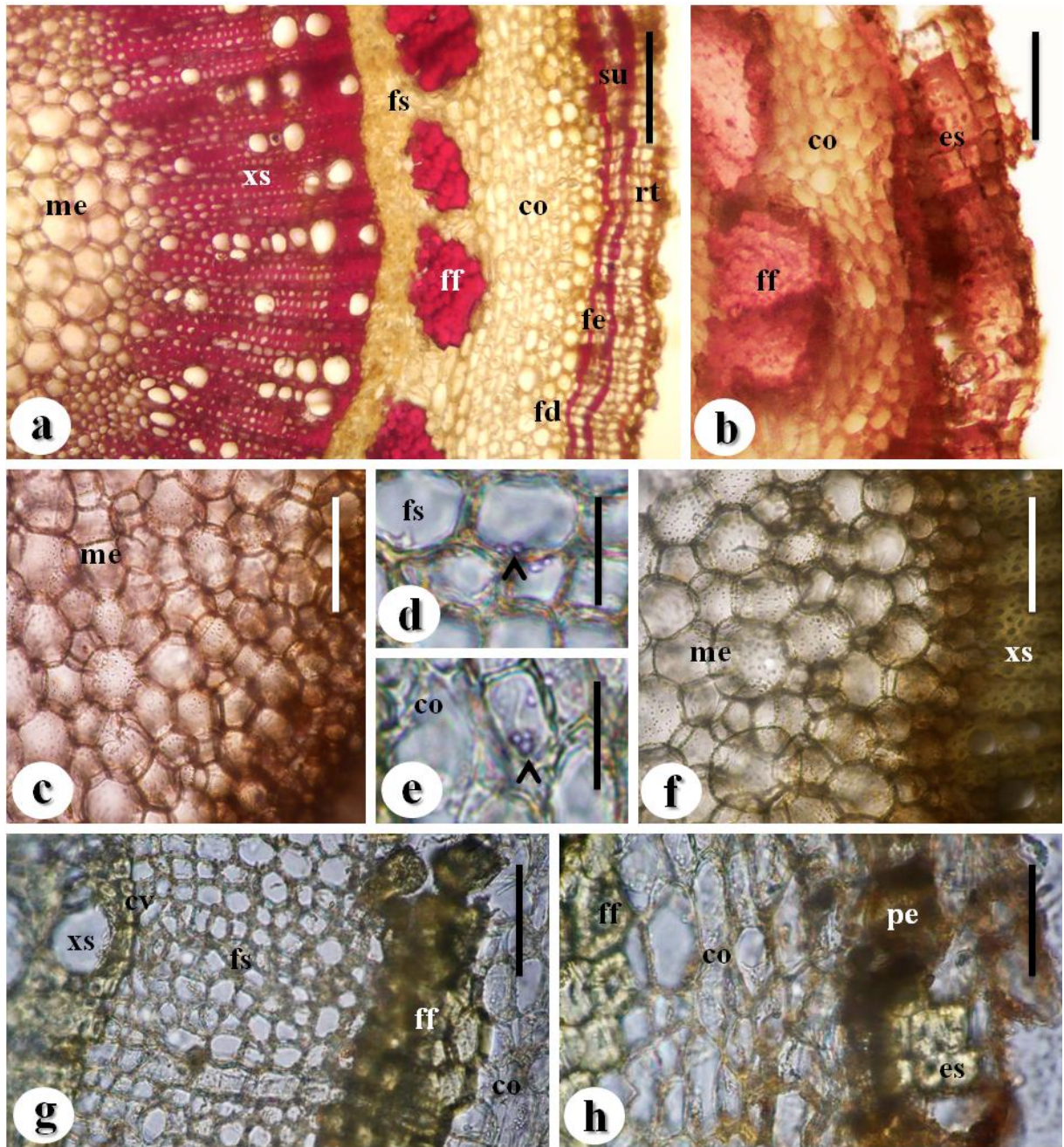
Parâmetros mensurados	Média	Mínimo	Máximo	S	CV (%)
<b>Lenho</b>					
<b>Vasos</b>					
Diâmetro total ( $\mu\text{m}$ )	107,5	57,1	224,1	43,1	40,1
Diâmetro do lume ( $\mu\text{m}$ )	88,3	43,0	188,7	38,0	43,1
Comprimento ( $\mu\text{m}$ )	408,2	219,6	735,5	105,1	25,7
Quantidade/ $\text{mm}^2$	91,3	48,0	153,0	30,2	33,1
Diâmetro das pontuações ( $\mu\text{m}$ )	12,5	10,0	14,9	1,4	11,1
Comprimento do apêndice ( $\mu\text{m}$ )	82,7	18,6	282,6	64,9	78,4
<b>Fibras</b>					
Diâmetro total ( $\mu\text{m}$ )	14,8	9,8	22,1	3,4	23,0
Diâmetro do lume ( $\mu\text{m}$ )	5,9	0,6	11,8	3,2	54,2
Comprimento ( $\mu\text{m}$ )	637,2	308,9	1067,2	196,4	30,8
Espessura da parede ( $\mu\text{m}$ )	4,4	2,5	6,4	1,0	23,0
Largura ( $\mu\text{m}$ )	17,5	9,7	26,9	4,3	24,4
<b>Raios</b>					
Altura ( $\mu\text{m}$ )	431,2	173,6	828,2	194,1	45,0
Largura ( $\mu\text{m}$ )	25,2	14,9	41,1	7,2	28,5
Quantidade/mm	14,3	8,0	19,0	3,1	21,7
<b>Líber</b>					
<b>Tubos crivados</b>					
Diâmetro total ( $\mu\text{m}$ )	17,9	10,9	32,3	4,6	25,5
Comprimento ( $\mu\text{m}$ )	293,9	143,6	579,2	119,8	40,8
<b>Casca</b>					
Espessura (mm)	0,5	0,2	0,9	0,2	35,7



**FIGURA 6.** Anatomia do lenho do caule de *Jacaranda ulei* Bureau & K. Schum. **a.** Secção transversal evidenciando crescimento secundário. **b.** Secção transversal. Presença de vasos solitários e múltiplos. **c.** Secção longitudinal radial apresentando raios heterogêneos. **d.** Secção longitudinal tangencial exibindo os raios unisseriados e bisseriados. **e.** Elemento de vaso em amostra dissociada da madeira, apresentando apêndice (seta). **f.** Detalhe dos apêndices (setas) em ambas as extremidades do elemento de vaso, e fibra librifforme em dissociado. **g.** Detalhe das pontoações areoladas dos vasos. co: córtex; cv: câmbio vascular; fp: floema primário; fs: floema secundário; me: medula; xs: xilema secundário. Barras: 110  $\mu\text{m}$  (a); 150  $\mu\text{m}$  (b, c); 170  $\mu\text{m}$  (d); 70  $\mu\text{m}$  (e); 120  $\mu\text{m}$  (f); 30  $\mu\text{m}$  (g).



**FIGURA 7.** Aspectos anatômicos da casca do caule de *Jacaranda ulei* Bureau & K. Schum. em secção transversal. **a.** Parênquima cortical disposto em faixas tangenciais, permeado por fibras gelatinosas. **b.** Presença de fibras gelatinosas no floema. **c.** Detalhe das células da periderme, com a presença de tricomas tectores simples. **d.** Faixa de esclereídes presente na periderme. co: córtex; cv: câmbio vascular; es: esclereídes; fd: feloderme; fe: felogênio; ff: fibras floemáticas do floema primário; fg: fibras gelatinosas; fp: floema primário; fs: floema secundário; su: súber; tt: tricomas tectores; xs: xilema secundário. Barras: 100  $\mu\text{m}$  (a, d); 70  $\mu\text{m}$  (b); 110  $\mu\text{m}$  (c).



**FIGURA 8.** Testes histoquímicos do caule de *Jacaranda ulei* Bureau & K. Schum. em secção transversal. **a.** Floroglucinol acidificado evidenciando a presença de lignina nas fibras do floema primário. **b.** Floroglucinol acidificado demonstrando a presença de lignina na faixa esclerenquimática. **c.** Lugol comprovando a ausência de amido na medula. **d, e.** Lugol mostrando a presença de grãos de amido (ponta de seta) nas células do floema e do córtex. **f, g, h.** Sudan IV evidenciando a ausência de substâncias lipídicas na medula, e sua presença nas fibras floemáticas, nos esclereídes e na periderme. co: córtex; cv: câmbio vascular; es: esclereídes; fd: feloderme; fe: felogênio; ff: fibras floemáticas; fs: floema secundário; me: medula; pe: periderme; rt: ritidoma; su: súber; xs: xilema secundário. Barras: 120 μm (a, c, f); 60 μm (b); 40 μm (d, e); 90 μm (g, h).

### 3.3. FOLHA

#### 3.3.1. LÂMINA DO FOLIÓLULO

A epiderme adaxial, em vista frontal, apresenta células comuns, poligonais, contendo de 3 a 7 lados, dispostas irregularmente, com paredes anticlinais espessas, retas a curvas (Figura 9a-b). As células epidérmicas da face abaxial são comuns e possuem a parede anticlinal sinuosa e delgada (Figura 9c, 9e). A folha é hipoestomática, com estômatos anomocíticos, de distribuição irregular e formato elíptico. Suas células-guarda são reniformes, com espessamento nas paredes ventrais em contato com o ostíolo (figuras 9c-e), localizam-se no mesmo nível das células epidérmicas e apresentam cristas estomáticas (Figura 9f).

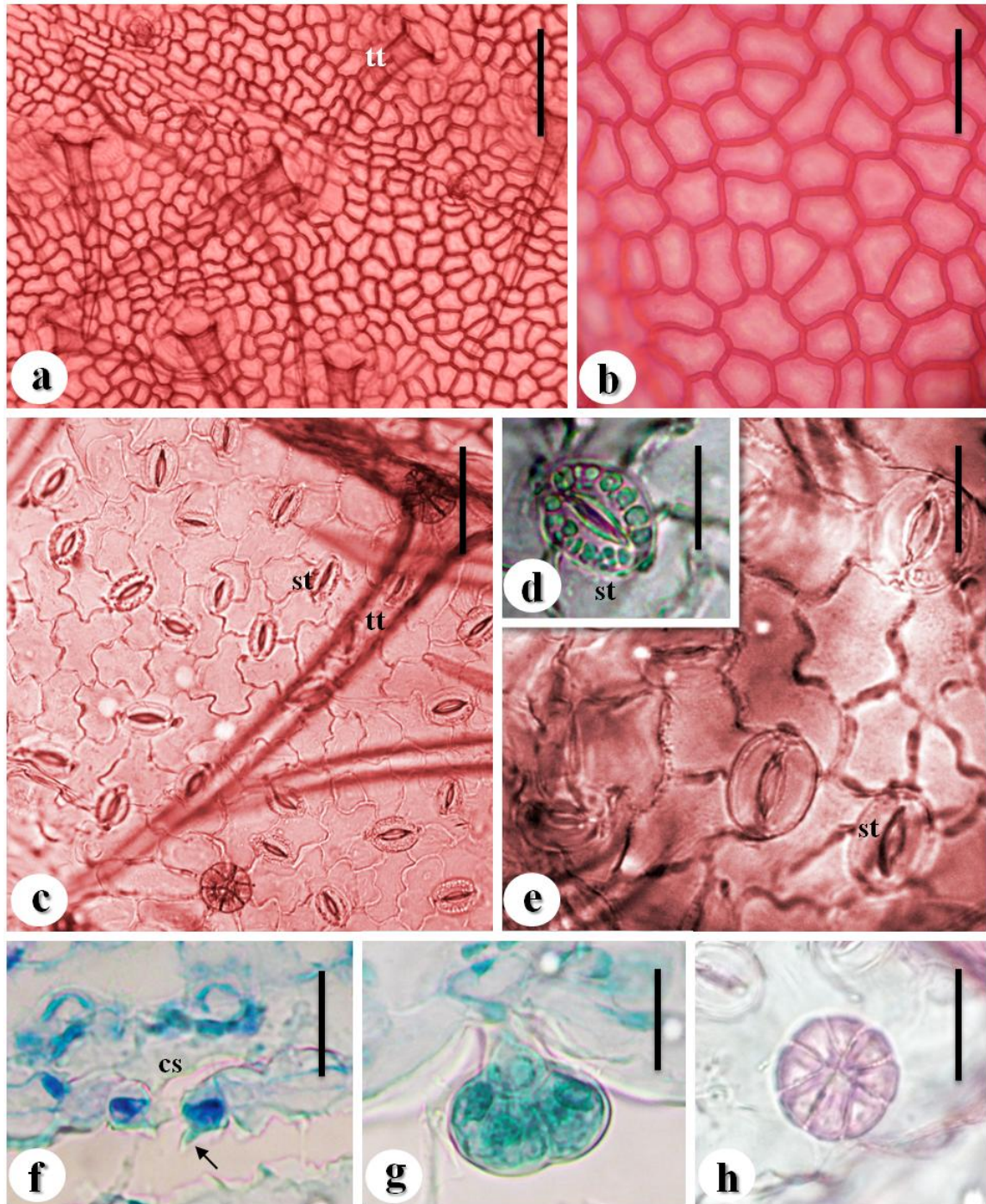
Foi observada a presença de tricomas tectores e glandulares, em maior quantidade na face abaxial dos foliólulos (Figuras 9a-g). Os tricomas tectores são simples, unicelulares, com base pluricelular, possui parede espessada e extremidade pontiaguda. Os tricomas glandulares são compostos de uma célula peduncular e uma cabeça multicelular, de até oito células (Figuras 9g-h).

Em secção transversal, a epiderme foliolar é uniestratificada em ambas as faces (Figura 10a-d). As células epidérmicas da face adaxial são mais volumosas, com a parede anticlinal mais alta, e possuem a cutícula mais espessa do que as da face abaxial (Figura 10d-e). Porém, as células da epiderme abaxial são mais largas, possuindo a parede periclinal maior do que as das células da epiderme adaxial (Figura 9e).

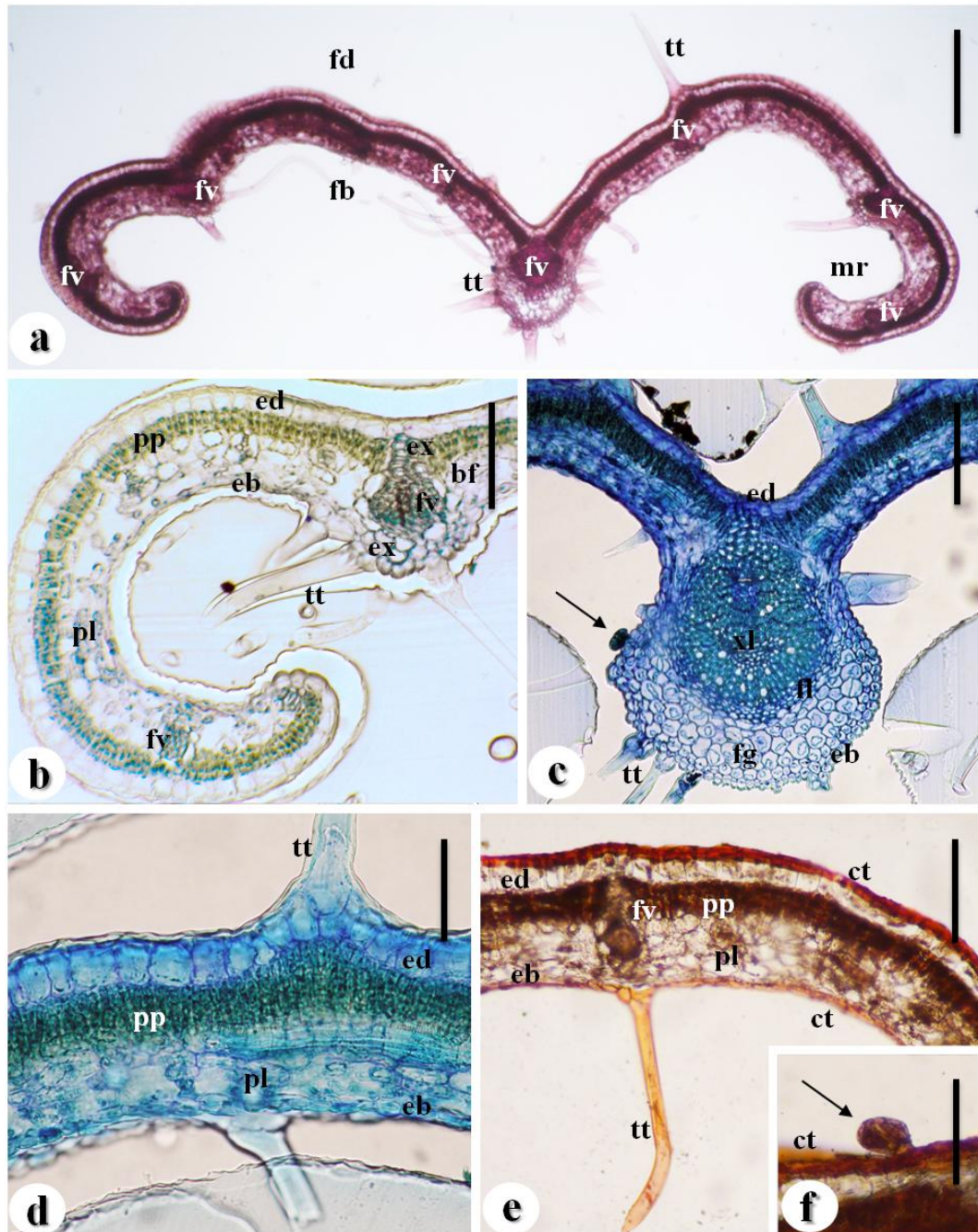
A margem dos foliólulos é revoluta (Figura 10a). O bordo, em secção transversal, é arredondado com a epiderme revestida por cutícula. A região da nervura central, em secção transversal, apresenta epiderme adaxial com células mais altas do que as da epiderme abaxial. Os feixes vasculares da folha são colaterais, com o xilema voltado para a face adaxial e o floema voltado para a face abaxial (Figura 10c).

A lâmina dos foliólulos de *J. ulei*, em corte transversal, é dorsiventral (Figuras 10a-e). O mesofilo é constituído por até dois estratos de parênquima paliádico, formado por células retangulares e justapostas, e por até seis camadas de parênquima lacunoso, composto de células de formatos variados (Figuras 10b e 10d). O córtex é formado por um a cinco estratos de células, constituído principalmente de fibras gelatinosas. Os foliólulos da espécie analisada apresentaram cutícula bastante espessa na face adaxial e delgada na face abaxial (Fig. 10e) e os tricomas glandulares são envoltos por cutina (Fig. 10e).





**FIGURA 9.** Epiderme do limbo do foliólulo de *Jacaranda ulei* Bureau & K. Schum. **a.** Secção paradermica da face adaxial evidenciando células epidérmicas poligonais dispostas irregularmente. **b.** Detalhe da parede espessada das células da epiderme adaxial em secção paradermica. **c.** Aspecto das células epidérmicas da face abaxial, com paredes anticlinais sinuosas, em secção paradermica. **d.** Detalhe das células-guarda do estômato, com espessamento nas suas paredes ventrais e a presença de cloroplastos. **e.** Secção paradermica da face abaxial apresentando estômatos anomocíticos. **f.** Detalhe do estômato em secção transversal evidenciando a presença de crista estomática (seta). **g.** Tricoma glandular, composto por pedúnculo unicelular, em secção transversal. **h.** Detalhe do tricoma glandular, apresentando cabeça multicelular, em secção paradermica. cs: câmara subestomática; st: estômato; tt: tricoma tector. Barras: 80  $\mu\text{m}$  (a); 90  $\mu\text{m}$  (b); 70  $\mu\text{m}$  (c); 20  $\mu\text{m}$  (d); 30  $\mu\text{m}$  (e, h); 50  $\mu\text{m}$  (f, g).



**FIGURA 10.** Secções transversais do foliólulo de *Jacaranda ulei* Bureau & K. Schum. **a.** Aspecto geral da lâmina foliar apresentando margem revoluta e tricomas tectores tanto na face adaxial quanto na face abaxial. **b.** Lâmina foliar mostrando feixe vascular envolto por bainha e c om extensão da bainha. **c.** Nervura principal evidenciando feixe vascular colateral. Detalhe do tricoma glandular (seta). **d.** Detalhe do mesofilo foliar dorsiventral com epiderme adaxial e abaxial uniestratificada. **e.** Mesofilo foliar evidenciando a presença de lipídeos na cutícula de ambas as faces e no parênquima paliçádico após reação com Sudan IV. **f.** Detalhe da presença de lipídeos no tricoma glandular (seta), após teste com Sudan IV. bf: bainha do feixe; ct: cutícula; eb: epiderme abaxial; ed: epiderme adaxial; ex: extensão da bainha do feixe; fb: face abaxial; fd: face adaxial; fg: fibra gelatinosa; fl: floema; fv: feixe vascular; mr: margem revoluta; pl: parênquima lacunoso; pp: parênquima paliçádico; tt: tricoma tector; xl: xilema. Barras: 230 µm (a); 160 µm (b); 110 µm (c); 120 µm (d); 150 µm (e); 90 µm (f).

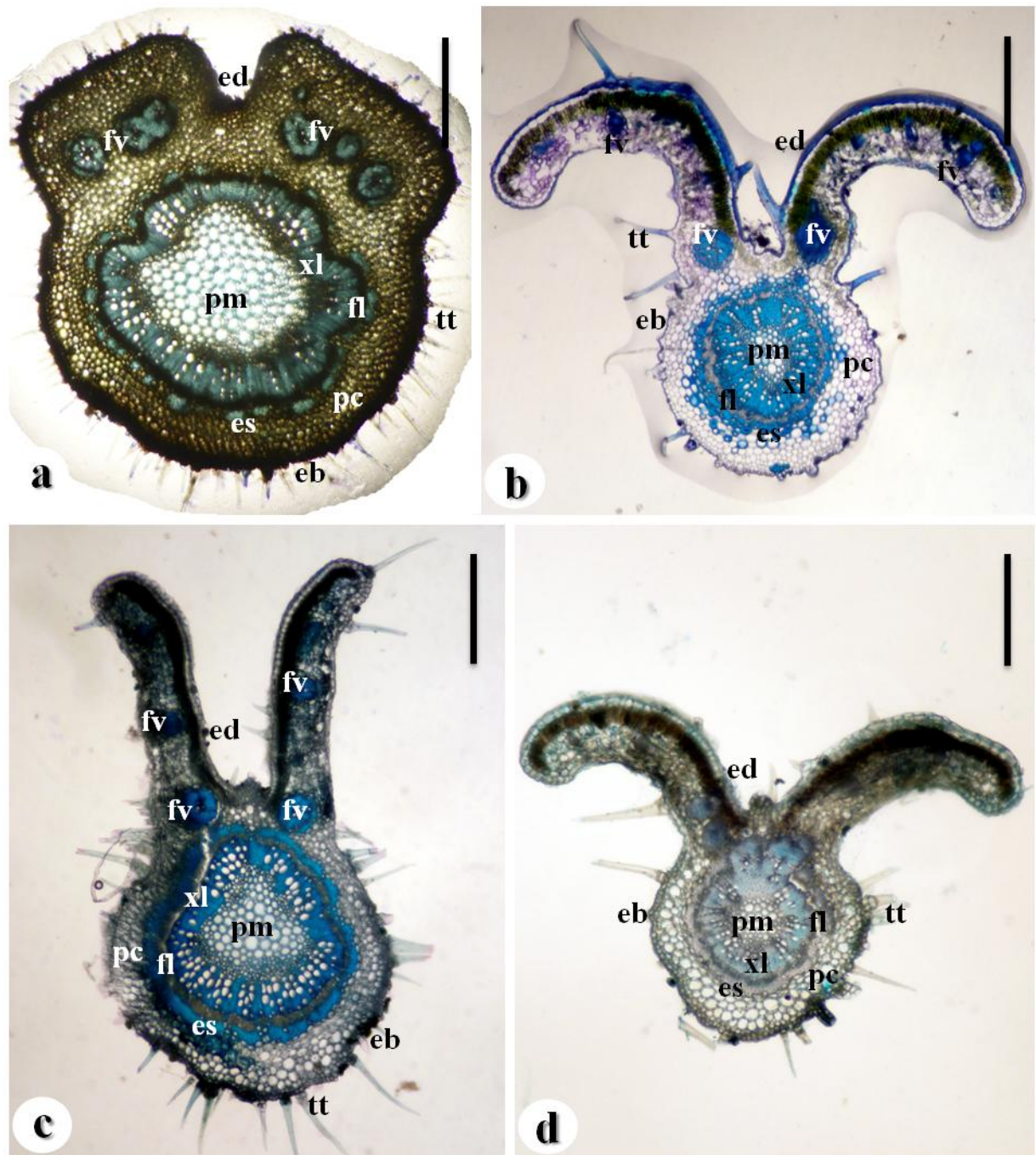
### 3.3.2. PECÍOLO E PECIÓLULO

Em secção transversal, o pecíolo de *J. ulei* é convexo na face abaxial, apresentando duas projeções laterais, formando um canal reto a côncavo na face adaxial (Figura 11a). O pecíolo é constituído por epiderme bisseriada e parênquima cortical formado por cinco a dez estratos de células. O sistema vascular é envolto por calotas esclerenquimáticas, e na região central é encontrado parênquima medular constituído de células de tamanhos variados. Ambas as faces apresentam tricomas tectores.

O peciólulo apresenta a face abaxial convexa e a face adaxial é reta a côncava, sendo alado. Suas projeções laterais são semelhantes ao mesofilo foliolar, constituído de um a dois estratos de parênquima paliçádico e até cinco estratos de parênquima lacunoso, com organização dorsiventral. Sua epiderme é bisseriada em ambas as faces, porém nas projeções laterais a epiderme das duas faces é unicelular. Possui de três a cinco camadas de parênquima cortical e o sistema vascular é envolvido por uma faixa esclerenquimática. Apresenta parênquima medular com células de vários tamanhos na região central. É observada a presença de tricomas tectores em ambas as faces.

### 3.3.3. RAQUE E RÁQUILA

A raque e a ráquila possuem organização estrutural semelhante. Em secção transversal, são convexas em ambas as faces, e ambas são aladas. Suas projeções laterais são semelhantes à do mesofilo foliolar, constituídas de um estrato de parênquima paliçádico e até seis camadas de parênquima lacunoso, com organização dorsiventral. Apresentam epiderme bisseriada em ambas as faces, entretanto nas projeções laterais a epiderme é uniestratificada nas duas faces. Possuem de duas a seis camadas de parênquima cortical. O sistema vascular é delimitado por uma faixa esclerenquimática. Apresentam parênquima medular com células de tamanhos variados na região central. A raque e a ráquila apresentam tricomas tectores em ambas as faces.



**FIGURA 11.** Secções transversais do pecíolo, do peciólulo, da raque e da ráquila da folha de *Jacaranda ulei* Bureau & K. Schum. **a.** Pecíolo apresentando calotas esclerenquimáticas delimitando o sistema vascular. **b.** Peciólulo alado com faixa esclerenquimática envolvendo o sistema vascular. **c.** Raque alada, com a presença de tricomas tectores. **d.** Ráquila alada e convexa em ambas as faces. eb: epiderme abaxial; ed: epiderme adaxial; es: esclerênquima; fl: floema; fv: feixe vascular; pc: parênquima cortical; pm: parênquima medular; tt: tricoma tector; xl: xilema. Barras: 80  $\mu\text{m}$  (a); 90  $\mu\text{m}$  (b); 70  $\mu\text{m}$  (c); 20  $\mu\text{m}$  (d); 30  $\mu\text{m}$  (e); 50  $\mu\text{m}$  (f); 30  $\mu\text{m}$  (g); 50  $\mu\text{m}$  (h).

## 4. DISCUSSÃO

---

O xilopódio presente em *Jacaranda ulei* Bureau & K. Schum. é um tipo de sistema subterrâneo muito encontrado em espécies do Cerrado, como em *J. decurrens*, *Mandevilla illustris* (Vell.), *Chromolaena squalida* (DC.) K&R e *Vernonia elegans* Gardner (RIZZINI & HERINGER, 1962; APPEZZATO-DA-GLÓRIA & ESTELITA, 2000; APPEZZATO-DA-GLÓRIA *et al.*, 2008; APPEZZATO-DA-GLÓRIA & CURY, 2011). Este é constituído principalmente pela raiz primária, entretanto o hipocótilo também pode participar da sua formação. Suas principais características são sua consistência rígida, lignificada e sua alta capacidade gemífera, o que corrobora que o sistema subterrâneo de *J. ulei* apresenta xilopódio (LINDMAN & FERRI, 1974; APPEZZATO-DA-GLÓRIA, 2003). Seu desenvolvimento pode ser determinado geneticamente ou ocorrer por fatores ambientais (RIZZINI, 1963). Em áreas onde ocorrem frequentes queimadas, é comum a ocorrência de órgãos subterrâneos, principalmente de xilopódios (FIDELIS & PIVELLO, 2011).

No xilopódio de *J. ulei* são verificados anéis de crescimento, assim como na raiz, indicando que estes órgãos podem apresentar sazonalidade de crescimento (APPEZZATO-DA-GLÓRIA, 2003). O xilopódio apresenta ainda elementos de vaso de comprimento mediano, com diâmetro tangencial do lume muito pequeno. Os vasos são pouco frequente e as pontoações possuem tamanho médio. As fibras são curtas, finas a espessas. E os raios possuem frequência média.

Foram observados raios largos em *J. ulei*. Foi atribuído ao parênquima radial a função de transporte de íons entre xilema e floema (LÄUCHLI, 1972). No entanto Braun (1984) sugeriu que tanto o parênquima radial quanto o axial constituem tecidos acessórios aos elementos condutores. Há indícios de que as espécies que apresentam raios largos estejam sujeitas a ambientes hidricamente desfavoráveis, conforme comprovaram Outer & Veenendaal (1976) em espécies de savana e Luchi (2004) com a espécie *Croton urucurana* Baill. proveniente de área mais seca. As células parenquimáticas acumulam amido, indicando a função de reserva do órgão (APPEZZATO-DA-GLÓRIA, 2003).

Os vasos presentes nas espécies da família Bignoniaceae são geralmente pequenos a médios, com placas de perfuração simples, podendo ocorrer também multiperfuradas escalariformes ou reticuladas. (METCALFE & CHALK, 1957; CRONQUIST, 1981). A raiz

de *J. ulei* apresenta vasos muito frequentes, curtos e com lume muito pequeno. As pontoações são pequenas. As fibras são curtas, finas a espessas, e os raios são muito frequentes. Comumente nas espécies da família as fibras possuem comprimento médio a curto, e as fibras septadas são predominantemente encontradas nas lianas (METCALFE & CHALK, 1957).

No sistema subterrâneo da espécie foi observada a presença de esclereídes no floema e no córtex, sendo que os presentes no xilopódio possuem a parede mais espessa do que os encontrados na raiz. Em outras espécies do Cerrado também já foi constatada sua presença, como no xilopódio de *Mikania cordifolia* L.f. Willd., *Mikania sessilifolia* DC, *P. alopecuroides*, *V. elegans* e *Vernonia megapotamica* Spreng (APPEZZATO-DA-GLÓRIA & CURY, 2011). E na raiz de *J. decurrens* (OLIVEIRA *et al.*, 2003). Na raiz foi observada também a presença de grãos de amido nas células parenquimáticas e no floema. Em *J. decurrens* obteve-se resultados semelhantes, porém a quantidade de amido apresentada nessa espécie foi superior (OLIVEIRA *et al.*, 2003).

A casca do xilopódio representou 5% do seu raio, enquanto que na raiz representou mais de 30% de seu raio. No caule, a casca representou 25% do raio. Espécies do Cerrado tendem possuir cascas mais espessas do que espécies de mata. Um maior investimento em casca fornece um maior isolamento às queimadas frequentes no bioma. Entretanto, sua formação requer considerável gasto de carbono (HOFFMANN *et al.*, 2003).

O diâmetro e o comprimento dos elementos de vaso indicam a eficiência e a segurança do transporte de água nos órgãos vegetais. Vasos curtos e com maior calibre resultam em maior condutividade da água, sendo mais eficientes. E os de maior comprimento com diâmetro pequeno são mais seguros na condução hídrica (ZIMMERMANN & MILBURN, 1982). O caule de *J. ulei* apresentou vasos com diâmetro tangencial do lume pequeno, frequência média e comprimento médio, indicando maior segurança no transporte de água, assim como no xilopódio e na raiz. As pontoações presentes nos elementos de vaso do caule são grandes. As fibras são curtas, com paredes finas a espessas. Os raios são muito frequentes, assim como é observado na raiz.

Um estudo anatômico realizado da madeira do caule abrangendo 15 espécies do gênero *Jacaranda*, dentre estas *J. ulei* (referida como *J. morii* A.H. Gentry, um de seus sinônimos), apresentou como resultados gerais do gênero a presença de porosidade difusa, vasos múltiplos radiais, com placas de perfuração simples e pontoações areoladas e circulares. Geralmente os anéis de crescimento não são distintos. Foram observadas ainda fibras não

septadas, raios homocelulares e heterocelulares, com fileiras de células eretas ou quadradas marginais ou com células procumbentes, eretas e quadradas mistas. O parênquima axial descrito para o gênero foi do tipo paratraqueal aliforme a confluyente, característica que diferiu do encontrado no presente trabalho, onde o caule apresentou parênquima axial paratraqueal vasicêntrico. As demais características do lenho do caule apresentadas se assemelham às previamente descritas para o gênero (SANTOS & MILLER, 1997).

Foi observada ainda a presença de fibras com camada gelatinosa no caule e nas folhas. As paredes secundárias das fibras gelatinosas possuem um espessamento adicional de celulose que lhes confere uma maior espessura, denominada “camada G”. A camada G, devido à grande quantidade de celulose, retém água. Ao passar pelo procedimento histológico de desidratação para a confecção das lâminas, esta camada se contrai, deslocando-se do restante da parede, facilitando sua observação (APPEZZATO-DA-GLÓRIA & CARMELLO-GUERREIRO, 2009). As fibras gelatinosas possuem a função de reserva de água, e estão presentes em outras espécies encontradas em ambiente seco como em *C. urucurana*. Sua presença indica uma maior resistência das espécies a períodos de baixa disponibilidade hídrica (LUCHI, 2004).

Os foliólulos da espécie analisada apresentaram cutícula bastante espessa na face adaxial e delgada na face abaxial, o que pode evidenciar uma adaptação ao ambiente xerofítico (EITEN, 1972; APPEZZATO-DA-GLÓRIA & CARMELLO-GUERREIRO, 2009). Outra característica que evidencia essa adaptação é o mesofilo dorsiventral, presente em diversas espécies da família Bignoniaceae (METCALFE & CHALK, 1957), e a presença de tricomas tectores e glandulares, encontrados em abundância (PAVIANI, 1978). Outras espécies apresentam também características semelhantes que mostram adaptações ao ambiente xeromórfico, como *Anemopaegma arvense* (Vell.) Stellf ex de Souza, *J. decurrens* e *Zeyheria Montana* Mart (MAURO *et al.*, 2007).

Martins *et al.* (2008) observaram a presença de estômatos do tipo anomocíticos em *Jacaranda puberula*, porém houve a predominância do tipo anisocítico. Neste mesmo trabalho, também foi observado mesofilo dorsiventral, com a presença de tricomas tectores e tricomas peltados na mesma espécie.

Cronquist (1981) observou que para as espécies dos gêneros *Amphicome* (R.Br.) G. Don, *Amphilophium* Kunth, *Campsis* Lour., *Catalpa* Scop., *Clytostoma* Miers ex Bureau, *Cuspidaria* DC., *Eccremocarpus* Ruiz & Pav., *Melloa* Bureau, *Pandorea* Spach, *Stizophyllum*

Miers, *Tabebuia* Gomes *ex* DC. e *Tecomaria* Spach, todas da família Bignoniaceae, os estômatos são circundados regularmente por células epidérmicas comuns, ou seja, estômatos do tipo anomocítico, assim como encontrado em *J. ulei*.

Os resultados anatômicos obtidos de *J. ulei*, além da sua importância para o conhecimento básico da espécie, são de grande relevância principalmente para fornecer subsídios ao estabelecimento de padrões de controle de qualidade das drogas vegetais e dos fitoterápicos fabricados com a utilização desta espécie. As características anatômicas, em conjunto com as morfológicas, são primordiais para atestar a qualidade das plantas medicinais comercializadas. Antes de sua comercialização, amostras deveriam passar por diversos testes, como testes organolépticos, análises macroscópicas e microscópicas, e testes para a detecção de impurezas (FARMACOPÉIA BRASILEIRA, 2010a; FARMACOPÉIA BRASILEIRA, 2010b).

Várias pesquisas abordando a qualidade de plantas vendidas para o uso medicinal já foram realizadas e, em sua maioria, os resultados são semelhantes: as amostras não estão próprias para uso (BRANDÃO *et al.*, 1998; BARBOSA *et al.*, 2001; BELTRAME *et al.*, 2009). A correta identificação das espécies medicinais é fundamental para a obtenção dos efeitos desejados ao usuário (RODRIGUES & CARVALHO, 2001b). Entretanto, Barbosa *et al.* (2001) encontraram materiais estranhos contaminando a amostra em quantidade além do limite permitido, inclusive talos e folhas de outros vegetais, indicando que não houve uma correta separação e limpeza das amostras antes de sua comercialização. Dias *et al.* (2013), em pesquisa recente, demonstraram a adulteração de amostras de folhas de *Echinodorus grandiflorus* por capítulos florais da própria espécie.

Pesquisas como estas comprovam a necessidade de estudos morfoanatômicos abrangendo espécies medicinais, de modo a embasar a realização de testes de controle da qualidade das drogas vegetais comercializadas livremente no país. Características observadas em *J. ulei*, como os canais secretores presentes no xilopódio, a disposição dos esclereídes tanto no xilopódio quanto na raiz, e ainda detalhes como a presença de cristas estomáticas nas células-guarda dos estômatos, ou a presença de tricomas glandulares de pedúnculo unicelular e cabeça pluricelular, com oito células, entre outros, são informações relevantes e que podem ser utilizadas para comprovar e garantir a autenticidade de drogas vegetais que contém a espécie.



## 5. CONCLUSÕES

---

---

❖ O xilopódio presente no sistema subterrâneo de *J. ulei* possui estrutura anatômica de natureza radicular, com a presença de anéis de crescimento distintos e canais secretores no floema.

❖ Características como a presença de esclereídes no xilopódio e na raiz, distribuídos nas faixas de fibras, na região dos raios do floema, podem caracterizar o sistema subterrâneo da espécie, sendo que a raiz possui uso medicinal.

❖ O caule é caracterizado por apresentar fibras gelatinosas e parênquima axial vasicêntrico, diferente de outras espécies do gênero.

❖ As folhas apresentam tricomas tectores e glandulares, principalmente em sua face abaxial. Os tricomas glandulares possuem pedúnculo unicelular e cabeça multicelular, composto de oito células, sendo uma característica importante na diferenciação de outras espécies do gênero.

❖ Os resultados obtidos a partir do estudo anatômico dos órgãos vegetativos de *J. ulei* são importantes para o conhecimento básico da espécie e do gênero, entretanto estes são de grande relevância principalmente para fornecer subsídios ao estabelecimento de padrões de controle de qualidade das drogas vegetais e dos fitoterápicos produzidos com a espécie.

---

## REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

---

- APPEZZATO-DA-GLÓRIA, B. **Morfologia de sistemas subterrâneos: histórico e evolução do conhecimento no Brasil.** Ribeirão Preto: A.S. Pinto, 2003. 80 p.
- APPEZZATO-DA-GLÓRIA, B. & CARMELLO-GUERREIRO, S. M. **Anatomia vegetal.** Viçosa: Editora UFV, 2009. 438 p.
- APPEZZATO-DA-GLÓRIA, B. & CURY, G. Morpho-anatomical features of underground systems in six Asteraceae species from the Brazilian Cerrado. **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, v. 83, n. 3, p. 981-991, 2011.
- APPEZZATO-DA-GLÓRIA, B.; CURY, G.; SOARES, M. K. M.; ROCHA, R. & HAYASHI, A. H. Underground systems of Asteraceae species from the Brazilian Cerrado. **The Journal of the Torrey Botanical Society**, v. 135, n. 1, p. 103-113, 2008.
- APPEZZATO-DA-GLÓRIA, B. & ESTELITA, M. E. M. The developmental anatomy of the subterranean system in *Mandevilla illustris* (Vell.) Woodson and *M. velutina* (Mart. ex Stedelm.) Woodson (Apocynaceae). **Revista Brasileira de Botânica**, v. 23, n. 1, p. 27-35, 2000.
- ASSIS, P. A. **Atividade antifúngica de extratos depositados no banco de extratos de plantas do bioma Cerrado e de substâncias isoladas de *Matayba guianensis*.** Brasília. Dissertação (Mestrado em Ciências da Saúde) - Universidade de Brasília, 2013. 168 p.
- BARBOSA, G. F. **Plantas medicinais: alternativa econômica a conservação do Cerrado brasileiro?** Araguaína. Dissertação (Mestrado em Desenvolvimento Regional e Agronegócio) - Universidade Federal do Tocantins, 2010. 94 p.
- BARBOSA, M. C. S.; BELLETTI, K. M. S.; CORRÊA, T. F. & SANTOS, C. A. M. Avaliação da qualidade de folhas de boldo-do-Chile (*Peumus boldus* Molina) comercializadas em Curitiba, PR. **Revista Brasileira de Farmacognosia**, v. 11, n. 1, p. 1-4, 2001.
- BARROS, M. G. A. E. Plantas medicinais, usos e tradições em Brasília - DF. **Oréades**, v. 8, n. 14/15, p. 140-149, 1982.

- BELTRAME, F. L.; FERRONI, D. C.; ALVES, B. R. V.; PEREIRA, A. V. & ESMERINO, L. A. Avaliação da qualidade das amostras comerciais de *Baccharis trimera* L. (Carqueja) vendidas no Estado do Paraná. **Acta Scientiarum. Health Sciences**, v. 31, n. 1, p. 37-43, 2009.
- BRANDÃO, M. G. L.; FREIRE, N. & VIANNA-SOARES, C. D. Vigilância de fitoterápicos em Minas Gerais: verificação da qualidade de diferentes amostras comerciais de camomila. **Cadernos de Saúde Pública**, v. 14, n. 3, p. 613-616, 1998.
- BRAUN, H. J. The significance of accessory tissues of the hydrosystem for osmotic water shifting as the second principle of water ascent, with some thoughts concerning the evolution of trees. **IAWA Bulletin**, v. 5, p. 275-294, 1984. New Series.
- CARNEIRO, M.R.B. **A flora medicinal no centro oeste do Brasil**: um estudo de caso com abordagem etnobotânica em campo limpo de Goiás. Anápolis. Dissertação (Mestrado em Sociedade, Tecnologia e Meio Ambiente) - Centro Universitário de Anápolis - UniEVANGÉLICA, 2009. 242 p.
- CASTRO, H. G.; FERREIRA, F. A.; SILVA, D. J. H. & MOSQUIM, P. R. **Contribuição ao estudo das plantas medicinais**: metabólitos secundários. Viçosa, MG: Suprema, 2001. 104 p.
- CRONQUIST, A. **An integrated system of classification of flowering plants**. New York: Columbia University Press, 1981.
- DIAS, E. G. E.; VALENZUELA, V. C. T.; ALVES, M. R.; DUARTE, M. G. R. & GARCIA, E. F. Qualidade e autenticidade de folhas de chapéu-de-couro (*Echinodorus grandiflorus*) oriundas de fornecedores de São Paulo. **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais**, v. 15, n. 2, p. 250-256, 2013.
- DUTHIE, G. & CROZIER, A. Plant-derived phenolic antioxidants. **Current Opinion in Lipidology**, v. 11, p. 43-47, 2000.
- EITEN, G. The cerrado vegetation on Brazil. **The Botanical Review**, v. 38, n. 2, p. 201-341, 1972.
- ENGEL, I. C.; FERREIRA, R. A.; CECHINEL-FILHO, V. & MEYRE-SILVA, C. Controle de qualidade de drogas vegetais a base de *Bauhinia forficata* Link (Fabaceae). **Revista Brasileira de Farmacognosia**, v. 18, n. 2, p. 258-264, 2008.

- FARIAS, K. S.; SANTOS, T. S. N.; PAIVA, M. R. A. B.; ALMEIDA, S. M. L.; GUEDES, P. T.; VIANNA, A. C. A.; FAVARO, S. P.; BUENO, N. R. & CASTILHO, R. O. Antioxidant properties of species from the Brazilian cerrado by different assays. **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais**, v. 15, n. 4, p. 520-528, 2013.
- FARMACOPÉIA BRASILEIRA. 5 ed. Brasília: Anvisa, v. 1, 2010a. 546 p.
- FARMACOPÉIA BRASILEIRA. 5 ed. Brasília: Anvisa, v. 2, 2010b. 904 p.
- FIDELIS, A. & PIVELLO, V. R. Deve-se usar o fogo como instrumento de manejo no Cerrado e Campos Sulinos? **Biodiversidade Brasileira**, ano I, n. 2, p. 12-25, 2011.
- FOSTER, A. S. **Practical plant anatomy**. Princetown: D. Van Nostrand Company Inc., 1949.
- FRANKLIN, G. L. **A rapid method of softening wood for microtome sectioning of tropical woods**. London: Oxford University Press. Ltd., 1946. 195 p.
- GACHET, M. S. & SCHÜHLY, W. *Jacaranda* - an ethnopharmacological and phytochemical review. **Journal of Ethnopharmacology**, v. 121, p. 14-27, 2009.
- GUARIM NETO, G. & MORAIS, R. G. Recursos medicinais de espécies do Cerrado de Mato Grosso: um estudo bibliográfico. **Acta Botanica Brasilica**, v. 17, n. 4, p. 561-584, 2003.
- HOFFMANN, W. A.; ORTHEN, B. & NASCIMENTO, P. K. V. Comparative fire ecology of tropical savanna and forest trees. **Functional Ecology**, v. 17, p. 720-726, 2003.
- INTERNATIONAL ASSOCIATION OF WOOD ANATOMISTS - IAWA. List of microscopic features for hardwood identification. **IAWA Bulletin**, v. 10, n. 3, p. 219-332, 1989.
- JENSEN, W. A. **Botanical histochemistry, principles and practice**. San Francisco: W. H. Freeman, 1962.
- JOHANSEN, D. A. **Plant microtechnique**. New York: Mc Graw Hill, 1940.

- KRAUS, J.E. & ARDUIN, M. **Manual básico de métodos em morfologia vegetal**. Rio de Janeiro: Editora da Universidade Rural, Seropédica, 1997. 198 p.
- LANGERON, M. **Précis de microscopie**. 7 ed. Paris: Masson & Cie, 1949.
- LÄUCHLI, A. Translocation of organic solutes. **Annual Review Plant Physiology and Plant Molecular Biology**, v. 23, p. 197-218, 1972.
- LIMA, P.G.C.; COELHO-FERREIRA, M. & OLIVEIRA, R. Plantas medicinais em feiras livres e mercados públicos do Distrito Florestal Sustentável da BR-163, estado do Pará, Brasil. **Acta Botanica Brasilica**, v. 25, n. 2, p. 422-434, 2011.
- LINDMAN, C. A. & FERRI, M. G. **A vegetação no Rio Grande do Sul**. São Paulo: Universidade de São Paulo, 1974. 377 p.
- LOHMANN, L. G. **Bignoniaceae in Lista de Espécies da Flora do Brasil**. 2013. Disponível em: <<http://floradobrasil.jbrj.gov.br/jabot/floradobrasil/FB112305>>. Acesso em: 06 jul. 2014.
- LOHMANN, L. G. & ULLOA, C. U. **Bignoniaceae in iPlants prototype checklist**. 2007. Disponível em: <[www.iplants.org](http://www.iplants.org)>. Acesso em: 18 mar. 2014.
- LÓPEZ, T.P.; ARTEAGA, L.L. & FERRUFINO, L. Anatomía de los órganos vegetativos y reproductivos de *Crescentia alata* y *Crescentia cujete* (Bignoniaceae). **Revista Portal de la Ciencia**, n. 6, p. 27-36, 2014.
- LORENZI, H. & MATOS, F. J. A. **Plantas medicinais no Brasil: nativas e exóticas**. 2 ed. Nova Odessa, SP: Instituto Plantarum, 2008. 544 p.
- LUCHI, A. E. Anatomia do lenho de *Croton urucurana* Baill. (Euphorbiaceae) de solos com diferentes níveis de umidade. **Revista Brasileira de Botânica**, v. 27, p. 271-280, 2004.
- MACHADO, A.I.M.R. & ROMERO, R. Bignoniaceae das serras dos municípios de Capitólio e Delfinópolis, Minas Gerais. **Rodriguésia**, v. 65, n. 4, p. 1003-1021, 2014.
- MARCONDES, A. F. & OLIVEIRA, M. A. Cerrado e etnoveterinária: o que se sabe em Jataí - GO? **Brazilian Journal of Agroecology**, v. 6, p. 49-61, 2011.

- MARTINS, M. B. G.; CASTRO, A. A. & CAVALHEIRO, A. J. Caracterização anatômica e química de folhas de *Jacaranda puberula* (Bignoniaceae) presente na Mata Atlântica. **Revista Brasileira de Farmacognosia**, v. 18, n. 4, p. 600-607, 2008.
- MAURO, C.; PEREIRA, A. M. S.; SILVA, C. P.; MISSIMA, J.; OHNUKI, T. & RINALDI, R. B. Estudo anatômico das espécies de Cerrado *Anemopaegma arvense* (Vell.) Steff ex de Souza (catuaba), *Zeyheria montana* Mart. (bolsa-de-pastor) e *Jacaranda decurrens* Chamisso (caroba) - Bignoniaceae. **Revista Brasileira de Farmacognosia**, v. 17, n. 2, p. 262-265, 2007.
- MEDEIROS, J. D. **Guia de campo: vegetação do Cerrado 500 espécies**. Brasília: MMA/SBF, 2011. 532 p. (Série Biodiversidade, 43).
- METCALFE, C. R. & CHALK, L. **Anatomy of the dicotyledons: leaves, stem, and wood, in relation to taxonomy, with notes on economic uses**. Oxford: Clarendon Press, 1957.
- MIGUEL, M. D. & MIGUEL, O. G. **Desenvolvimento de fitoterápicos**. 2 ed. São Paulo: Tecmedd, 2004. 115 p.
- MILANEZE-GUTIERRE, M. A.; MELLO, J. C. P. & DELAPORTE, R. H. Efeitos da intensidade luminosa sobre a morfo-anatomia foliar de *Bouchea fluminensis* (Vell.) Mold. (Verbenaceae) e sua importância no controle de qualidade da droga vegetal. **Revista Brasileira de Farmacognosia**, v. 13, n. 1, p. 23-33, 2003.
- MUÑIZ, G. I. B. **Descrição da estrutura e ultraestrutura da madeira de cinco espécies de *Prosopis* da Argentina e análise da metodologia**. Curitiba. Dissertação (Mestrado em Engenharia Florestal) - Universidade Federal do Paraná, 1986. 192 p.
- NUNES, G. P.; SILVA, M. F.; RESENDE, U. M. & SIQUEIRA, J. M. Plantas medicinais comercializadas por raizeiros no Centro de Campo Grande, Mato Grosso do Sul. **Revista Brasileira de Farmacognosia**, v. 13, n. 2, p. 83-92, 2003.
- O'BRIEN, T. P.; FEDER, N. & MCCULLY, M. E. Polychromatic staining of plant cell walls by toluidine blue O. **Protoplasma**, v. 59, p. 368-373, 1965.
- OLIVEIRA, F.; AKISUE, O. & AKISUE, M. K. **Farmacognosia**. São Paulo: Atheneu, 1996. 428 p.
- OLIVEIRA, T. B.; BEZERRA NETTO, H. J. C.; XAVIER, M. A.; PRADO, D. S.; GARROTE, C. F. D.; ASQUIERI, E. R.; REZENDE, M. H.; FERREIRA, H. D. &

- PAULA, J. R. Estudo farmacognóstico das raízes de *Jacaranda decurrens* Cham. (carobinha). **Revista Brasileira de Farmacognosia**, v. 13, p. 54-55, 2003. Suplemento.
- OUTER, R. W. & VEENENDAAL, W. L. H. Variation in wood anatomy of species with a distribution covering both rain forest and savanna areas of the Ivory Coast, West Africa. *In*: BAAS, P.; BOLTON, A. J. & CATLING, D. M. (Eds.). **Wood structure in biological and technological research**. Leiden. Leiden Botanical Series n. 3: Leiden University Press, 1976. p. 182-195.
- PAVIANI, T. I. Anatomia vegetal e cerrado. **Ciência e Cultura**, v. 30, n. 9, p. 1076-1086, 1978.
- RAHMATULLAH, M.; SAMARRAI, W.; JAHAN, R.; RAHMAN, S.; SHARMIN, N.; MIAJEE, Z. U. M. E. U.; CHOWDHURY, M. H.; BARI, S.; JAMAL, F.; BASHAR, A. B. M. A.; AZAD, A. K. & AHSAN, S. An ethnomedicinal, pharmacological and phytochemical review of some Bignoniaceae family plants and a description of Bignoniaceae plants in folk medicinal uses in Bangladesh. **Advances in Natural and Applied Sciences**, v. 4, n. 3, p. 236-253, 2010.
- RIBEIRO, R. & MARINHO-FILHO, J. Estrutura da comunidade de pequenos mamíferos (Mammalia, Rodentia) da Estação Ecológica de Águas Emendadas, Planaltina, Distrito Federal, Brasil. **Revista Brasileira de Zoologia**, v. 22, n. 4, p. 898-907, 2005.
- RIZZINI, C. T. O fator edáfico na formação do xilopódio de *Mimosa multipinna* Benth. **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, v. 35, n.1, p. 75-77, 1963.
- RIZZINI, C. T. & HERINGER, E. P. Studies on the underground organs of trees and shrubs from some southern Brazilian savannas. **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, v. 34, n. 2, p. 235-247, 1962.
- RODRIGUES, V. E. G. & CARVALHO, D. A. Levantamento etnobotânico de plantas medicinais no domínio do Cerrado na região do Alto Rio Grande - Minas Gerais. **Ciência e Agrotecnologia**, v. 25, n. 1, p. 102-123, 2001a.
- RODRIGUES, V. E. G. & CARVALHO, D. A. **Plantas medicinais no domínio dos cerrados**. Lavras: UFLA, 2001b. 180 p.

- SANTOS, G. & MILLER, R. B. Wood anatomy of *Jacaranda* (Bignoniaceae): systematic relationships in sections monolobos and dilobos as suggested by twig and stem wood rays. **IAWA Journal**, v. 18, n. 4, p. 369-383, 1997.
- TRESVENZOL, L.M.F.; FIUZA, T.S.; REZENDE, M.H.; FERREIRA, H.D.; BARA, M.T.F.; ZATTA, D.T. & PAULA, J.R. Morfoanatomia de *Memora nodosa* (Silva Manso) Miers, Bignoniaceae. **Revista Brasileira de Farmacognosia**, v. 20, n. 6, p. 833-842, 2010.
- VIEIRA, R. F. & MARTINS, M. V. M. Recursos genéticos de plantas medicinais do Cerrado: uma compilação de dados. **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais**, v. 3, n. 1, p. 13-36, 2000.
- WORLD HEALTH ORGANIZATION - WHO. Traditional medicine: growing needs and potential. **WHO Policy Perspectives on Medicines**, n. 2, p. 1-6, 2002.
- WORLD HEALTH ORGANIZATION - WHO. **WHO Traditional Medicine Strategy 2014-2023**. Geneva: World Health Organization, 2013. 76 p.
- ZIMMERMANN, M. H. & MILBURN, J. A. Transport and storage of water. *In*: LANGE, O. L.; NOBEL, P. S.; OSMOND, C. B. & ZIEGLER, H. (Eds.). **Physiological plant ecology: water relations and carbon assimilation**. New York: Springer-Verlag, 1982. p. 135-152.



## **CAPÍTULO III**

---

---

REGENERAÇÃO *IN VITRO* A PARTIR DE SEGMENTOS RADICULARES DE  
*Jacaranda ullei* BUREAU & K. SCHUM.

**REGENERAÇÃO *IN VITRO* A PARTIR DE SEGMENTOS RADICULARES DE *Jacaranda ulei* BUREAU & K. SCHUM.****RESUMO**

*Jacaranda ulei* Bureau & K. Schum. é uma espécie medicinal. Suas folhas e raízes são comumente utilizadas para o tratamento de problemas da coluna, reumatismo, como depurativo do sangue, entre outros. No Brasil, as plantas medicinais são muito utilizadas pela população. Entretanto, a principal forma de obtenção da matéria-prima vegetal é o extrativismo. A micropropagação constitui uma técnica alternativa para a produção em larga escala de mudas de espécies medicinais. Dessa forma, o objetivo deste estudo foi regenerar segmentos radiculares *in vitro* e descrever a ontogenia de gemas adventícias da espécie *J. ulei*. Para isso, foram utilizados explantes de segmentos radiculares de duas origens diferentes: a partir da raiz primária de plantas de 60 dias e a partir de raízes adventícias formadas em brotos micropropagados. O meio de cultura utilizado para a germinação de sementes foi o ágar-água (8 g.L<sup>-1</sup>), e para a multiplicação, enraizamento e regeneração dos explantes foi utilizado o meio nutritivo contendo ¼ dos sais de MS, 20 g.L<sup>-1</sup> de sacarose e 8 g.L<sup>-1</sup> de ágar, adicionado da citocinina BAP (6-benzilaminopurina) e da auxina AIB (ácido indolbutírico) em diferentes concentrações. Para o estudo da ontogênese, explantes de 1 cm provenientes da raiz principal foram cultivados em meio de cultura complementado com 0,05/0,05 mg.L<sup>-1</sup> de BAP/AIB. Em diferentes dias de cultura [0 (controle - não inoculado), 4, 8, 12, 16, 20, 24, 28 e 32 dias] as amostras foram coletadas, seccionadas e as lâminas histológicas confeccionadas conforme as técnicas convencionais. Foram verificadas diferenças significativas na indução de brotos quanto à posição do explante, tendo em vista que os explantes cultivados na horizontal formaram mais brotos do que os inoculados na vertical. Enquanto que os cultivados verticalmente formaram mais gemas e os brotos possuíam tamanho maior, mesmo em quantidades reduzidas. A regeneração *in vitro* de *J. ulei* foi obtida com sucesso a partir dos três diferentes segmentos radiculares utilizados, porém os segmentos central e basal foram significativamente superiores. Os meios contendo 0,01 e 0,05 mg.L<sup>-1</sup> de AIB e 0,05 mg.L<sup>-1</sup> de BAP resultaram em um maior comprimento dos brotos. E o número de gemas formadas por explantes foram significativamente superiores em meio contendo 0,05 mg.L<sup>-1</sup> de BAP. Os brotos regenerados a partir da raiz têm origem em gemas adventícias originadas no câmbio vascular. Dessa forma, é possível a realização do cultivo da espécie para fins medicinais, como alternativa ao extrativismo.

**PALAVRAS-CHAVE:** micropropagação, cultura de tecidos, Cerrado, medicinal, raiz.

## 1. INTRODUÇÃO

---

*Jacaranda ulei* Bureau & K. Schum. é conhecida popularmente pela sua utilização medicinal, assim como várias outras espécies do gênero *Jacaranda*, sendo utilizadas as folhas e a raiz para o tratamento de reumatismo, coluna e como depurativo do sangue (VIEIRA & MARTINS, 2000; BARBOSA, 2010). Esta espécie é indicada também para os tratamentos do vitiligo e colite com diarreia, segundo revistas especializadas, como “Ervas que Curam” (Editora Escala). Atualmente, as folhas já são comercializadas como fitoterápico, indicadas para doenças da pele e das vias urinárias.

No Brasil, as plantas medicinais possuem ampla utilização pela população, assim como ocorre em diversos outros países do mundo (VEIGA JUNIOR & MELLO, 2008). A matéria-prima necessária para suprir a demanda estabelecida pelo mercado nacional e internacional é normalmente obtida por meio do extrativismo. O plantio é imprescindível para atender as necessidades do mercado sem agredir a natureza e, para isso, a domesticação das culturas de interesse é fundamental (AMARAL & SILVA, 2003). Nesse sentido, o conhecimento da capacidade regenerativa das plantas pode facilitar a produção de mudas.

As técnicas de cultura de tecidos vegetais, aliadas ao melhoramento genético, podem representar uma alternativa para a produção de mudas em larga escala (AMARAL & SILVA, 2003). Por meio da cultura de tecidos é possível produzir clones, ou seja, material homogêneo e uniforme, de matrizes pré-selecionadas, livre de patógenos, de rápida propagação, vigorosos e produtivos (AMARAL & SILVA, 2003). E ainda é possível desenvolver com esta técnica plantas que podem ser utilizadas como biorreatores, desenvolvidas a partir da tecnologia do DNA recombinante (VALOIS, 2003). Existem trabalhos envolvendo esta tecnologia, como o uso da alface para a obtenção de planta utilizada como biorreator para a produção de vacina contra a doença leishmaniose (VALOIS, 2001). Além disso, as técnicas de cultura de tecidos permitem a produção de metabólitos secundários *in vitro*, o que garante uma exploração sustentável de algumas espécies (MORAIS, *et al.*, 2012). A micropropagação pode ser iniciada a partir de explantes provenientes de partes específicas da planta e são baseadas na capacidade morfogenética e totipotencial das células (VASIL & HILDEBRANDT, 1965; GEORGE, *et al.*, 2008; BARRUETO CID & TEIXEIRA, 2010).

A propagação de espécies do gênero *Jacaranda* tem sido realizada usualmente a partir de sementes (LORENZI, 1992; RIBEIRO, 2003). Recentemente, foi desenvolvido um protocolo de germinação de sementes de *J. ulei in vitro* (FUKUDA, 2011; SILVEIRA, *et al.*, 2013), onde foram observadas baixas taxas de contaminação das sementes e altos índices de germinação. Fukuda (2011) estabeleceu com sucesso um protocolo de micropropagação de *J. ulei* a partir de explantes caulinares. Os resultados demonstraram que o meio ¼MS (MURASHIGE & SKOOG, 1962) adicionado de 0,05/0,05 g.L<sup>-1</sup> de BAP/AIB promoveu as maiores médias de multiplicação e de comprimento dos brotos.

*J. ulei* possui em condições naturais a capacidade de originar gemas adventícias a partir do seu sistema subterrâneo. A formação de gemas pela raiz pode ser uma ação causada por uma perturbação ambiental, como, por exemplo, a ação do fogo, que ocorre constantemente no Cerrado (RIZZINI & HERINGER, 1966).

Considerando que a micropropagação de espécies medicinais é uma técnica alternativa ao extrativismo vegetal, permitindo estabelecer padrões para a multiplicação em massa destas espécies, este trabalho teve como objetivo regenerar segmentos radiculares *in vitro*, verificar a influência da posição (horizontal e vertical), da região (basal, central e apical) e do tipo de explante (raiz primária e raiz adventícia), e descrever a ontogenia de gemas adventícias da espécie *J. ulei*.

## 2. MATERIAL E MÉTODOS

---

Todos os experimentos foram conduzidos no Laboratório de Cultura de Tecidos Vegetais e no Laboratório de Anatomia Vegetal do Departamento de Botânica – Instituto de Ciências Biológicas da Universidade de Brasília.

Para a regeneração *in vitro* de *Jacaranda ulei* Bureau & K. Schum. foram utilizados como explantes segmentos radiculares de duas origens diferentes: a partir da raiz primária de plantas de 60 dias germinadas *in vitro* e a partir de raízes adventícias formadas em brotos micropropagados.

### 2.1. COLETA DE MATERIAL VEGETAL, DESINFESTAÇÃO E CONDIÇÕES DE CULTIVO

Para a condução dos experimentos, foram realizadas coletas dos frutos de *Jacaranda ulei* de três indivíduos selecionados em áreas de Cerrado circunvizinhas ao Parque Nacional de Brasília (15°34'23"S e 47°59'37"W). Os frutos deiscentes foram coletados ainda fechados, no término do período de maturação, ao ser observada a mudança da coloração do exocarpo, que passa de verde para bege. Cerca de duas semanas depois da coleta, as sementes foram liberadas, quando ocorreu a abertura natural dos frutos. Os frutos e as sementes foram conservados em sacos de papel à temperatura ambiente.

Também foram coletados ramos para a confecção de exsiccatas, que foram incorporadas ao Herbário da Universidade de Brasília (UB) sob os números de registro UB03-Miranda, T.D., UB04-Miranda, T.D. e UB05-Miranda, T.D.

Para a obtenção dos segmentos radiculares, as sementes coletadas foram desinfestadas em câmara de fluxo laminar horizontal por meio de um banho em etanol 70° GL durante um minuto, seguido por um banho em hipoclorito de sódio a 2,5% de cloro ativo durante 15 minutos e três enxágues em água destilada estéril por cinco minutos cada. Em seguida as sementes foram inoculadas em tubos de ensaio contendo meio ágar-água.

O meio de cultura utilizado para a germinação de sementes foi o ágar-água, contendo 8 g.L<sup>-1</sup> de ágar (FUKUDA, 2011; SILVEIRA, *et al.*, 2013). E para a multiplicação, enraizamento e regeneração dos explantes foi utilizado o meio nutritivo contendo ¼ dos sais

de MS (MURASHIGE & SKOOG, 1962), 20 g.L<sup>-1</sup> de sacarose e 8 g.L<sup>-1</sup> de ágar, adicionado da citocinina BAP (6-benzilaminopurina) e da auxina AIB (ácido indolbutírico) em diferentes concentrações.

O pH dos meios de cultura foi ajustado para 5,7±0,1, e este foi distribuído em frascos de vidro, na quantidade de 50 ml/frasco. Os meios de cultura, as demais vidrarias e a água destilada foram esterilizados por meio de autoclave à temperatura de 127 °C durante 20 minutos. Os explantes foram cultivados em sala de crescimento a 25±2 °C, fotoperíodo de 16 horas e radiação de 32 μmol m<sup>-2</sup> s<sup>-1</sup>, fornecida por lâmpadas frias fluorescentes brancas.

Todas as manipulações foram realizadas em ambiente asséptico, em câmara de fluxo laminar horizontal. Os materiais utilizados, como pinças, placas de Petri, cabos de bisturi e lâminas, foram embalados em papel alumínio e esterilizados em estufa a 160 °C, durante 24 horas.

## 2.2. REGENERAÇÃO *IN VITRO* A PARTIR DE RAÍZES ADVENTÍCIAS

Com o objetivo de testar a hipótese de que a espécie *J. ullei* é capaz de regenerar sua parte aérea a partir de explantes radiculares e de avaliar a influência da posição do explante no meio de cultura, foram utilizados segmentos de raízes adventícias de brotos micropropagados e enraizados *in vitro*.

Para a obtenção de raízes adventícias, segmentos caulinares foram cultivados durante 60 dias no meio de cultura descrito no item 2.1., complementado com 0,05 mg.L<sup>-1</sup> de BAP e AIB, para multiplicação e enraizamento, conforme protocolo de micropropagação de Fukuda (2011). As raízes adventícias foram seccionadas (1 cm) e estes explantes foram transferidos para o meio nutritivo anteriormente descrito, sem a adição de reguladores de crescimento. Foram distribuídos dois explantes de raiz por frasco, ambos inoculados na mesma posição (horizontal ou vertical), totalizando 50 frascos, sendo 25 frascos para cada posição, totalizando 50 explantes em cada posição. O delineamento experimental foi inteiramente casualizado.

Após 60 dias, foi realizada a coleta dos dados, considerando a posição do explante, a formação de brotos, o comprimento dos brotos e o número de gemas formadas por broto.

### 2.3. REGENERAÇÃO *IN VITRO* A PARTIR DE RAIZ PRIMÁRIA

A fim de avaliar a regeneração de brotações nas diferentes regiões da raiz primária, plantas com 60 dias tiveram suas raízes seccionadas em três diferentes segmentos: basal, central e apical. Estes explantes foram inoculados verticalmente no meio de cultura descrito, com a adição de BAP combinado com AIB em diferentes concentrações (0,0; 0,01; 0,05 e 0,10 mg.L<sup>-1</sup>), totalizando 48 diferentes tratamentos.

O delineamento experimental foi inteiramente casualizado, formando um fatorial 3x4x4 (regiões x concentrações AIB x concentrações BAP), contendo 6 repetições de cada região da raiz (basal, central e apical), nos 48 tratamentos, sendo considerado cada frasco uma repetição.

### 2.4. ANÁLISE ESTATÍSTICA

Os dados referentes à fase de regeneração foram submetidos à Análise de Variância (ANOVA) e as médias foram comparadas pelo teste de Scott-Knott ao nível de 5% de significância, por meio da utilização do software SISVAR, versão 5.3 (FERREIRA, 2008).

### 2.5. ONTOGÊNESE DE BROTOS ADVENTÍCIOS A PARTIR DE RAIZ DE *JACARANDA ULEI* BUREAU & K. SCHUM.

Para a realização do estudo da ontogênese das gemas adventícias, explantes de 1 cm provenientes da raiz principal de plantas produzidas *in vitro*, foram inoculados e cultivados verticalmente nas condições citadas no item 2.1., com meio de cultura complementado com 0,05 mg.L<sup>-1</sup> de BAP e AIB. Em diferentes dias de cultivo [0 (controle - não inoculado), 4, 8, 12, 16, 20, 24, 28 e 32 dias] a região apical dos explantes de raiz (aproximadamente 0,5 cm), região onde se formam as gemas adventícias, foi excisada em amostras para a análise anatômica. Foram realizadas três amostras por dia de cultura.

Para a realização da análise histológica, o material excisado foi imerso em solução fixadora composta de formaldeído: ácido acético: etanol 70% (FAA 70%) na proporção de 1:1:18 por 24 horas sob vácuo. Subsequentemente, este foi desidratado em série alcoólica crescente, infiltrado e incluído em historresina. Secções transversais, entre 7 e 12 µm, foram obtidos em micrótomo rotatório Leica RM 2145. Os cortes foram distendidos e aderidos às

lâminas em placa histológica a 50 °C, corados com Azul de Toluidina e montados com verniz vitral (Paiva *et al.*, 2006). As lâminas foram observadas em microscópio Zeiss Axioskop, fotografadas com câmera Leica EC3 e as imagens foram capturadas por meio do programa Las Ez.



### 3. RESULTADOS

---

---

#### 3.1. REGENERAÇÃO *IN VITRO* DE *Jacaranda ulei* BUREAU & K. SCHUM.

##### 3.1.1. REGENERAÇÃO *IN VITRO* A PARTIR DE EXPLANTES DE RAIZ ADVENTÍCIA INOCULADOS EM DIFERENTES POSIÇÕES

No 60º dia de cultura, os segmentos de raízes adventícias, cultivadas em ¼MS (MURASHIGE & SKOOG, 1962) sem reguladores de crescimento, apresentaram elevada porcentagem de brotação (Tabela 1) independentemente da posição de cultura dos explantes (posição horizontal 86% e vertical 100%).

Com relação à média do número de brotos por explante, a cultura horizontal foi estatisticamente superior, apresentando média de 2,04 ( $\pm 0,26$ ) enquanto que o vertical apresentou uma média de 1,16 ( $\pm 0,07$ ).

O tamanho médio de cada broto foi maior nos explantes inoculados na vertical, que foi equivalente 11,41 mm ( $\pm 1,03$ ), enquanto na vertical foi igual a 6,65 mm ( $\pm 1,38$ ), porém a diferença não foi significativa.

Quanto ao número de gemas, os explantes cultivados horizontalmente produziram uma média de 2,61 ( $\pm 0,33$ ) gemas por explante, e nos cultivados verticalmente a média foi de 3,78 ( $\pm 0,23$ ) gemas por explante. Porém não foram estatisticamente diferentes.

**TABELA 1.** Efeito da posição do explante na formação de brotos a partir da regeneração de segmentos de raiz *in vitro* de *Jacaranda ulei* Bureau & K. Schum.

<b>Posição do Explante</b>	<b>Porcentagem de explantes que formaram brotos</b>	<b>Média de brotos formados por explante</b>	<b>Comprimento médio de cada broto (mm)</b>	<b>Média de gemas formadas por broto</b>
<b>Horizontal</b>	86b	2,04a	6,65a	2,61a
<b>Vertical</b>	100a	1,16b	11,41a	3,78a

Médias seguidas da mesma letra não diferem entre si pelo teste de Scott-Knott ( $p > 0,05$ ). (n) = número de repetições.

### 3.2. REGENERAÇÃO *IN VITRO* A PARTIR DE DIFERENTES SEGMENTOS DE RAIZ PRIMÁRIA

Após 60 dias de cultivo, a regeneração *in vitro* a partir de diferentes regiões de raiz primária, cultivados em meio  $\frac{1}{4}$ MS (MURASHIGE & SKOOG, 1962) adicionado de BAP/AIB, totalizando 48 diferentes tratamentos, resultou em 100% de regeneração no meio contendo 0,05 de BAP, na ausência de AIB, porém em todos os tratamentos testados foi observada a regeneração de brotos de *J. ulei* (Figuras 1a-b).

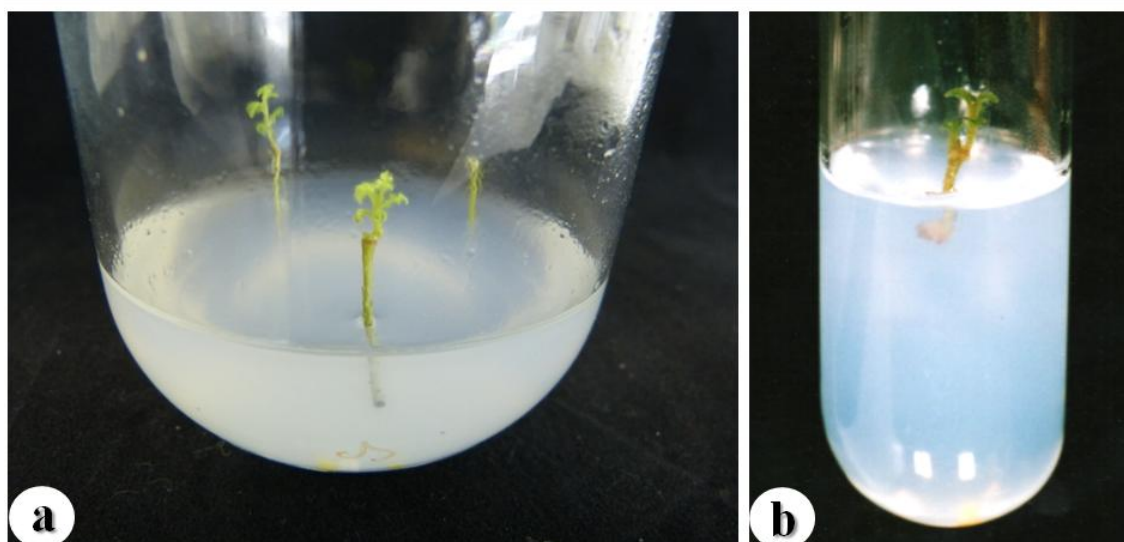
A regeneração *in vitro* de *J. ulei* foi obtida com sucesso nos três diferentes segmentos radiculares utilizados: apical, central e basal (Tabela 2). O segmento apical mostrou menor potencial morfogênico em relação aos demais, apresentando 59,4% de regeneração, enquanto o segmento central apresentou 96,9% e o basal 97,9%, sendo significativamente superiores ao apical. Foi observada a formação de calos de diversos tamanhos a partir de concentrações acima de 0,05 para AIB e/ou BAP.

Pela análise de variância observou-se que o número de brotos produzidos por explante foi significativamente influenciado pelo segmento utilizado. O segmento de raiz que apresentou as maiores médias de broto por explante foi o basal (1,7), seguido do mediano (1,5) e apical (1,3). O efeito isolado das concentrações de BAP sobre o número de brotos por explante demonstrou que na concentração de 0,05 mg.L<sup>-1</sup> de BAP foi obtido o maior número de brotos por explante. As médias não apresentaram grandes variações nos diferentes

tratamentos, ficando entre 1,4 e 1,7, o que indica que todos os tratamentos favorecem a brotação, inclusive o controle.

O comprimento dos brotos foi influenciado significativamente pelas concentrações de AIB e BAP. Os tratamentos contendo  $0,05 \text{ mg.L}^{-1}$  de BAP combinados com  $0,01$  e  $0,05 \text{ mg.L}^{-1}$  de AIB obtiveram as maiores médias de comprimento, apresentando-se estatisticamente superiores aos demais. No geral, as médias dos comprimentos dos brotos por explante variaram entre 1,9 e 3,0 cm nos diferentes tratamentos. O segmento que obteve as maiores médias foi o basal (2,7 cm), sendo significativamente superior que o central (2,5 cm) e que o apical (1,6 cm).

Houve efeito significativo da concentração de BAP no número médio de gemas formadas por explante. Além da combinação de  $0,10 \text{ mg.L}^{-1}$  de BAP e  $0,05 \text{ mg.L}^{-1}$  de AIB, todos os demais tratamentos contendo  $0,05 \text{ mg.L}^{-1}$  de BAP foram significativamente superiores aos demais em relação ao número médio de gemas formadas por explante. A concentração de  $0,05 \text{ mg.L}^{-1}$  de BAP é estatisticamente superior as demais quanto ao número de gemas. O segmento basal apresentou diferenças estatísticas em relação aos demais segmentos, sendo superior a estes.



**FIGURA 1.** Aspecto dos brotos de *Jacaranda ulei* Bureau & K. Schum. regenerados *in vitro* a partir de segmentos de raiz primária. **a.** Raiz cultivada em meio  $\frac{1}{4}$ MS sem a adição de reguladores de crescimento, após 60 dias de cultivo. **b.** Raiz cultivada em meio  $\frac{1}{4}$ MS adicionado de  $0,05 \text{ mg.L}^{-1}$  de BAP.

**TABELA 2.** Efeito da região do explante radicular na formação de brotos *in vitro* de *Jacaranda ulei* Bureau & K. Schum. (n=6).

<b>BAP/AIB</b>	<b>Nível de segmento da raiz</b>	<b>Porcentagem de explantes que formaram brotos</b>	<b>Média de brotos formados por explante</b>	<b>Comprimento médio de cada broto (mm)</b>	<b>Média de gemas formadas por broto</b>
<b>0/0</b>	Basal	100aA	1,50aA	2,26aA	2,15aA
	Central	100aA	1,17aA	2,33aA	2,02aA
	Apical	83,3aA	1,17aA	1,66aA	1,73Aa
<b>0/0,01</b>	Basal	100aA	2,00aA	2,42aA	2,39aA
	Central	100aA	1,33aA	2,36aA	2,19aA
	Apical	33,3bB	0,50bB	1,56aA	1,41bB
<b>0/0,05</b>	Basal	100aA	1,67aA	2,52aA	2,24aA
	Central	83,3aA	0,83bA	2,03aA	1,95aA
	Apical	33,3bB	0,33bB	1,29bA	1,29bB
<b>0/0,10</b>	Basal	100aA	1,50aA	2,57aA	2,18aA
	Central	100aA	1,33aA	2,66aA	2,30aA
	Apical	83,3aA	1,17aA	1,83aA	1,85aA
<b>0,01/0</b>	Basal	100aA	1,33aA	2,37aA	2,19aA
	Central	100aA	1,17aA	2,24aA	2,14aA
	Apical	66,7bA	0,83aB	1,40bA	1,48bB
<b>0,01/0,01</b>	Basal	100aA	1,00Ba	2,18aA	2,03aA
	Central	100aA	2,17aA	2,38aA	2,22aA
	Apical	33,3bB	0,33bB	1,24bA	1,33bB
<b>0,01/0,05</b>	Basal	100aA	1,67aA	2,36aA	2,16aA
	Central	100aA	1,33aA	2,31aA	2,07aA
	Apical	83,3aA	1,17aA	1,63aA	1,78aA
<b>0,01/0,10</b>	Basal	100aA	1,83aA	2,73aA	2,36aA
	Central	100aA	1,50aA	2,22aA	2,20aA
	Apical	66,7bA	1,00aA	1,58bA	1,56bB
<b>0,05/0</b>	Basal	100aA	1,22aA	2,73aA	2,37aA
	Central	100aA	1,67aA	2,48aA	2,34aA
	Apical	100aA	1,50aA	1,96aA	1,87aA
<b>0,05/0,01</b>	Basal	83,3aA	2,17aA	2,78aA	2,53aA
	Central	100aA	1,50aA	2,76aA	2,40aA
	Apical	83,3aA	2,33aA	2,73aA	2,47aA
<b>0,05/0,05</b>	Basal	100aA	1,83aA	3,38aA	2,61aA
	Central	100aA	3,00aA	3,65aA	2,81aA
	Apical	50bB	1,50aA	1,98bA	1,78aB
<b>0,05/0,10</b>	Basal	100aA	1,67aA	3,03aA	2,57aA
	Central	100aA	1,50aA	2,36bA	2,22aA
	Apical	83,3aA	1,00aA	1,72bA	1,78aA
<b>0,10/0</b>	Basal	100aA	2,00aA	3,16aA	2,61aA
	Central	83,3aA	1,50aA	2,72aA	2,30aA
	Apical	33,3bB	0,83bA	1,35bA	1,37bB
<b>0,10/0,01</b>	Basal	100aA	1,33aA	2,78aA	2,37aA
	Central	100aA	1,17aA	2,27aA	2,00aA
	Apical	50bB	0,50aA	1,58bA	1,50bB

<b>0,10/0,05</b>	Basal	83,3aA	3,00aA	2,91aA	2,60aA
	Central	100aA	1,83aA	2,97aA	2,49aA
	Apical	66,7aA	0,67bA	1,53bA	1,56bB
<b>0,10/0,10</b>	Basal	100aA	3,67aA	3,48aA	3,06aA
	Central	83,3aA	0,83bA	2,31bA	1,95bA
	Apical	0bC	0bB	0cA	0cB

Médias seguidas da mesma letra minúscula (relacionada às diferentes regiões dentro de cada tratamento) e maiúscula (relacionada ao efeito dos diferentes tratamentos em cada segmento) na coluna não diferem entre si pelo teste de Scott-Knott ( $p < 0,05$ ). (n) = número de repetições.

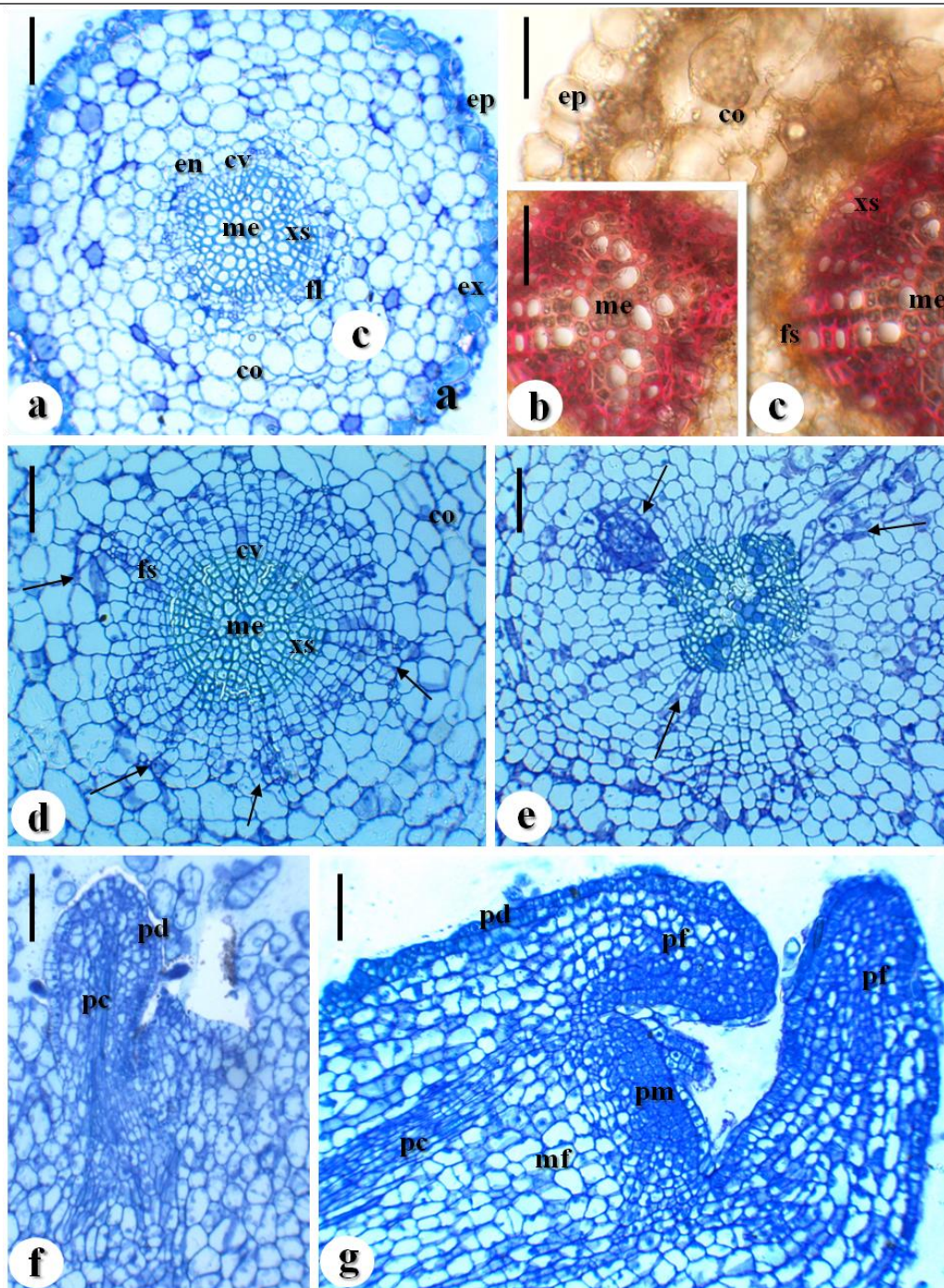
### 3.3. ONTOGÊNESE DE BROTOS ADVENTÍCIOS A PARTIR DE RAIZ DE *JACARANDA ULEI* BUREAU & K. SCHUM.

Foram realizadas secções transversais em segmentos basais de raízes que permaneceram inoculadas *in vitro* em meio  $\frac{1}{4}$ MS, com reguladores de crescimento, por um número de dias pré-estabelecido, para a realização do estudo da ontogênese. Na secção transversal da raiz do dia 0 – controle – (Figura 2a), antes de ser inoculada *in vitro* e de sofrer qualquer desenvolvimento, foi observada externamente a epiderme uniestratificada, formada por células isodiamétricas, com paredes retas e pêlos radiculares unicelulares, longos. Internamente à epiderme, observou-se a exoderme unisseriada com células angulosas de tamanho menor que as células corticais. O córtex é composto de grandes células parenquimáticas, com 5-7 séries, contendo espaços intercelulares entre elas. A região vascular é delimitada externamente pela endoderme uniestratificada, constituída de células circulares a angulosas.

Neste estágio de desenvolvimento, a raiz apresentou início do crescimento secundário caracterizado pelo começo da disposição circular do xilema, que já está lignificado, conforme teste realizado com floroglucinol acidificado (Figura 2b-c). O câmbio vascular já se encontra com a forma circular entre a margem externa do xilema e os polos de floema primário, e é constituído de células tabulares. O floema ainda não assumiu completamente a disposição circular, característica do floema secundário, sendo observada apenas a presença de polos de floema primário. Internamente ao xilema, na região central foi observada uma medula parenquimática pouco lignificada, em comparação com o xilema (Figura 2b-c), com células isodiamétricas de parede espessada.

Aos 12 dias de cultura (Figura 2d), pôde-se observar o início do desenvolvimento dos meristemóides a partir da multiplicação e desdiferenciação de células cambiais. As células do câmbio vascular e suas células derivativas imediatas, pouco diferenciadas e com alta capacidade de divisão, proliferaram-se a partir de divisões periclinais e anticlinais, dando origem a meristemóides constituídos de células pequenas com denso citoplasma e amplo núcleo (Figura 2e).

A partir dos meristemóides os brotos adventícios foram formados. No 20º dia, os primórdios foliares já se localizavam fora da epiderme radicular (Figura 2f). A diferenciação celular culmina na formação de um broto adventício estruturado pela protoderme, procâmbio, meristema fundamental e primórdios foliares (Figuras 2f-g).



**FIGURA 2.** Ontogênese de gemas adventícias em segmentos basais da raiz de *Jacaranda ulei* Bureau & K. Schum. nos diferentes tempos de cultura. **a.** Dia 0, corte transversal evidenciando a estrutura da raiz antes do desenvolvimento de brotos adventícios. **b, c.** Corte transversal da raiz em teste com floroglucinol acidificado evidenciando xilema lignificado e presença de medula. Detalhe da medula radicular. **d.** Corte transversal após 12 dias de cultura apresentando divisões no câmbio vascular e início da formação de meristemóides (seta). **e.** Após 16 dias de cultura, corte transversal apresentando formação de primórdio de broto adventício (seta) a partir do câmbio vascular. **f.** Corte transversal após 20 dias de cultura, apresentando a emissão do broto adventício originado da região cambial durante a fase de regeneração *in vitro*. **g.** Após 24 dias de cultura, corte longitudinal apresentando as estruturas do broto adventício. fl = floema, em = endoderme, p = periciclo, xs = xilema secundário, co = córtex, ex = exoderme, ep = epiderme, cv = câmbio vascular, pd = protoderme, pf = primórdio foliar, pc = procâmbio, pm = promeristema, me = meristema fundamental. Barras: 100 µm (a); 50 µm (b); 120 µm (c); 100 µm (d); 100 µm (e); 100 µm (f); 100 µm (g).

## 4. DISCUSSÃO

---

### 4.1. REGENERAÇÃO *IN VITRO* DE *Jacaranda ulei* BUREAU & K. SCHUM.

#### 4.1.1. A PARTIR DE EXPLANTES DE RAIZ INOCULADOS EM DIFERENTES POSIÇÕES

Estatisticamente, a diferença da posição dos explantes em relação ao número de brotos foi significativa. Pereira *et al.* (2006) obtiveram resultado semelhante com *Uncaria guianensis* (Aublet) Gmelin. Neste trabalho, a posição de inoculação do explante exerceu influência no número médio de brotações. Explantes inoculados na horizontal em meio de cultura adicionado de ácido giberélico (GA<sub>3</sub>) respondeu positivamente ao acréscimo de gemas iniciais, resultando no aumento das brotações finais. Resultados semelhantes também foram obtidos em espécies como *Malus prunifolia* Willd Borkh (ERIG & SCHUCH, 2005), mirtilo cv. Delite (ERIG & SCHUCH, 2006) e *Jatropha curcas* L. (KUMAR, *et al.*, 2010). Segundo Assis (2010), para a espécie *Anacardium othonianum* Rizzini o efeito da orientação dos segmentos nodais utilizados como explantes foi significativo para o comprimento das plântulas e das folhas apenas após 30 dias de cultivo.

Silva *et al.* (2005) também observaram que a posição dos explantes de epicótilo, junto com a interação com o regulador de crescimento 6-benzilaminopurina (BAP), causaram efeito significativo na indução da organogênese adventícia *in vitro* para *Citrus sinensis* L. Osbeck, em que os explantes cultivados horizontalmente mostraram-se mais eficientes na formação de gemas por explante. A grande maioria dos trabalhos apresenta a regeneração de explantes de raiz combinada com reguladores de crescimento como auxinas e citocininas (CHEN, *et al.*, 1998; ERIG & SCHUCH, 2005; SILVA, *et al.*, 2005).

#### 4.1.2. A PARTIR DE DIFERENTES REGIÕES RADICULARES

Não foram verificadas diferenças significativas entre os tratamentos para a indução da brotação nos explantes de raiz em *J. ulei*. Fukuda (2011) obteve os mesmos resultados na indução dos brotos em explantes caulinares da mesma espécie, sendo que o meio utilizado foi ¼ MS acrescido de 20 g.L<sup>-1</sup> de sacarose e 8 g.L<sup>-1</sup> de ágar e os reguladores



de crescimento AIB e BAP combinados nas concentrações 0, 0,01 e 0,05 mg.L<sup>-1</sup>, respectivamente.

Os tratamentos que favoreceram o comprimento dos brotos foram os contendo 0,05/0,01 mg.L<sup>-1</sup> de BAP e AIB, e 0,05 mg.L<sup>-1</sup> de BAP e AIB. Fukuda (2011) obteve resultados semelhantes para o comprimento dos brotos de explantes caulinares de *J. ullei*, sendo que o tratamento estatisticamente superior neste aspecto foi o contendo BAP e AIB combinados na concentração de 0,05 mg.L<sup>-1</sup> cada.

Dessa forma, é possível aplicar as técnicas de cultura de tecidos à espécie *J. ullei*, de forma a produzir mudas em larga escala como alternativa ao extrativismo (AMARAL & SILVA, 2003).

## 5. CONCLUSÕES

---

---

❖ Houve diferenças significativas na indução de brotos quanto à posição do explante, tendo em vista que os explantes cultivados na horizontal formaram mais brotos do que os inoculados na vertical. Enquanto que os cultivados verticalmente formaram mais gemas e os brotos possuíam tamanho maior, mesmo em quantidades reduzidas.

❖ A regeneração *in vitro* de *J. ullei* foi obtida com sucesso a partir dos três diferentes segmentos radiculares utilizados, porém os segmentos central e basal foram significativamente superiores.

❖ Os meios contendo 0,01 e 0,05 mg.L<sup>-1</sup> de AIB e 0,05 mg.L<sup>-1</sup> de BAP resultaram em um maior comprimento dos brotos.

❖ O número de gemas formadas por explantes foram significativamente superiores em meio contendo 0,05 mg.L<sup>-1</sup> de BAP.

❖ Os brotos regenerados a partir da raiz têm origem em gemas adventícias originadas no câmbio vascular.

## REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

---

---

- AMARAL, C. L. F. & SILVA, A. B. Melhoramento biotecnológico de plantas medicinais. **Biociencia**, n. 30, p. 55-59, 2003.
- ASSIS, K. C. **Propagação *in vitro* de *Anacardium othonianum* Rizz., uma espécie frutífera e medicinal do Cerrado**. Jataí. Dissertação (Mestrado em Agronomia) - Universidade Federal de Goiás, 2010. 89 p.
- BARBOSA, G. F. **Plantas medicinais: alternativa econômica a conservação do Cerrado brasileiro?** Araguaína. Dissertação (Mestrado em Desenvolvimento Regional e Agronegócio) - Universidade Federal do Tocantins, 2010. 94 p.
- BELTRÃO, A. E. S.; LAMOCA-ZARATE, R. M. & BELTRÃO, F. A. S. Cultura *in vitro* de *Solanum paludosum*: regeneração. **Revista Caatinga**, v. 21, n. 4, p. 79-82, 2008.
- CHEN, R., GYOKUSEN, K. & SAITO, A. Plantlets regeneration from root explants of *Robinia pseudoacacia* L. by suspension culture. **Journal of Forest Research**, v. 3, p. 161-165, 1998.
- CID, L. P. B. & TEIXEIRA, J. B. Explante, meio nutritivo, luz e temperatura. In: CID, L. P. B. (Ed.). **Cultivo *in vitro* de plantas**. Brasília: Embrapa - Informação Tecnológica, 2010. p. 15-49.
- ERIG, A. C. & SCHUCH, M. W. Regeneração *in vitro* de brotos e raízes adventícias de marmeleiro (*Cydonia oblonga* Mill.) cvs. MC e Adams, utilizados como porta-enxertos para pereira. **Revista Brasileira de Agrociências**, v. 11, n. 4, p. 419-424, 2005.
- ERIG, A. C. & SCHUCH, M. W. Fatores que afetam a multiplicação *in vitro* de mirtilo. **Scientia Agraria**, v. 7, n. 1-2, p. 83-88, 2006.
- FERREIRA, D. F. SISVAR: um programa para análises e ensino de estatística. **Revista Symposium**, v. 6, n. 2, p. 36-41, 2008.
- FUKUDA, W. S. **Propagação *in vitro* de *Jacaranda ulei* Bureau & K. Schum. (Bignoniaceae)**. Brasília. Dissertação (Mestrado em Botânica) - Universidade de Brasília, 2011. 111 p.

- GEORGE, E. F.; HALL, M. A. & DE KLERK, G. J. **Plant propagation by tissue culture**. 3 ed. Dordrecht: Springer, 2008. 505 p.
- KUMAR, N.; ANAND, K. G. V. & REDDY, M. P. *In vitro* plant regeneration of non-toxic *Jatropha curcas* L.: direct shoot organogenesis from cotyledonary petiole explants. **Journal of Crop Science and Biotechnology**, v. 13, n. 3, p. 189-194, 2010.
- LORENZI, H. **Árvores brasileiras: manual de identificação e cultivo de plantas arbóreas nativas do Brasil**. 2 ed. Nova Odessa, SP: Editora Plantarum, 1992.
- MORAIS, T. P.; LUZ, J. M. Q.; SILVA, S. M.; RESENDE, R. F. & SILVA, A. S. Aplicações da cultura de tecidos em plantas medicinais. **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais**, v. 14, n. 1, p. 110-121, 2012.
- MURASHIGE, T. & SKOOG, F. A revised medium for rapid growth and bioassays with tobacco tissue culture. **Physiologia Plantarum**, v. 15, p. 473-497, 1962.
- PEREIRA, R. C. A.; PINTO, J. E. B.; BERTOLUCCI, S. K. V.; CASTRO, E. M. & SILVA, F. G. Germinação, avaliação do ácido giberélico e posição do explante no alongamento *in vitro* de *Uncaria guianensis* (Aublet) Gmelin Rubiaceae (unha-de-gato). **Ciência e Agrotecnologia**, v. 30, n. 4, p. 637-642, 2006.
- RIBEIRO, M. F. **Biologia reprodutiva e polinização de *Jacaranda ulei* Bureau & K. Schum. (Bignoniaceae)**. Brasília. Dissertação (Mestrado em Botânica) - Universidade de Brasília, 2003. 196 p.
- RIZZINI, C. T. & HERINGER, E. P. Estudo sobre os sistemas subterrâneos difusos de plantas campestres. **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, v. 38, p. 85-112, 1966. Suplemento.
- SILVA, R. P.; COSTA, M. A. P. C.; SOUZA, A. S. & ALMEIDA, W. A. B. Regeneração de plantas de laranja 'Pêra' via organogênese *in vitro*. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 40, n. 12, p. 1153-1159, 2005.
- SILVEIRA, C. E. S.; FUKUDA, W. S.; MIRANDA, T. D.; PALHARES, D. & PEREIRA, L. A. R. *Jacaranda ulei* Bureau and K. Schum. (Bignoniaceae): *in vitro* seedling developmental study as contribution towards the domestication of this medicinal Brazilian savannah species. **Journal of Pharmacognosy and Phytochemistry**, v. 2, n. 4, p. 85-89, 2013.

VALOIS, A. C. C. Importância dos transgênicos para a agricultura. **Cadernos de Ciências & Tecnologia**, v. 18, n. 1, p. 27-53, 2001.

VALOIS, A. C. C. **Possibilidades de uso de genótipos modificados e seus benefícios.** Brasília: Embrapa Informações Tecnológicas, 2003. 65 p. Texto para Discussão, 19. ISSN 1677-5473.

VASIL, V. & HILDEBRANDT, A. C. Differentiation of tobacco plants from single, isolated cells in microcultures. **Science**, v. 150, p. 889-892, 1965.

VEIGA JUNIOR, V. F.; MELLO, J. C. P. As monografias sobre plantas medicinais. **Revista Brasileira de Farmacognosia**, v. 18, n. 3, p. 464-471, 2008.

VIEIRA, R. F. & MARTINS, M. V. M. Recursos genéticos de plantas medicinais do Cerrado: uma compilação de dados. **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais**, v. 3, n. 1, p. 13-36, 2000.