



UNIVERSIDADE FEDERAL DA PARAÍBA
CENTRO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM ZOOTECNIA

**Caracterização anatômica e histoquímica foliar de *Desmanthus* spp.
em sequeiro no Semiárido pernambucano**

HACTUS SOUTO CAVALCANTI

Zootecnista

Areia-Paraíba

Julho de 2017

HACTUS SOUTO CAVALCANTI

**Caracterização anatômica e histoquímica foliar de *Desmanthus* spp.
em sequeiro no Semiárido pernambucano**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Zootecnia, da Universidade Federal da Paraíba, Centro de Ciências Agrárias, como parte das exigências para obtenção do título de Mestre em Zootecnia.

Comitê de Orientação:

Prof. Dr. Divan Soares da Silva - Orientador Principal
Prof. Dr. Vicente Imbroisi Teixeira
Prof. Dr. Albericio Pereira de Andrade

Areia - Paraíba

Julho de 2017

Ficha Catalográfica Elaborada na Seção de Processos Técnicos da
Biblioteca Setorial do CCA, UFPB, Campus II, Areia – PB.

C376c Cavalcanti, Hactus Souto.

Caracterização anatômica e histoquímica foliar de *Desmanthus* spp. em sequeiro no semiárido paraibano / Hactus Souto Cavalcanti. - Areia: UFPB/CCA, 2017. xiv, 75 f.: il.

Dissertação (Mestrado em Zootecnia) - Centro de Ciências Agrárias. Universidade Federal da Paraíba, Areia, 2017.

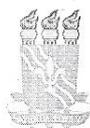
Bibliografia.

Orientador: Divan Soares da Silva.

1. Jureminha – Anatomia vegetal 2. *Desmanthus* – Caracterização foliar 3. Leguminosa – Produção animal I. Silva, Divan Soares da (Orientador) II. Título.

UFPB/CCA

CDU: 582.09:633.31/.37(043.3)



UNIVERSIDADE FEDERAL DA PARAÍBA
CENTRO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM ZOOTECNIA

PARECER DE DEFESA DO TRABALHO DE DISSERTAÇÃO

TÍTULO: “Caracterização anatômica e histoquímica foliar de *Desmanthus* spp. em sequeiro no Semiárido pernambucano”

AUTOR: Hactus Souto Cavalcanti

ORIENTADOR: Prof. Dr. Divan Soares da Silva

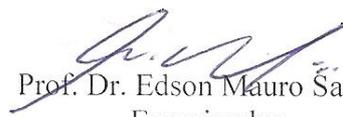
JULGAMENTO

CONCEITO: APROVADO

EXAMINADORES:


Prof. Dr. Divan Soares da Silva
Presidente
Universidade Federal da Paraíba


Dr. Alexandre Fernandes Perazzo
Examinador
Universidade do Estado da Bahia


Prof. Dr. Edson Mauro Santos
Examinador
Universidade Federal da Paraíba

Areia, 14 de Julho de 2017

EPIGRAFE

“Trabalhe duro e em silêncio. Deixe que seu sucesso faça barulho”

Dale Carnegie

Reconheça o Senhor
em todos os seus caminhos
e ele endireitará as suas
veredas.
Não seja sábio aos seus próprios
olhos, tema o Senhor e evite o
mal.
Isso dará a você saúde ao corpo
e vigor aos ossos.

Bíblia Sagrada
Provérbios 3:6-8

Aos meus pais **José Carlos** e **Miriam**,
meus irmãos **Ana Carolina** e **Filipe**,
minha avó **Almerintina**
minha esposa **Samíra Brito**
por todo amor e confiança...

DEDICO

AGRADECIMENTOS

À Deus, pelas bênçãos, força e saúde dadas que permitem a continuidade da vida, porque Dele, por Ele e para Ele são todas as coisas.

Aos meus pais e irmãos por todo o amor, confiança e carinho, pelo apoio dado desde o início da vida acadêmica, compreendendo a ausência em muitos momentos.

A minha avó por todo o amor e carinho durante estes anos de aperfeiçoamento intelectual.

A minha esposa Samira que está sempre comigo, por todo o amor, carinho, compreensão e companheira de bons e maus momentos, com quem compartilho meus anseios, sonhos e planos.

Ao meu orientador, Prof. Divan Soares da Silva, pelos conhecimentos repassados, paciência e liberalidade durante a pós-graduação, demonstrando confiança com tal atitude.

Ao meu co-orientador, Prof. Vicente Imbroisi Teixeira, por todo o apoio, atenção, disponibilidade, conhecimentos e confiança repassados, principalmente por ter em mente vários planos de experimento para que eu pudesse executar esta pesquisa.

Ao meu co-orientador, Prof. Alberício Pereira de Andrade, pelos ensinamentos repassados e paciência em sua orientação.

Ao Prof. André Lima e Sérgio Ferreira, da UAST/UFRPE, por todo o apoio e liberação de equipamentos imprescindíveis para a execução desta pesquisa.

Ao prof. Clébio Pereira, da UNIVASF, pela paciência, disponibilidade, atenção, apoio técnico, fornecimento de equipamentos e reagentes, além das contribuições valiosas que fizeram esta pesquisa sair do papel.

À Mariana, técnica do laboratório de botânica da UNIVASF, por todo o auxílio nas atividades, pelas contribuições, conversas e conselhos.

A Marcos Cícero por todo o auxílio nas atividades de campo e de laboratório.

A Saullo, Edivan e Alysson integrantes da “Casa dos mestres” em Petrolina, que me acolheram e apoiaram todas as vezes que precisei. Além destes, agradeço a Cíntia, Edna, George e Anderson Emanuel por todos os momentos de conversas, brincadeiras e diversão, tornando os dias mais leves.

Aos amigos em Serra Talhada, especialmente a Sávio e ao casal Renan e Katarina, que me acolheram em minha breve estadia por Serra Talhada. Aos demais, Pr. Betinho, Eliete, Caio, Gabi, Juann, Iarinha, Breno, Ítalo, Côca e demais que se fizeram presentes e sei que torcem verdadeiramente por mim.

Aos amigos e colegas em Areia, especialmente Italvan, Géssica, Ribamar, Janieire, David, Aelson, Diego, Jonathan, Angélica, Jéssyca, Josinaldo, Raimundo, Tafnes, Tonhá, Aianne e demais que tornaram os dias mais alegres com momentos de lazer e conversas. Muito obrigado!

Aos colegas de casa, João Pedro, Fabrício, Raimundo, Josinaldo, Tiago e Ricardo que me deram apoio em minha chegada a Areia.

A todos os professores do mestrado, pelos conhecimentos repassados durante esta jornada. Um agradecimento especial aos professores Edson Mauro e Edgard Pimenta pela amizade desenvolvida.

Ao Programa de Pós Graduação em Zootecnia (PPGZ/UFPB) pela oportunidade de me aperfeiçoar intelectualmente e por possibilitar que eu conhecesse pessoas diferenciadas de vários lugares, mas que compartilham do mesmo sonho.

A CAPES pela concessão da bolsa de estudos, tornando possível a realização e conclusão do tão sonhado mestrado em zootecnia.

A todos que diretamente ou indiretamente contribuíram para mais esta conquista.

Muito obrigado!

ÍNDICE

LISTA DE TABELAS	xi
LISTA DE FIGURAS	xii
1. INTRODUÇÃO	15
2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA	17
2.1. Gênero <i>Desmanthus</i>	17
2.2. Terminologias aplicadas à anatomia vegetal	19
2.3. Características anatômicas e fisiológicas das plantas C3	20
2.4. Relações da planta com o ambiente	24
2.4.1. Aspectos anatômicos	24
2.4.2. Células e tecidos secretores	29
2.4.3. Formação e função dos cristais	30
2.5. Relação entre anatomia vegetal e digestibilidade	33
2.6. Histoquímica	36
3. MATERIAL E MÉTODOS	38
4. RESULTADOS	42
4.1. Caracterização anatômica	42
4.1.1. Pecíolo	42
4.1.2. Nectário extrafloral	47
4.1.3. Ráquis	51
4.1.4. Peciólulo	54
4.1.5. Foliólulo	58
4.2. Histoquímica	61
4.3. Acesso 7G	62
4.4. Acesso 50J	63
4.5. Acesso 13AU	64
5. DISCUSSÃO	66
4.1. Pecíolo	66
4.2. Nectário extrafloral	69
4.3. Ráquis e peciólulo	70
4.4. Foliólulo	72
4.5. Cavidade secretora	74
4.6. Histoquímica	74
5. CONCLUSÃO	77
6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	78

LISTA DE TABELAS

Tabela 1. Produção de forragem dos acessos de <i>Desmanthus</i> spp.	40
Tabela 2. Resumo da caracterização anatômica dos pecíolos da folha 1 [#] e 3 [#] de acessos de <i>Desmanthus</i> spp.	47
Tabela 3. Resumo da caracterização anatômica dos nectários extraflorais da folha 1 [#] e 3 [#] de acessos de <i>Desmanthus</i> spp.	50
Tabela 4. Resumo da caracterização anatômica da ráquis da folha 1 [#] e 3 [#] de acessos de <i>Desmanthus</i> spp.	54
Tabela 5. Resumo da caracterização anatômica do peciólulo da folha 1 [#] e 3 [#] de acessos de <i>Desmanthus</i> spp.	58
Tabela 6. Resumo da caracterização anatômica do foliólulo da folha 1 [#] e 3 [#] de acessos de <i>Desmanthus</i> spp.	61
Tabela 7. Resumo da caracterização histoquímica das folhas 1 [#] e 3 [#] do acesso 7G	63
Tabela 8. Resumo da caracterização histoquímica das folhas 1 [#] e 3 [#] do acesso 50J	64
Tabela 9. Resumo da caracterização histoquímica das folhas 1 [#] e 3 [#] do acesso 13AU	64

LISTA DE FIGURAS

Figura 1A. Folha composta de <i>Desmanthus</i> spp., classificada como bipinada (círculo vermelho), evidenciando o pecíolo, nectário extrafloral e ráquis. Figura 1B. Foliólulo de <i>Desmanthus</i> spp. composto pelo peciólulo e vários foliólulos.	18
Figura 2. Normal climatológica da precipitação (mm) de Serra Talhada e precipitação pluvial (mm) durante um ano até a data da coleta. Fonte: INMET (2017) e UFCG-DCA (2017).	39
Figura 3. Coleta e fracionamento das folhas de <i>Desmanthus</i> spp.	41
Figura 4. Pecíolo da folha 1 dos acessos 7G (A, B e C), 50J (D, E e F) e 13AU (G, H e I) de <i>Desmanthus</i> spp.	44
Figura 5. Pecíolo da folha 3 dos acessos 7G (A, B e C), 50J (D, E e F) e 13AU (G, H e I) de <i>Desmanthus</i> spp.	46
Figura 6. Nectário extrafloral da folha 1 dos acessos 7G (A, B e C), 50J (D, E e F) e 13AU (G, H e I) de <i>Desmanthus</i> spp.	48
Figura 7. Nectário extrafloral da folha 3 dos acessos 7G (A, B e C), 50J (D, E e F) e 13AU (G, H e I) de <i>Desmanthus</i> spp.	50
Figura 8. Ráquis da folha 1 dos acessos 7G (A, B e C) e 50J (D, E e F) de <i>Desmanthus</i> spp.	52
Figura 9. Ráquis da folha 3 dos acessos 7G (A, B e C), 50J (D, E e F) e 13AU (G, H e I) de <i>Desmanthus</i> spp.	54
Figura 10. Peciólulo da folha 1 dos acessos 7G (A, B), 50J (C, D) e 13AU (E,F) de <i>Desmanthus</i> spp.	55
Figura 11. Peciólulo da folha 3 dos acessos 7G (A, B), 50J (C, D) e 13AU (E,F) de <i>Desmanthus</i> spp.	57
Figura 12. Foliólulo da folha 1 dos acessos 7G (A, B), 50J (C, D) e 13AU (E, F) de <i>Desmanthus</i> spp.	59
Figura 13. Foliólulo da folha 3 dos acessos 7G (A, B), 50J (C, D) e 13AU (E, F) de <i>Desmanthus</i> spp.	61
Figura 14. Peciólulo da folha 1 evidenciando a histolocalização do amido usando lugol (A) e reagente de Wagner (B).	62
Figura 15. Identificação histoquímica de amido, lipídeos, grânulos proteicos, lignina e compostos fenólicos nos acessos de <i>Desmanthus</i> spp.	65

RESUMO GERAL

Na região Nordeste do Brasil o clima predominante é o semiárido. Nesta região existem várias espécies endêmicas, destacando-se a jureminha (*Desmanthus pernambucanus* (L.) Thellung), leguminosa que apresenta características desejáveis para a produção animal. Objetivou-se caracterizar anatômica e histoquimicamente três acessos (7G, 50J e 13AU) de jureminha. O material foi coletado no campo experimental da Unidade Acadêmica de Serra Talhada (UAST/UFRPE) na estação seca. Os acessos foram selecionados com base na sua produção de biomassa, coletando-se as folhas dos de produção máxima (7G), intermediária (50J) e mínima (13AU). As folhas foram coletadas no 1º e 3º nó do ramo (sentido ápice-base), considerando as idades das folhas em jovem e madura, sendo fracionadas em 5 partes (pecíolo, nectário extrafloral, ráquis, peciólulo e foliólulo), fixadas em FAA 50%, posteriormente desidratadas em série alcóolica crescente, seguindo-se do emblocamento das amostras em historresina LEICA®. As lâminas foram coradas com azul de toluidina para padronização anatômica. Testes histoquímicos foram executados para identificar amido, grânulos proteicos, lipídeos, compostos fenólicos gerais, lignina, alcalóides, taninos condensados e terpenóides. A morfologia do pecíolo variou entre acessos e folhas com maior área total nas folhas do acesso 7G. O nectário extrafloral e peciólulo apresentaram morfologia semelhante nos acessos estudados. Na ráquis, a morfologia do 7G e 50J foi semelhante, em ambas as folhas, enquanto o 13AU diferiu destes. O foliólulo apresentou-se com uma única camada de células epidérmicas e mesófilo dorsiventral, exceto nas folhas jovens do acesso 7G e 50J, sendo caracterizado como homogêneo. Em todas as frações mensuradas, a área ocupada por feixes vasculares foi maior no acesso 7G se comparado aos demais. Os testes histoquímicos para alcalóides, taninos condensados e terpenóides foram negativos. Evidenciou-se a presença de amido, grânulos proteicos, lipídeos, compostos fenólicos gerais e lignina em vários tecidos nas frações estudadas. Observou-se a bainha amilífera rodeando o feixe vascular dos pecíolos, caracterizando a endoderme, além de sua presença no parênquima cortical e/ou medular das demais frações. Grânulos proteicos foram verificados em todos os acessos, exceto nos foliólulos do acesso 7G, no pecíolo e nectário da folha madura do acesso 50J e 13AU. Verificou-se a presença de lipídeos constituindo a cutícula em todas as frações estudadas. Compostos fenólicos gerais ocorreram majoritariamente na epiderme e/ou nas células do parênquima cortical do pecíolo, nectário extrafloral, ráquis e peciólulo. A lignina foi observada em todos os acessos estudados, exceto no foliólulo da folha jovem do acesso 7G. Este composto localizou-se nos elementos de condução do xilema e nas fibras esclerenquimáticas. Existem características anatômicas que justificam a maior produtividade do acesso 7G se comparado aos demais. Os resultados histoquímicos mostram a aclimatação das plantas nativas da Caatinga, levando em conta as várias fontes de estresse.

Palavras-chave: anatomia vegetal, Caatinga, jureminha, leguminosa, metabólitos

ABSTRACT

The Northeast region of Brazil has a predominance of semiarid climate. In this region there is a variety of endemic species, highlighting the jureminha (*Desmanthus pernambucanus* (L.) Thellung), legume forage that shows desirable characteristics to animal production. The aim of this study was characterize anatomic and histochemically three genotypes (7G, 50J and 13AU) to identify structures that explain the superior performance of 7G genotype. The material was collected in experimental field of the Academic Unit of Serra Talhada (UAST/UFRPE) in dry season. Biomass production of genotypes were the basis for selection, in which were collected the leaves of the maximum (7G), intermediate (50J) and minimum (13AU) production. The leaves were collected on the 1° and 3° branch node (apex-base direction), considering the ages in young and mature. These leaves were fractionated in 5 parts (petiole, extrafloral nectary, rachis, petiolule and leaflet), fixed in FAA 50%, dehydrated in increasing alcoholic series and embedding of samples in LEICA® historesin. The slides were stained with toluidine blue for anatomical description. It were made histochemical tests to identify starch, protein granules, lipids, phenolic compounds, lignin, condensed tannins, alkaloids and terpenoids. Petiole morphology was variable within genotypes and leaves studied, with higher total area in both leaves of 7G genotype. Extrafloral nectary and petiolule showed similar morphology in studied genotypes. The rachis was similar in 7G and 50J, in both leaves, whereas 13AU was different. The leaflet showed a single layer of epidermal cells and dorsiventral mesophyll, except in young leaflets of 7G and 50J genotypes, which was characterized as homogeneous. In all fractions measured the area occupied by vascular bundles was higher in 7G genotype when compared to others. Histochemical tests to alkaloids, condensed tannins and terpenoids were negative. It was observed the presence of starch, protein granules, lipids, phenolic compounds and lignin in several tissues studied. Amyliferous sheath was observed around vascular bundle of petiole in all genotypes, characterizing the endoderm as well as in cortical and/or pith parenchyma of other fractions. Protein granules were observed in all genotypes, except in leaflets of 7G, in petiole and extrafloral nectary of mature leaflet of 50J and 13AU. It was verified the presence of lipids constituting the in all fractions evaluated. Phenolic compounds occurred, mostly, in epidermis and/or cortical parenchyma of petiole, extrafloral nectary, rachis and petiolule. It was observed lignin in all the genotypes, except in leaflet of young leave from 7G. This compound was located in sieve elements of xylem and sclerenchyma fibers. There is anatomical characteristics that justify the higher productivity of 7G genotype in comparison to others. The histochemical results shows the acclimation of native plants from Caatinga, considering the many sources of stress in this environment.

Keywords: plant anatomy, Caatinga, jureminha, legume forage, metabolites

1. INTRODUÇÃO

A região Nordeste do Brasil possui uma área correspondente à 18,3% do território nacional, nesta região, o clima predominante é o semiárido (IBGE, 2007). A maior parte do território nordestino inserido no clima semiárido, apresenta o bioma da Caatinga como sendo o de maior expressão, com uma extensão territorial aproximada de 850,000 km² (Queiroz, 2009).

O Semiárido apresenta características edafoclimáticas intrínsecas, em que pode-se destacar as altas temperaturas médias anuais, assim como elevadas taxas de evapotranspiração. Associado a isso, se tem baixos índices de precipitações pluviais e umidade relativa do ar, sendo as precipitações distribuídas de forma heterogênea, resultando, tais características, em balanço hídrico negativo. Os solos deste bioma são pedregosos e rasos, uma vez que a rocha-mãe é pouco intemperizada, encontrando-se a baixas profundidades (Freitas et al., 2013; Leal et al., 2005).

O bioma Caatinga tem várias espécies endêmicas, apresentando grande biodiversidade. Sua vegetação é xerófila e apresenta diversas composições florísticas ao longo do ano, em que se observa características caducifólias de muitas espécies (Andrade-Lima, 1981; Santos et al., 2010). Nesse contexto, a Caatinga é tida como a principal fonte de alimentos para os animais desta região, tendo em vista que do efetivo nacional 91,6% do rebanho de caprinos e 57,7% de ovinos estão localizados na região Nordeste (IBGE, 2014). Este fato evidencia a importância econômica e social da caprino e ovinocultura (Santos et al., 2010 e Costa et al., 2010).

Dentre as espécies nativas, muitas são leguminosas com potencial forrageiro. Alguns estudos já foram realizados com intuito de conhecer e relatar os aspectos qualitativos e quantitativos destas plantas (Jones e Brandon, 1998; Beelen et al., 2006; Freitas et al., 2011; França, 2012; Albuquerque, 2013; Rangel et al., 2015; Silva et al., 2015; Calado et al., 2016). Dentre essas espécies, a jureminha (*Desmanthus pernambucanus* (L.) Thellung) apresenta características desejáveis para a produção animal, como boa produção de biomassa, alto valor nutritivo, baixa concentração de taninos, é consumida pelos animais e apresenta boa digestibilidade (Figueiredo, 2005; Cruz et al., 2007; Muir e Pitman, 1991 e Trujillo et al., 1996). Apesar de existirem muitas espécies do gênero *Desmanthus* distribuídas em todo o mundo, há uma ocorrência predominante de *D. pernambucanus* (L.) Thell. na região Nordeste do Brasil

(Pengelly e Liu, 2001), sendo esta um membro do complexo *D. virgatus* L. Willd (Luckow, 1993).

A jureminha possui características que a torna uma planta com grande potencial forrageiro, porém, sua composição química varia ao longo do ano devido às condições climáticas, fase fenológica como também ao manejo que lhe é aplicado. Esta mudança da composição química é atribuída principalmente a idade do vegetal, pois quanto maior a maturidade do vegetal menor a sua qualidade, pois ocorre de forma geral maior lignificação das paredes celulares. Desta forma, o consumo da mesma pelos animais é diminuído e, conseqüentemente, o aproveitamento pelos microrganismos ruminais é afetado.

É possível verificar esta relação no trabalho de Suksombat e Buakeeree (2005), que relataram influência do estágio de maturidade da planta afetando de forma significativa a produção de biomassa e as características bromatológicas. Estes autores conduziram um experimento com *Desmanthus virgatus* L. Willd irrigada, onde avaliaram três frequências e três intensidades de corte, observando que a produção de biomassa por hectare aumentou quando o intervalo entre cortes foi maior, com aumento no teor fibroso e redução nos teores de proteína bruta e extrato etéreo.

Em experimento semelhante, avaliando o efeito da intensidade e frequência de corte sob a produção e qualidade de *D. virgatus*, Trujillo et al. (1996) relataram diminuição da digestibilidade quando se aumentou o intervalo dos cortes. Tal diminuição se dá pela maior deposição de lignina nas paredes celulares, para promover rigidez e permitir sustentação do peso das estruturas vegetais. Com isso, ocorre degradação diminuída da parede celular pelo fato de haver menor disponibilidade desta aos microrganismos ruminais (Van Soest, 1994).

Nos últimos anos o gênero *Desmanthus* vem sendo estudado, mas são escassos os estudos que enfoquem nos aspectos anatômicos destas espécies, sendo isso fundamental para explicar sua resposta ao ambiente, ao manejo adotado, mostrar indícios de como é degradada no rúmen dos animais, além de possibilitar a identificação taxonômica da espécie. No estudo das plantas forrageiras em geral, a técnica da histoquímica e anatomia vem sendo muito utilizada. Com isso, os aspectos qualitativos das plantas forrageiras como digestibilidade e composição bromatológica, podem ser estudados intimamente uma vez que a disposição e proporção dos tecidos, espessura da

parede celular, nível de lignificação e classe de metabólitos presentes influenciam a qualidade do vegetal (Paciullo, 2002; Lempp, 2007).

Em trabalho conduzido por Calado et al. (2016), foram avaliados 5 acessos de *Desmanthus* ssp. irrigados e submetidos a duas intensidades de corte, onde os acessos mais promissores, com base em sua produção, foram identificados a fim de fazer recomendações futuras de manejo. Assim, foi relatado que o acesso 7G teve a maior produção de biomassa, seguido do 50J e 13AU, sendo este o menos produtivo. Portanto, acredita-se que existam modificações anatômicas que promovam o desempenho superior do acesso 7G se comparado com os demais. Sendo assim, objetivou-se, com o presente trabalho, caracterizar anatômica e histoquimicamente três acessos (7G, 50J e 13AU) buscando identificar estruturas que justifiquem o desempenho superior do 7G.

2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

2.1. Gênero *Desmanthus*

Este gênero é pertencente à família das *Fabaceae* e tem distribuição cosmopolita, com 24 espécies identificadas, sendo encontradas principalmente no continente americano (Luckow, 1993). No Nordeste brasileiro o cultivo da jureminha para exploração comercial não é praticado, no entanto, Jones e Brandon (1998) relatam a presença de cultivares comerciais de espécies do gênero *Desmanthus* na Austrália. No que diz respeito à importância agrícola e econômica das leguminosas, Bruneau et al. (2000) relatam que estas são superadas apenas pelas gramíneas (*Poaceae*).

Nesse sentido, muitos são os esforços para que as leguminosas nativas com potencial forrageiro sejam melhor aproveitadas na região Semiárida, buscando reduzir a sazonalidade na produção de forragem nas épocas secas, pois são adaptadas às condições climáticas do semiárido. Assim, é imprescindível o levantamento de informações sobre as leguminosas nativas, como a jureminha, tendo em vista que poucos são os trabalhos avaliando diferentes genótipos locais (Diniz, 2016; Albuquerque, 2013; Calado et al., 2016).

As plantas do gênero *Desmanthus*, principalmente a *D. pernambucanus*, são um importante recurso forrageiro para os animais da Caatinga devido à qualidade nutricional (Fontenele et al., 2009). Diniz (2016) relata valores médios de proteína bruta (PB) nas folhas e caules de acessos de *Desmanthus* spp. de 23,5 e 11,7%, respectivamente. Nas folhas o teor de fibra em detergente neutro (FDN) foi de 36,7 e de 16,6% de fibra em detergente ácido (FDA). Já nos caules verificou-se FDN de 66,6% e

FDA de 46,7%. Como pode ser visto, o teor proteico do caule ainda é satisfatório, levando em consideração que o mínimo necessário para o funcionamento adequado do rúmen é 7% de PB na dieta (Van Soest, 1994). O mesmo vale para os teores de FDN e FDA.

Dentre as espécies do gênero, a *D. pernambucanus* (L.) Thellung é a única que ocorre naturalmente no bioma Caatinga (Queiroz, 2009) sendo pertencente ao complexo da *D. virgatus* (L.) Wild. (Luckow, 1993). Segundo descrição feita por Queiroz (2009) a *D. pernambucanus* é um subarbusto ereto ou decumbente, com altura variando de 0,5 a 1,5 m, poucas ramificações a partir da base, com ramos longos e finos. Suas folhas são compostas (Figura 1A), ou seja, vários folíolos compõem o limbo. Estes folíolos também são compostos, pois constituem-se de vários foliólulos (Figura 1B). Essa característica classifica as folhas de jureminha como sendo recomposta ou duplamente composta (bipinada). Assim, a folha é constituída de algumas unidades básicas, como o pecíolo, ráquis, peciólulos e foliólulos (Vidal e Vidal, 2000).

O pecíolo é o órgão responsável pela inserção da folha no caule, proporcionando a sustentação da mesma (Figura 1A). A ráquis é o eixo central da folha, sendo contínua com o pecíolo (Figura 1A). Na ráquis existem ramificações denominadas de peciólulos, os quais sustentam os foliólulos (Figura 1B). A junção de vários foliólulos com o peciólulo constitui um único folíolo (Figura 1B). Quando a folha é recomposta e tem um par de folíolos na extremidade distal, são classificadas como bipinadas (Figura 1A) (Vidal e Vidal, 2000). Além destas estruturas, a jureminha apresenta nectário extrafloral próximo ao par de folíolos basais (Figura 1A). Morfologicamente, é classificado como estruturado, de formato elevado-côncavo, sésstil e elíptico, apresentando coloração vermelha, sendo responsável pela secreção de néctar (Melo et al., 2010a).

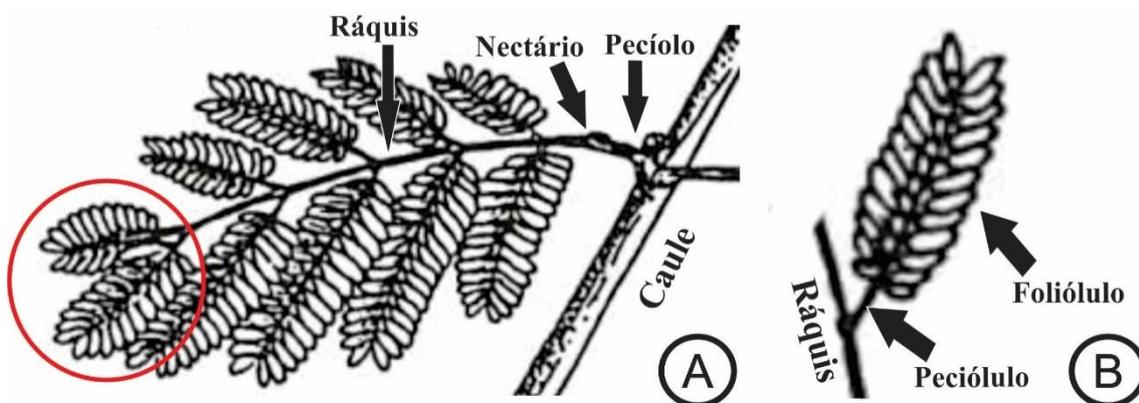


Figura 1A. Folha composta de *Desmanthus* spp., classificada como bipinada (círculo vermelho), evidenciando o pecíolo, nectário extrafloral e ráquis. **Figura 1B.** Folíolo de *Desmanthus* spp. composto pelo peciólulo e vários foliólulos. Fonte: adaptado de Gardiner (2014).

Com intuito de levantar informações sobre o gênero *Desmanthus* spp., Diniz (2016) caracterizou morfológicamente quatro acessos, sendo três *D. pernambucanus* (5G, 6G e 7G) e um *D. virgatus* proveniente da Austrália (AS), sob duas intensidades de corte (40 e 80 cm) e frequência de corte de 75 dias. A autora não encontrou interações significativas entre a intensidade de corte e as variáveis morfológicas estudadas, a saber: número de ramos por planta, floração, produção de vagem, folha nova, folha verde e folha senescente. Porém, nas demais variáveis mensuradas, o acesso 7G apresentou maior número de folhas por ramo, número total de folhas por planta e maior diâmetro do caule. Este fato explica a razão deste acesso estar sendo selecionado em estudos recentes, inclusive no presente trabalho.

Estudando acessos de *Desmanthus* ssp., Calado et al. (2016) avaliaram duas intensidades de corte em 5 acessos, sendo três *D. pernambucanus* (7G, 50J e 31D) e dois *D. virgatus* (10AU e 13AU) provenientes da Austrália. Verificaram que produção de folhas foi maior nos genótipos 7G e 31D, seguido do 50J, 10AU e 13AU. O rendimento forrageiro, somando todos os cortes em um ano, seguiu esta mesma tendência, com produtividades médias de 1002,06, 867, 23, 771,31, 552,41 e 509,68 kg MS ha⁻¹, respectivamente. Considerando o exposto, acredita-se que podem haver diferenças anatômicas e histoquímicas que expliquem a maior produção do acesso 7G se comparado com os demais, tendo em vista que pertencem ao mesmo gênero.

A descrição histo-anatômica na literatura para o gênero *Desmanthus* é escasso, encontrando-se apenas o estudo feito por Thomas e Vishwakarma (1992) e Melo et al. (2010a) relacionados ao nectário extrafloral. Nestes trabalhos os autores relataram características anatômicas e mostraram a importância desta estrutura para a planta, uma vez que não tem papel direto com a polinização mas sim com a proteção e defesa, pois atraem formigas simbiotes.

2.2. Terminologias aplicadas à anatomia vegetal

As terminologias são essenciais para que haja um entendimento integral sobre um determinado assunto. Nesse sentido, alguns conceitos muito úteis na anatomia vegetal serão descritos neste tópico, segundo Apezato-da-Glória e Carmello-Guerreiro (2006), com intuito de esclarecer e facilitar a leitura do presente trabalho.

- **Córtex** - conjunto de tecidos situados entre o sistema vascular e a epiderme, constituído de células parenquimáticas.
- **Cutícula** - Camada de material de natureza graxa (cutina) pouco permeável à água, que reveste a parede externa de células epidérmicas.

- **Dorsiventral ou bifacial** - Refere-se à folha na qual o parênquima paliádico aparece em um lado e o esponjoso no outro.
- **Drusa** - Conjunto de cristais incompletos concrecidos em torno de um núcleo comum. É constituída normalmente de oxalato de cálcio.
- **Epiderme** - Tecido adulto primário, geralmente de uma só camada de células, que reveste órgãos vegetais.
- **Feixe vascular colateral** - Feixe apresentando floema em um lado e, no outro, apenas xilema.
- **Folha composta** - Folha cuja lâmina é dividida em vários folíolos distintos
- **Idioblasto** - Célula diferente das demais, no meio de um tecido qualquer, por sua forma, dimensão, conteúdo etc.
- **Medula** - conjunto de tecidos situados na porção interna do caule, sendo constituída de células parenquimáticas.
- **Nectário extrafloral** - podem ser encontrados em diversos órgãos vegetais (caule, lâmina foliar, pecíolo), exceto na flor. Classifica-se em nupcial, quando o néctar tem relação direta com a polinização e em extranupcial quando não tem relação com isso. Os nectários extranupciais são procurados por insetos que estabelecem uma relação mutualística com a planta.
- **Periciclo** - Porção mais externa do tecido vascular, entre este e a endoderme.
- **Procâmbio** - Tecido meristemático responsável pela formação de tecidos vasculares e câmbio nas dicotiledôneas. É um dos três meristemas responsáveis pela formação do corpo primário da planta.
- **Tricoma** - qualquer prolongamento ou apêndice das células epidérmicas, com forma, tamanho e funções variáveis, podendo ser unicelulares ou pluricelulares, glandulares ou não.

2.3. Características anatômicas e fisiológicas das folhas C3

As leguminosas (família *Fabaceae*) e gramíneas de clima temperado (família *Poaceae*) fixam e reduzem o CO₂ atmosférico pelo ciclo C₃. Para tal, possuem características anatômicas e fisiológicas que possibilitam a manutenção da fotossíntese de forma eficiente. O ciclo C₃ consiste na assimilação do CO₂ pelo ciclo fotossintético de redução do carbono (ciclo de Calvin-Benson), em que o gás carbônico é combinado a uma pentose denominada de ribulose-1,5-bisfosfato. Esta reação é catalisada pela rubisco (ribulose-1,5-bisfosfato carboxilase/oxigenase) e ocorre a formação de um intermediário instável (2-carboxi-3-acetoarabinitol-1,5-bisfosfato) o qual é clivado por hidrólise e forma duas moléculas de 3-fosfoglicerato, sendo esta uma molécula estável (Taiz e Zeiger, 2009).

Na etapa seguinte, o 3-fosfoglicerato é fosforilado à 1,3-bifoglicerato com gasto de uma molécula de ATP (oriundo das reações luminosas da fotossíntese). O 1,3-bifoglicerato é então reduzido à gliceraldeído-3-fosfato (por meio do NADPH das reações luminosas). Esta molécula segue várias rotas metabólicas, tanto anabólicas

quanto catabólicas para manter a integridade do vegetal. Para manter o ciclo sempre funcionando, a regeneração da pentose é fundamental (Taiz e Zeiger, 2009).

Anatomicamente, as folhas das leguminosas são constituídas por mesofilo (MES), epiderme (EPI), xilema (XIL), floema (FLO) e fibras de floema (FiF). O MES é composto pelo parênquima paliçádico e lacunoso, os quais são diferenciados e, portanto, fotossintetizantes, situando-se entre a epiderme e tecido vascular dos folíolos. O parênquima paliçádico encontra-se, normalmente, na superfície adaxial das folhas e logo abaixo da epiderme, com um ou mais estratos. Estas células possuem muitos cloroplastos e poucos espaços intercelulares, apresentando formato alongado, sendo mais altas do que largas. De maneira contrária, o parênquima lacunoso se situa logo abaixo do paliçádico apresentando células de formato irregular e espaços intercelulares de tamanho variado (Scatena e Dias, 2006).

A EPI é imprescindível ao vegetal, uma vez que é o principal tecido de revestimento nos órgãos de crescimento primário, ocorrendo geralmente em uma única camada de células. A disposição compacta restringe a perda de água, previne a invasão de patógenos e protege contra choques mecânicos. A epiderme tem outras funções como a realização de trocas gasosas por meio dos estômatos (aberturas neste tecido) promovendo a termorregulação e fotossíntese, a reflexão de luminosidade devido a presença de cutícula e pode apresentar tricomas tectores e/ou glandulares. Os tricomas tectores, ou não secretores, podem ter uma ou mais células e não secretam nenhuma substância. Contrariamente, os tricomas glandulares secretam variadas substâncias como néctar, sais, resinas, mucilagem, água e outras substâncias (Alquini et al., 2006).

O XIL e FLO são os tecidos de condução do vegetal. O XIL é o principal responsável pelo transporte de água e nutrientes à longa distância, armazenamento e suporte mecânico, ocorrendo em todos os órgãos do vegetal. Nas folhas ocorre apenas o crescimento primário, derivando-se do procâmbio (Costa et al., 2006). O FLO é responsável pelo transporte da seiva orgânica, atuando principalmente na movimentação de substâncias produzidas nas folhas, por exemplo, para os tecidos consumidores (meristemas, raiz, caules) ocorrendo em todo o vegetal (Machado e Carmello-Guerreiro, 2006). Nas folhas, o floema localiza-se dorsalmente ou na porção abaxial, sempre externamente ao xilema. Externamente ao floema, se encontram as fibras, que são fundamentais na sustentação, proporcionando rigidez e ao mesmo tempo flexibilidade à folha.

Um dos tecidos fundamentais de maior importância nas plantas é o parenquimático, haja vista que suas células são vivas e tem grande potencial meristemático, possuindo capacidade de divisão celular mesmo após diferenciação. A importância disto no processo de cicatrização contra lesões é essencial à planta. Suas células são isodiamétricas, com paredes celulares delgadas compostas de celulose, hemicelulose e pectina. Este tecido ocorre em vários órgãos no vegetal, podendo desempenhar papéis diversos como fotossíntese, armazenamento de substâncias do metabolismo primário (amido, proteína), transporte de elementos orgânicos e água, assim como pode secretar substâncias (Scatena e Dias, 2006). Podem se diferenciar e formar idioblastos, com diferentes conteúdos, como por exemplo, cristais prismáticos (Franceschi e Nakata, 2005).

As reações fotossintéticas que foram descritas acontecem nas células do mesofilo, especialmente no parênquima paliçádico, sendo a água proveniente do tecido vascular presente nas folhas (XIL). A água é essencial para as reações luminosas e de redução, verificando-se que pela abertura estomática ocorre a entrada do CO₂ necessário para a fixação. O tecido vascular, nas leguminosas, é circundado por uma bainha do feixe vascular mas, diferentemente das gramíneas C₄, estas células não são lignificáveis (Lempp, 2013).

Como a bainha das leguminosas não é passível de lignificação, ocorre uma maior degradabilidade no rúmen (Harbers et al., 1981; Lempp, 2007). As plantas C₃ possuem maior quantidade de espaços intercelulares, diferentemente das C₄, o que permite o acesso microbiano ao interior da folha de forma mais fácil, além de uma maior concentração de enzimas fotossintéticas e menor quantidade de feixes vasculares (Lempp, 2013). Tudo isto resulta em maiores teores de PB, baixos valores de FDN, FDA e lignina, proporcionando altos valores de digestibilidade das espécies C₃ se comparadas com as C₄.

Dengler et al. (1994) estudando gramíneas C₃ e C₄ verificaram que a distância entre feixes vasculares foi menor nas C₄ do que nas C₃, ou seja, ocorre uma maior quantidade de feixes na primeira. Foi relatado também que as espécies C₄ apresentaram menor proporção de mesofilo e maior proporção de bainha vascular quando comparadas com as C₃. Os autores explicaram que a menor proporção de mesofilo nas C₄ é compensado com a maior afinidade da enzima fosfoenolpiruvato carboxilase com o CO₂, promovendo assim um maior fluxo deste gás para a fotossíntese. No entanto, as espécies C₃ mostraram maior área preenchida com mesofilo, como forma de compensar

a deficiência fotossintética promovida pela fotorrespiração com uma maior concentração enzimática da rubisco (tendo em vista que esta apresenta reatividade também com o oxigênio).

Como pode ser observado, além da fisiologia, as espécies C_3 apresentam características anatômicas que diferem das C_4 , o que proporciona a tão reconhecida qualidade das C_3 sobre as C_4 . Zoric et al. (2012) estudando diferentes espécies de *Trifolium* com intuito de caracterizá-los, observaram que a epiderme tem uma única camada e o tecido paliçádico é composto de uma a três camadas de células cilíndricas onde o tecido esponjoso apresenta 7 camadas, com células de formato irregular. Os feixes vasculares são colaterais e possuem uma bainha parenquimatosa de células circundando os feixes. O número destes feixes é variável entre as espécies e observa-se ainda a ocorrência de cristais prismáticos.

Ainda no mesmo trabalho, foi feita a caracterização do pecíolo, o qual apresenta três feixes vasculares e camada única de células epidérmicas contendo alguns tricomas tectores e glandulares. Ocorre uma camada de colênquima apenas nos pecíolos de maior calibre, favorecendo maior resistência para o suporte das folhas. Ocorrem células de esclerênquima circundando o floema e em alguns casos, este rodeia todo o feixe vascular. Também ocorrem cristais próximo ao esclerênquima que rodeia o floema e ainda observou-se que as células do parênquima medular são grandes nos pecíolos de maior diâmetro.

Avaliando várias espécies do gênero *Trifolium*, Krstic et al. (2008aa) caracterizaram histologicamente o caule, pecíolo, pedúnculo e foliólulo. Desse modo, verificaram paredes celulares finas no mesofilo, parênquima cortical e medular dos foliólulos. Contrariamente, o caule, pedúnculo e pecíolo apresentaram tais paredes celulares mais espessas no xilema, esclerênquima e nas células esclerenquimáticas do parênquima (encontradas no caule e pedúnculo). Os autores comentaram que a digestibilidade dos foliólulos é supostamente maior devido à menor espessura de suas paredes celulares, enquanto que nas demais estruturas esta é mais espessa e provavelmente mais lignificada pelo fato de apresentar crescimento secundário das paredes celulares.

A maturidade do vegetal é um fator que causa mudanças na qualidade da forragem, ocasionado principalmente por mudanças anatômicas. A celulose é o componente principal na parede celular dos tecidos com crescimento primário, no entanto, esta proporção diminui quando ocorre o crescimento secundário, pois se inicia

a deposição de lignina. Além deste mecanismo, o maior acúmulo de caules em relação às folhas com o avançar da maturidade é um fato em leguminosas e, com isso, verifica-se menor qualidade pelo fato dos caules terem tecidos com paredes celulares mais espessas, como o esclerênquima e xilema, e menor proporção de tecidos fotossintetizantes (mesofilo e clorênquima) (Jung, 2012).

A lignificação dos tecidos é necessária ao vegetal pois proporciona suporte mecânico para o caule e folhas, relacionando-se diretamente com a produtividade do vegetal. Além disso, também promove resistência contra insetos e doenças, herbivoria e outros tipos de estresse biótico e abiótico (Buxton and Redfearn, 1996). Com o avançar da maturidade do vegetal o acúmulo de biomassa é maior, causando diminuição da relação folha:caule e conseqüente aumento do teor de fibra. Nas leguminosas, a concentração de fibra é muito superior nos caules em relação às folhas, explicando a maior proporção de lignina nestes tecidos (Bruinenberg et al., 2002; Guines et al., 2003).

O avançar da maturidade do vegetal resulta em maior proporção de tecidos de difícil aproveitamento para os microrganismos ruminais. Por esta razão, é importante investigar as alterações anatômicas causadas nos tecidos com intuito de conhecer quais tecidos variam conforme a idade. Assim, é possível otimizar o aproveitamento das forragens, principalmente das leguminosas, buscando um intervalo de tempo ótimo que possibilite aliar produção de biomassa e qualidade nutricional.

Devido à falta de informações sobre o efeito da idade do vegetal sobre os aspectos anatômicos, De Oliveira e Dos Santos Isaías (2009) caracterizaram anatomicamente folhas de idades distintas de *Copaifera langsdorffii* (Fabaceae). Relataram que o tecido vascular e as fibras pericíclicas não sofreram lignificação nas folhas jovens, enquanto que nas folhas adultas observou-se o contrário.

2.4. Relações da planta com o ambiente

2.4.1. Aspectos anatômicos

As condições ambientais são determinantes na anatomia do vegetal, observando-se que a planta lança mão de algumas alternativas para sobreviver e perpetuar a espécie no local que ela se encontra. Comprovando tal fato, Striker et al. (2005) avaliando plantas de *Lotus corniculatus* L. e *Lotus glaber* Mill. em ambientes alagados verificaram adaptações fisiológicas e anatômicas, principalmente nas raízes, para que pudessem sobreviver a adversidade imposta. Observou-se a ausência de aerênquimas

nas raízes das plantas do tratamento controle, porém, nas plantas submetidas às condições de alagamento o aerênquima teve presença marcante. As células de aerênquima nas raízes de *L. corniculatus* se faziam presentes em aproximadamente 15% da área total e em *L. glaber* tais células ocuparam em torno de 26%.

Em condições de sombreamento, o amendoim forrageiro (*Arachis pintoi* cv. Amarillo) avaliado por Gobbi et al. (2011) mostrou aumento significativo da área foliar específica quando o nível de sombreamento aumentou, evidenciando a tentativa de interceptar mais luz quando o sombreamento aumentou. Foi relatado ainda a diminuição em espessura do parênquima paliçádico e do número de estômatos na face adaxial e abaxial, como também notou-se um aumento no número de espaços intercelulares conforme se aumentou o sombreamento. A maior proporção de parênquima lacunoso na folha (tendo em vista que o paliçádico diminuiu) representa a aclimatação da fotossíntese ao sombreamento, uma vez que estas células são mais adaptadas à absorção de luz difusa, explicaram os autores. Já a densidade estomática diminuiu pelo fato de haver menor capacidade fotossintética, como também proporcionar maior resistência à difusão de CO₂ das folhas.

Gostin (2009) avaliou os efeitos da poluição do ar na estrutura foliar de *Lotus corniculatus* L. e três espécies de *Trifolium*. As plantas controle foram coletadas de um parque de proteção ambiental, sendo as demais coletadas próximo a uma estação de trem e de uma rodovia. Foi relatado estrutura semelhante de epiderme e mesofilo para todas as espécies do ambiente controle. A epiderme adaxial mostrou células amplas (com uma cutícula fina), sendo a abaxial semelhante a esta mas com algumas células de formato diferente. O mesofilo é heterogêneo, ou seja, tem células de parênquima paliçádico e lacunoso.

As plantas coletadas das zonas de poluição apresentaram menor espessura do limbo, como também do parênquima paliçádico. O tamanho das células da epiderme diminuiu nestas plantas, assim como a espessura da parte externa da parede das células epidérmicas aumentou significativamente. O tamanho e quantidade de estômatos diminuíram nas plantas estudadas. Áreas necróticas e compostos polifenólicos foram observados no mesofilo e epiderme de algumas folhas submetidas à poluição. Algumas células deformadas e depósitos de cor escura nas câmaras subestomáticas, cutícula e mesofilo foram observadas, evidenciando a alteração das estruturas anatômicas por conta da poluição ambiental a que estão sujeitas.

Tendo como base o exposto, é possível verificar as mudanças que ocorrem nos vegetais para assegurar sua manutenção e permanência no ambiente em que se encontram. Assim, no bioma Caatinga, que é extremamente heterogêneo, as plantas encontradas são essencialmente xerófitas e apresentam características caducifólias, já que necessitam persistir muitos meses sob déficit hídrico sendo este mecanismo muito usado para poupar água (Queiroz, 2009; Santos et al., 2010). Algumas características anatômicas podem ser observadas nestas plantas como forma de adaptação ao ambiente, como por exemplo, estômatos majoritariamente na superfície abaxial das folhas, epiderme espessa e presença de cutícula (Silva et al., 2012). Desta forma, as plantas conseguem diminuir a perda de água.

Em estudo conduzido por Fahmy (1997) com 20 espécies adaptadas às regiões áridas, relatou que apenas uma destas não apresentou tricomas na superfície adaxial da folha, evidenciando a importância deste e da cutícula na manutenção da água e de temperaturas amenas para o vegetal. A espessura das folhas e do mesofilo foram superiores em plantas que estão sob alta intensidade de luz, sendo este fator diretamente relacionado com altas taxas de fotossíntese. Assim, o autor comenta que a cutícula tem grande importância na redução da absorção da luz incidente e na diminuição da perda de água. Além disso, os tricomas não-glandulares auxiliam a refletância da luz incidente. Estas adaptações promovem diminuição direta da carga térmica incidente e como consequência se tem menores temperaturas na folha.

Este mesmo autor também sugere que o parênquima paliçádico compacto e células epidérmicas espessadas minimizam a perda de água em situações de déficit hídrico, impedindo que haja uma murcha rápida, principalmente em folhas sem tricomas. Foi observado nas espécies avaliadas a presença de estômatos em ambas as faces da folha.

Normalmente, nas plantas submetidas às condições de alta luminosidade, como as do Semiárido, o parênquima paliçádico é maior que o esponjoso e na faixa de transição ou entre as células paliçádicas ocorrem pequenos espaços preenchidos com ar. Isso causa uma elevada troca de gases entre células nestes espaços intercelulares, devido à maior superfície de contato. Isto explica as altas taxas de transpiração e atividade fotossintética das plantas xerófitas em condições de disponibilidade hídrica (Fahmy, 1997; Fahn, 1982). Além destas características, algumas plantas apresentam idioblastos com compostos fenólicos e cristais distribuídos em seus tecidos, além dos estômatos

serem profundos, com profundidades variando dependendo da espécie (Barros e Soares, 2013; Rotondi et al., 2003).

Estas características adaptativas promovem a sobrevivência e perpetuação da espécie no meio ambiente em que se encontra, porém, observa-se que algumas destas características (riqueza em compostos fenólicos, por exemplo) diminuem o consumo dos animais por serem substâncias dissuasivas. Além de inibir o consumo elas podem inclusive impedir a colonização de microrganismos no rúmen dos animais, causando diminuição da degradabilidade e conseqüentemente da digestibilidade do vegetal (França, 2012).

O marmeleiro (*Croton blanchetianus*) e o velame (*Croton heliotropiifolius*) são espécies nativas da Caatinga da família Euphorbiaceae e apresentam muitas das características abordadas, como a queda das folhas no início ou durante o déficit hídrico. Nesse sentido, Barros e Soares (2013) avaliaram estas duas espécies com intuito de conhecer as adaptações anatômicas desenvolvidas para lidar com as adversidades encontradas em seu bioma natural. Ambas as espécies têm folhas de epiderme simples, com cutícula delgada. No marmeleiro estas células tem a presença de compostos fenólicos. Ocorrem tricomas tectores e glandulares nas folhas, sendo alguns dos tectores conectados por esclereides. Estes tricomas são pluricelulares, lignificados, ramificados e impregnados por substâncias lipídicas (cutina ou suberina), o que evita o fluxo apoplástico de água.

No mesmo trabalho, os estômatos ocorreram na face abaxial e se apresentaram no mesmo nível da epiderme, contudo, os tricomas tectores adensados em toda a folha causam proteção contra a perda de água. O parênquima paliçádico encontra-se na superfície adaxial, formando uma única camada de células longas e ricas em compostos fenólicos, sendo possível observar a presença de drusas próximo às nervuras. O parênquima lacunoso é composto por três ou quatro camadas. Os feixes vasculares são colaterais, não apresentam fibras associadas e é possível verificar a presença de lactíferos no tecido floemático, principalmente na nervura central, chegando a atingir a epiderme no velame. Estas observações são válidas para as duas espécies estudadas. Os autores afirmam que o arranjo encontrado nestes tecidos é típico de folhas expostas a intensa radiação solar.

Rotondi et al. (2003) estudando plantas xeromórficas verificaram que as mesmas apresentaram epiderme comum, com uma única camada sendo esta revestida por uma cutícula espessa. Em algumas, o parênquima paliçádico é composto por duas a três

camadas e ocorre na superfície adaxial e abaxial. Esta modificação evidencia a necessidade de economia de água e adaptação à quantidade de luz incidente. Observou-se ainda que o parênquima paliçádico é bastante desenvolvido, compactado e com poucos espaços intercelulares. Tal característica constitui-se como uma forma de proteção contra danos irreparáveis das folhas durante estresse hídrico, além de ser apto a suportar maior incidência de luz. Este fato explica o posicionamento deste tecido nas folhas encontrando-se, em sua grande maioria, na superfície adaxial.

Características como células de tamanho reduzido, epiderme com paredes celulares espessas, tecido vascular compactado, tecido paliçádico bem desenvolvido, mesófilo com poucos espaços intercelulares e presença de cutícula são as formas de aclimatação encontradas pelas plantas para reduzir a perda de água e atenuar a luminosidade incidente (Rotondi et al., 2003; Gratani & Bombelli, 2000). A ocorrência de estômatos na superfície abaxial é um fator essencial na economia de água, pois estão protegidos da luminosidade direta. Castro Diez et al. (1997) comentam que muitas vezes, as plantas de ambientes áridos e semiáridos apresentam uma baixa proporção de folhas devido ao déficit hídrico e alta intensidade luminosa. Tal fato acontece como mais uma forma de aclimatação, pois estas reduzem a área superficial exposta as condições climáticas adversas para diminuir a perda de água.

Silva et al. (2012) estudando a Leucena (*Leucaena leucocephala* (Lan), de Wit), Mororó (*Bauhinia cheilantha* (Bong.), Steud) e o Sabiá (*Mimosa caesalpiniiifolia* Benth.), sendo as duas últimas leguminosas nativas da Caatinga, observaram que a epiderme abaxial era menos espessa que a adaxial e os estômatos na face abaxial eram mais numerosos na Leucena. Nesta mesma planta, o parênquima paliçádico é justaposto, disposto em única camada e com poucos espaços intercelulares. As plantas de Mororó apresentaram células epidérmicas amplas e parênquima paliçádico de tamanho reduzido, porém com três camadas, sendo a primeira justaposta e de poucos espaços intercelulares. As demais camadas possuíam maior espaço intercelular. O Sabiá apresentou epiderme semelhante ao Mororó, no entanto, o parênquima paliçádico não justaposto e com muitos espaços intercelulares facilitou a entrada massiva de microrganismos, promovendo boa degradação deste tecido.

Em estudo avaliando a anatomia da catingueira (*Poincianella pyramidalis*) em diferentes fenofases, França (2012) não detectou diferença significativa na proporção dos tecidos dos folíolos e do pecíolo. Foi descrito que a epiderme dos foliólulos e pecíolo é disposta em uma única camada, com estômatos presentes apenas na superfície

abaxial da folha e cutícula presente. O mesofilo é constituído de duas camadas de parênquima paliçádico densamente justapostas, e três ou quatro camadas de células do parênquima esponjoso com poucos espaços intercelulares. É possível verificar a presença de ductos secretores tanto no limbo como no pecíolo. As substâncias produzidas são diversas, comenta a autora, sugerindo que talvez sejam de natureza fenólica ou óleos essenciais.

Ainda sobre este trabalho, foram detectados numerosos tricomas tectores em ambas as faces da epiderme do folíolo e pecíolo. Ocorreram também tricomas multicelulares de formato peduncular em folíolos e pecíolos, não demonstrando característica glandular. Isto corrobora com o exposto até o momento, em que as plantas da região Semiárida lançam mão de adaptações para diminuir os efeitos nocivos da alta incidência de luz e também para lidar com o déficit hídrico.

2.4.2. Células e tecidos secretores

Algumas espécies nativas da Caatinga apresentam cavidades ou ductos secretores (Barros e Soares, 2013; França, 2012; Neto et al., 2017) e também nectários (Melo et al., 2010b). Assim, segundo Castro e Machado (2006) as cavidades e ductos secretores liberam o material produzido em um espaço interno (lume). Este material, também denominado de exsudato possui uma composição química variável, sendo normalmente encontrados água, soluções salinas, néctar, mucilagem, gomas, resinas, óleos e complexos de óleos com demais substâncias. Nas euforbiáceas, a presença de lactíferos é marcante mas esta estrutura pode ser encontrada em diversas famílias vegetais.

Estudando vários gêneros da família Fabaceae, Lestern e Curtis (1994) relataram cavidades secretoras nos folíolos de 7 espécies do gênero *Poincianella*. O exsudato secretado foi coletado, porém, não foi possível identificar a natureza do mesmo. Morfologicamente, estes idioblastos foram descritos como sendo volumosos, de formato piriforme ou esférico com conteúdo fibroso ou granular.

Nesse sentido, é possível que o exsudato secretado, que não foi identificado, sejam compostos fenólicos. Castro e Machado (2006) relatam a presença de idioblastos taníferos em diversos órgãos de espécies de *Crassulaceae*, *Cyperaceae*, *Ericaceae*, *Fabaceae* e *Myrtaceae*. Assim, a presença dos compostos fenólicos relaciona-se com mecanismos adaptativos à predação animal, reduzindo a herbivoria, principalmente quando se observam diversos órgãos contendo tais compostos.

Thomas e Vishwakarma (1992) avaliando a estrutura anatômica e função ecológica do nectário extrafloral de *D. varigatus* enfatizaram a importância desta estrutura para a planta, uma vez que não tem papel direto com a polinização mas sim com a proteção e defesa, pois atraem formigas agressivas que podem atacar predadores. Relataram ainda que a maior produção de néctar é observada nas primeiras horas do dia e até o meio dia em alguns, cessando logo após e retomando a secreção durante a noite. As células nectaríferas são capazes de reabsorver o néctar que não foi coletado (Castro e Machado, 2006).

Estes autores descreveram as características anatômicas encontradas deste tecido, como epiderme secretora com aspecto paliçádico; presença de tecido parenquimático e epidérmico nectarífero; presença de sistema vascular; elementos crivados do floema suprindo as células do parênquima nectarífero; tricomas tectores unicelulares na epiderme secretora; presença de cristais prismáticos e poliédricos; lignificação das células do xilema.

Observaram que a zona secretória se localiza abaixo da epiderme secretora (rica em cutina), que possui três a quatro células de espessura (aspecto paliçádico). A secreção do néctar se dá pelo rompimento da cutícula. A presença de tricomas tectores unicelulares na epiderme secretora foi marcante, pois não se observa tal característica nos nectários das subfamílias *Papilionoidae* e *Caesalpinoidae*. Os autores relataram ainda que os elementos crivados se localizam muito próximo das células secretoras, sugerindo que estas recebem substâncias do floema na forma de pré-nectar, assegurando assim a produção do néctar. Esta observação também é descrita por Castro e Machado (2006), afirmando que a seiva floemática é convertida em pré-néctar e depois em néctar por ação enzimática. As células secretoras, que fazem esta conversão e a liberam para a epiderme, são denominadas de tecido nectarífero parenquimático.

2.4.3. Formação e função dos cristais

Os cristais de oxalato de cálcio são encontrados em diversas famílias das plantas superiores, sendo abundantes nas gimnospermas e angiospermas. Esta produção é um processo fisiológico normal, onde a formação se dá pela união do oxalato endógeno com o cálcio (Ca) oriundo do ambiente, e o depósito pode acontecer no meio intra ou extracelular. Os depósitos intracelulares são normalmente os vacúolos. Nesse sentido, a presença de cristais é condicionada aos fatores genéticos e ambientais, os quais vão determinar a quantidade, forma, tamanho e funções exercidas por eles (Franceschi e

Nakata, 2005). Muitas são as morfologias de cristais (Franceschi e Nakata, 2005; Franceschi e Horner, 1980), no entanto, destacam-se os cristais prismáticos e drusas para algumas espécies da família *Fabaceae* (Zoric et al., 2012; Zoric et al., 2014; Barros e Soares, 2013; Rotondi et al., 2003, França, 2012).

Isto se dá por determinação genética mas também há influência do estado de hidratação dos cristais, proporção de Ca:oxalato, presença de contaminantes e estruturas de especialização nas células, sendo todos estes reguladores da morfologia dos cristais. Embora haja uma boa correlação entre a hidratação e a morfologia dos cristais, entende-se que seja pouco provável que apenas este fator promova a diferenciação morfológica dos cristais, especialmente quando se fala de drusas e cristais prismáticos (Franceschi e Nakata, 2005).

A distribuição destes elementos é diversificada em uma única espécie e entre espécies, ocorrendo em uma gama de tecidos vegetais. Pode ser encontrado em órgãos vegetativos, reprodutivos, de armazenamento e ainda em tecidos fotossintéticos e não fotossintéticos. Tal fato ocorre devido à variedade de funções exercidas por estes cristais no vegetal, sendo o estágio de maturidade imprescindível na expressividade destas funções. Assim, pode ocorrer um único tipo de cristal na planta, como também múltiplos tipos com alguma especificidade por órgão ou tecido e ainda este pode se localizar no mesmo órgão mas em regiões ou tecidos diferentes (Franceschi e Nakata, 2005).

Os cristais podem se depositar no vacúolo das células ou associados com a parede celular. Desta forma, as células especializadas na deposição de cristais são denominadas de idioblastos de cristal. A deposição pode acontecer no vacúolo de células usuais como as parenquimáticas, células da bainha vascular, células epidérmicas ou clorênquima. Esta deposição variada de cristais mostra o importante papel da biomineralização das plantas, sendo bastante utilizado como identificador taxonômico (Franceschi e Nakata, 2005; Franceschi e Horner, 1980; Zoric et al., 2012). Por conta da regulação genética envolvida na formação de cristais a identificação de espécies é possibilitada, principalmente, pela observação de quais tecidos e qual a morfologia encontrada, verificando-se um padrão na ocorrência dos mesmos.

Esta deposição em diferentes tecidos pode ser notada em diferentes espécies, em que foram obtidos cristais nas nervuras centrais e secundárias, cristais e drusas no limbo foliar e no pecíolo de *Poincianella pyramidalis* (França, 2012); foram observadas em duas espécies do gênero *Croton* drusas em grandes idioblastos logo abaixo da epiderme,

entre as células do parênquima paliçádico e logo abaixo deste (todos na lâmina foliar) e também na nervura central (Barros e Soares, 2013); em alguns cultivares de alfafa pode-se verificar a presença de cristais no parênquima medular do caule (Moawed, 2016); em espécies do gênero *Trifolium* foram encontrados cristais prismáticos no mesofilo, na bainha parenquimática acima ao redor do floema, em células de parênquima abaixo dos feixes vasculares e alguns na estípula de algumas espécies estudadas (Zoric et al., 2012); relatos de cristais de oxalato de cálcio na bainha do feixe vascular das folhas e no pecíolo de *Trifolium subterraneum* e *T. repens*, sendo encontrados ainda em células do parênquima paliçádico em *T. lupinaster* (Zindler-Frank, 1987); Frank e Jensen (1970) relataram a presença de cristais prismáticos em *Canavalia ensiformis* localizados na epiderme e, em grande maioria, próximo aos feixes vasculares; França et al. (2010) verificaram a presença de cristais de oxalato de cálcio na nervura principal da folha de *Manihot glaziovii* (*Euphorbiaceae*).

Devido à grande variabilidade na deposição, formas, tamanhos e distribuição na planta as funções desempenhadas são diversificadas. Uma das funções é a regulação do conteúdo de Ca, principalmente em ambientes onde existe abundância deste nutriente e a restrição via raiz é limitada (Mazen et al., 2004). Uma outra forma de regulação deste seria motivado por seu acúmulo durante o fluxo respiratório, onde a água evapora e o Ca permanece no tecido, sendo a precipitação uma maneira de atenuar os efeitos deletérios deste excesso (Barros e Soares, 2013; Franceschi e Nakata, 2005). Por esta razão, muitos destes cristais encontram-se associados ao feixe vascular, devido à proximidade com o xilema, sendo este o sítio de entrada dos sais na planta.

Esta regulação é mais eficaz em órgãos mais maduros do que em jovens, pois observa-se que o conteúdo vacuolar dos órgãos jovens está em pleno desenvolvimento ou pode nem ter sido formado. A presença de cristais em células jovens seria uma maneira de equilibrar a concentração interna e externa deste íon, ocasionando redução do fluxo apoplástico de Ca para as células adjacentes, permitindo então um desenvolvimento normal (Franceschi e Nakata, 2005). Conseqüentemente, quando a concentração de Ca aumenta o número de idioblastos com cristais também aumenta (Boerchert, 1985; Boerchert, 1986).

Outra função exercida pelos cristais é a proteção contra a predação por herbívoros ou insetos. Isso se dá pelo fato de os cristais de oxalato de cálcio formarem uma barreira física, em que se aglomeram em torno dos tecidos condutores, principalmente na região do floema (Franceschi e Nakata, 2005). Segundo Molano-

Flores (2001), cristais de oxalato de cálcio desempenham um papel ecológico atuando como um mecanismo de defesa e também fisiológico, por meio do acúmulo do excesso de Ca.

Este mesmo autor avaliando uma *Malvaceae* observou que tanto a disponibilidade de Ca como a herbivoria promoveram o aumento da produção de cristais (drusas). Mesmo em condições de baixa disponibilidade de Ca, a produção de cristais continuou. Isso se deu como resposta da planta à herbivoria e o mesmo comentou que provavelmente as drusas possam desempenhar um papel na defesa vegetal. Franceschi e Nakata (2005) comentam que o corte ou injúria das plantas também pode ocasionar uma resposta do vegetal e assim promover a produção de cristais.

Lestern e Curtis (1994) relataram cristais prismáticos nas células da bainha vascular de 43 espécies da subfamília (*Caesalpinioideae*). Drusas também foram relatadas, no entanto, não foram determinadas as espécies que as continham. Estas drusas se localizavam no mesofilo (tecido paliçádico e esponjoso) e também na bainha vascular ou associadas ao feixe vascular.

2.5. Relação entre anatomia vegetal e digestibilidade

A composição química da planta e, como consequência, seu valor nutritivo são resultado da distribuição de compostos entre os vários tecidos. Se observa, portanto, que a distribuição de compostos secundários, reservas e substâncias envolvidas na estruturação da planta são os fatores de maior importância no estudo da parte vegetativa de plantas forrageiras. Nesse sentido, as estruturas lignificadas ganham destaque por causarem a indisponibilidade de tecidos passíveis de degradação, dependendo do grau de lignificação da parede celular (Van Soest, 1994; Chapman et al., 2014).

Os fatores ambientais também são determinantes na qualidade do vegetal, destacando-se a temperatura, luminosidade, disponibilidade de água, fertilização e tipo de solo. As altas temperaturas são consideradas o principal fator que diminui a digestibilidade das plantas, por aumentar a lignificação das paredes celulares. Isto se dá pela atividade metabólica acelerada, em que os produtos fotossintéticos são rapidamente convertidos em componentes estruturais resultando em maturação mais rápida do vegetal (Van Soest, 1994).

A parede celular dos vegetais é composta, durante o crescimento primário, de celulose, hemicelulose e pectina. Esta combinação proporciona resistência e

flexibilidade às células, no entanto, quando o crescimento primário da célula cessa se inicia a formação das paredes secundárias (avançar da maturidade). As paredes secundárias são altamente especializadas e conhecidas por terem uma grande impregnação por lignina (Taiz e Zeiger, 2009). Esta impregnação é uma característica fisiológica fundamental, pois ocasiona modificações anatômicas que promovem a sustentação mecânica e resistência a diversos fatores bióticos e abióticos.

Nesse sentido, Zoric et al. (2014) comentam que as leguminosas não apresentam aumento na proporção da parede celular dos tecidos foliares, mesmo com a maturação do vegetal, pois não há crescimento secundário, diferentemente do caule. Os tecidos não lignificados como colênquima, clorênquima, procâmbio, floema e parênquima são mais rapidamente degradados no rúmen dos animais se comparados com os tecidos lignificados (xilema, fibras do xilema e fibras do floema).

Guines et al. (2003) avaliando a digestibilidade de colmos de alfafa relatou uma correlação negativa entre a digestibilidade *in vitro* e a área de tecidos lignificados. Verificou-se também que a digestibilidade diminuiu com o avançar da maturidade do vegetal, devido à diminuição da relação folha:caule e consequente lignificação destes caules. Zoric et al. (2014) comentam que podem ser obtidos valores de digestibilidade variáveis em genótipos diferentes de uma mesma espécie.

Silva et al. (2012) estudando a *Leucena*, *Mororó* e *Sabiá*, sendo as duas últimas leguminosas nativas da Caatinga, fizeram coletas das plantas na estação seca e chuvosa e verificaram baixos valores de digestibilidade *in vitro* (abaixo de 50%) em todas as plantas avaliadas. Não houve diferença significativa da digestibilidade entre espécies nas diferentes estações, no entanto, o *Sabiá* diferiu dos demais no final da estação chuvosa e início da estação seca, com a mais baixa digestibilidade. Os autores comentaram que pode haver maior quantidade de lignina em seus tecidos, além de cutina na epiderme, e ambos causaram impedimento à colonização microbiana. Todas as plantas apresentaram parênquima paliçádico compactado e isto dificultou o acesso dos microrganismos ruminais ao interior da folha, observando que a maior degradação se deu pelo parênquima lacunoso.

Este trabalho evidencia que o arranjo dos tecidos e a presença de tecidos de difícil degradabilidade, com alta concentração de lignina, são capazes de diminuir o aproveitamento da forragem. Os maiores exemplos disso são os tecidos do xilema e esclerênquima que tem paredes espessas e lignificadas, ocasionando diminuição da degradabilidade e, conseqüentemente, diminuem a qualidade do vegetal (Akin, 1989).

Além destes, a cutina também atua como uma barreira à colonização microbiana no substrato. Estes componentes são fundamentais no crescimento do vegetal promovendo função estrutural (lignina) e impedimento da perda de água, por meio do revestimento dos espaços da epiderme (cutina), sendo essencial nas plantas xerófilas. (Alquini et al., 2006).

França et al. (2010) estudando a anatomia e cinética de degradação da maniçoba, que não é uma Fabaceae mas apresenta estruturas anatômicas comuns às plantas de ciclo C3, verificaram que o teor de FDN foi maior nos caules do que nas folhas, por conta da maior presença de tecido vascular (xilema) e fibras, os quais mostram crescimento secundário. Corroborando com isto, as lâminas histológicas preparadas mostraram a presença de vasos condutores do xilema intactos após 48 h sob ação dos microrganismos ruminais. A colonização microbiana se deu mais pelas extremidades dos caules, indicando que as características físicas da parede celular são os principais limitantes à degradação. As folhas possuem muitos espaços intercelulares, pouca lignificação e paredes finas o que facilitou sua degradação.

Ainda neste trabalho, verificou-se a presença sutil de lignina nas células do parênquima medular e apesar de ter paredes delgadas não foi observada alteração após 48 h de contato com líquido ruminal. Os autores comentam que este tecido pode contribuir negativamente na qualidade da forragem, tendo em vista que ocupa uma grande área, se comparado com os demais tecidos, além de apresentar lignificação de sua parede celular. A degradação potencial da MS obtida foi de aproximadamente 58% após um período de 96 h de incubação.

Torna-se fundamental estudar e compreender a interação entre composição química, histologia e digestibilidade, sendo os dois primeiros totalmente condicionados às intempéries climáticas. Nas plantas forrageiras esta interação deve ser muito bem elucidada, a fim de ser utilizada na alimentação animal aliando boa produtividade de biomassa e qualidade nutricional. Como foi visto, as características apresentadas pelas plantas de ciclo C3 são mais favoráveis para utilização na dieta de ruminantes, uma vez que tem melhor degradabilidade no rúmen. Isto acontece pelo arranjo mais espaçado do mesófilo nas C3, além de apresentarem mais espaços entre os feixes vasculares. (França et al., 2010).

França (2012) avaliando o padrão histo-anatômico e a degradabilidade de *Poincianella pyramidalis* em diferentes fases fenológicas observou o mesmo padrão na proporção dos tecidos, degradabilidade e o arranjo anatômico de folíolos e pecíolos em

todas as fenofases. A degradação da matéria seca variou de 55 a 59%, não havendo diferença significativa à 5% de probabilidade. Já a degradação da FDN, foi maior na fase vegetativa (inicial e plena) e floração inicial, diminuindo drasticamente na frutificação e senescência foliar. A baixa degradabilidade desta fração se deu pelo aumento do teor de lignina com o avançar da maturidade, comenta a autora.

No mesmo trabalho, verificou-se que a degradação dos folíolos normalmente é alta, pela grande quantidade de mesofilo presente (células ricas em nutrientes e predominância de parede celular primária). No entanto, a degradação dos folíolos (*in situ* e *in vitro*) foi parcialmente impedida, em 48 h de incubação, devido à alta presença de compostos fenólicos. Com isso, se evidencia a adaptabilidade das plantas da Caatinga ao ambiente e também a proteção contra herbivoria, em qualquer fase fenológica. A entrada de microrganismos nos tecidos é facilitada pelos numerosos estômatos, localizados abaxialmente ou por fissuras na epiderme, pois a cutícula é bastante espessa.

Apesar dos avanços alcançados nos últimos anos com relação à histo-anatomia e degradabilidade em plantas forrageiras, ainda são necessários muitos estudos sobre as plantas nativas da Caatinga. Algumas espécies já tem sido estudadas, como as aqui relatadas, mas para outras não se tem nenhum conhecimento levantado. Nesse sentido, é imprescindível fazer a caracterização da *D. pernambucanus* para obtenção de dados inovadores e se conheça mais sobre uma espécie de importância ecológica e produtiva na região Semiárida.

2.6. Histoquímica

Por meio de técnicas histoquímicas é possível constatar a existência dos metabólitos produzidos, sejam eles de reserva ou de defesa da planta. A coloração apresentada pelos metabólitos, quando submetidos aos reagentes específicos, revela qual a localização dos mesmos nos tecidos vegetais (Johansen, 1940). Estas técnicas são muito úteis na descrição das espécies, pois pode-se relacionar a presença ou ausência dos compostos com a qualidade nutricional das plantas forrageiras.

A qualidade das plantas é variável durante o ano, devido às adversidades ambientais que estão sujeitas. Para subsistirem, os vegetais utilizam-se de duas estratégias para assegurar sua sobrevivência, que é o armazenamento de nutrientes e a defesa contra ameaças externas. A reserva de nutrientes é fundamental para os períodos críticos, como estação seca prolongada, garantindo assim a manutenção ou rebrota em

caso de desfolhação. Os nutrientes de reserva são altamente digestíveis, podendo-se citar o amido como um dos principais.

O amido encontrado nos tecidos vegetais é resultado da assimilação de CO₂ na fotossíntese, sendo este o principal carboidrato de reserva. Nesse sentido, uma baixa quantidade de amido induz ao aumento na fotossíntese, pois a planta necessita produzir carboidratos, assegurando um estoque para as situações desfavoráveis. De forma contrária, quando se tem muitos carboidratos estocados ocorre diminuição da fotossíntese, indicando que não há mais necessidade de produzir açúcares e a partir daí a planta passa a mobilizar esta reserva (Taiz e Zeiger, 2009).

O acúmulo de reservas para posterior mobilização é um mecanismo muito utilizado pelas plantas da Caatinga, uma vez que passam por longos períodos de estiagem. Estudando *Hymenaea martiana* Hayne (Fabaceae), planta que ocorre em regiões Semiáridas, Silva et al. (2012a) relataram a presença de grânulos de amido em diversos órgãos, dentre estes o pecíolo, onde os grânulos localizavam-se na região cortical e medular do mesmo. Tal fato retrata a importância da reserva de nutrientes para os períodos de déficit hídrico, onde a planta não realiza fotossíntese.

Diferentemente dos metabolitos de reserva, os compostos produzidos para a defesa vegetal, comumente chamados de metabólitos secundários, causam diminuição do valor nutritivo da forragem. Estes compostos são muito variáveis em sua composição, mas destacam-se os alcalóides, terpenóides, compostos fenólicos (lignina, taninos condensados), cutina e outros (Van Soest, 1994).

Tais substâncias são oriundas do metabolismo secundário dos vegetais e são produzidas para assegurar a persistência dos mesmos no meio ambiente. Muitas vezes, os metabólitos secundários são considerados fatores anti-nutricionais na nutrição animal, pois são dissuasivos alimentares e inibem o consumo, podendo causar toxidez e em alguns casos severos leva os animais a morte (Carvalho e Pires, 2008). Além disto, mesmo se a planta for consumida, a colonização dos microrganismos ruminais é afetada e isto ocasiona baixo aproveitamento do vegetal devido a diminuição na degradação da matéria seca (França, 2012).

A lignina é um dos compostos fenólicos que mais se relaciona com a qualidade do vegetal por exercer função estrutural na planta, além de causar inibição da atividade de microrganismos. Na alimentação animal este composto causa a indisponibilidade de tecidos passíveis de degradação (Van Soest, 1994; Chapman et al., 2014). Os tecidos vegetais que comumente apresentam lignificação são os vasos do xilema e as fibras,

sendo isto relatado por vários autores (França et al., 2010; Ló e Duarte, 2011; Erbano e Duarte, 2012; França, 2012; Siva et al., 2012).

Os taninos condensados são comumente relatados em plantas nativas da Caatinga (França, 2012; Barros e Soares, 2013). Estes compostos precipitam com proteínas e minerais da dieta e provocam diminuição da degradabilidade ruminal. Apesar disso, a utilização de taninos na alimentação de ruminantes tem sido amplamente discutida, pois estes podem causar benefícios, como diminuição da biohidrogenação ruminal e, conseqüentemente, diminuir as emissões do gás metano (Girard et al., 2016).

Uma outra classe de metabólitos secundários são os alcalóides, os quais são compostos nitrogenados e causam impacto marcante sobre o sistema nervoso dos animais. Eles podem afetar os transmissores químicos, o transporte de substâncias na membrana celular, a síntese proteica e/ou a atividade de algumas enzimas (Taiz e Zeiger, 2009). Por esta razão, é imprescindível caracterizar bem as plantas forrageiras, uma vez que esta substância pode causar efeitos indesejados no animal.

Os terpenóides, de forma geral, possuem um efeito antibacteriano marcante, sendo prejudiciais nos processos digestivos dos ruminantes uma vez que a fermentação ruminal é afetada. Com isso, a digestibilidade da matéria seca é diminuída, resultando em menor aproveitamento da forragem e, conseqüentemente, queda na produção de ácidos graxos voláteis (Villalba et al., 2006).

A cutina, principal substância formadora da cutícula, tem grande importância nas plantas pelo fato de causar diminuição da perda de água, na reflexão da luz incidente e no bloqueio de patógenos (Alquini et al., 2006; Taiz e Zeiger, 2009). Apesar dos benefícios, a cutícula pode vir a ser uma barreira à colonização microbiana quando os animais ingerem estes tecidos. Alguns autores relataram a presença de cutícula em diversas espécies, principalmente nas de regiões Áridas e Semiáridas, promovendo o revestimento dos órgãos vegetais (Rotondi et al., 2003; França et al., 2010; França, 2012; Silva et al., 2012; Barros e Soares, 2013; Duarte e Krentkowski, 2015).

3. MATERIAL E MÉTODOS

As folhas de *Desmanthus* spp. para avaliação anatômica e histoquímica foram coletadas no campo experimental da Unidade Acadêmica de Serra Talhada – UAST da Universidade Federal Rural de Pernambuco – UFRPE, em Serra Talhada, Pernambuco. O município de Serra Talhada está inserido na microrregião do Pajeú (latitude

07°53'57''S e longitude 38°18'09''W), com classificação Köppen do tipo BSw_h', denominado semiárido quente e seco, com chuvas de verão, temperaturas médias anuais excedendo 25 °C e precipitação pluvial aproximada de 632 mm ano⁻¹, sendo estas irregulares (Pinheiro et al., 2014 e UFCG-DCA, 2017).

Na Figura 2 estão expressos os valores de precipitação pluvial no período de um ano até a data da coleta (14/01/2017), sendo esta realizada no pico da estação seca. Os dados de precipitação foram obtidos na estação meteorológica de superfície automática do Instituto Nacional de Meteorologia (INMET), localizado próximo à área experimental. Os valores da normal climatológica de precipitação pluvial do município de Serra Talhada foram obtidos no banco de dados do Departamento de Ciências Atmosféricas (DCA), da Universidade Federal de Campina Grande (UFCG).

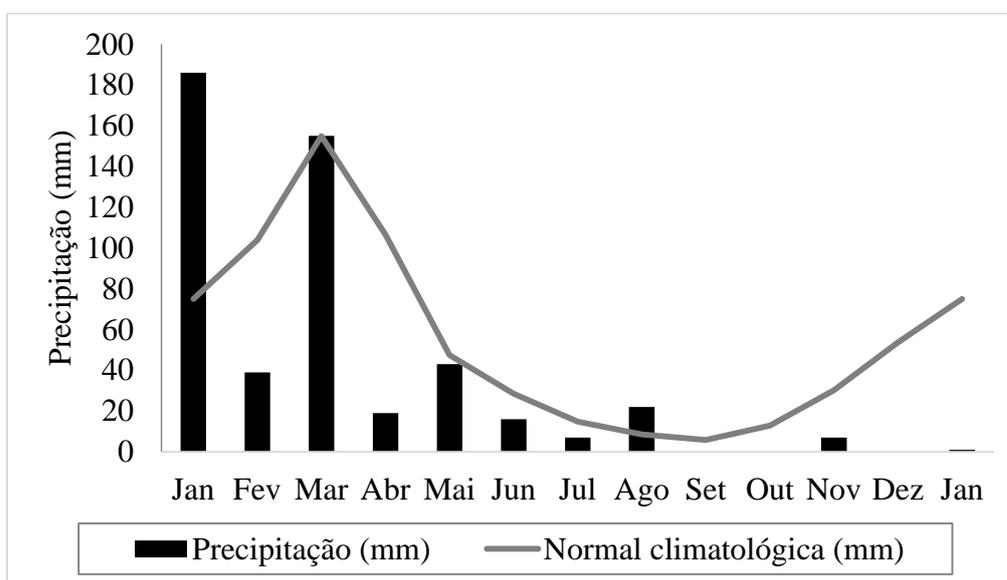


Figura 2. Normal climatológica da precipitação (mm) de Serra Talhada e precipitação pluvial (mm) durante um ano até a data da coleta. Fonte: INMET (2017) e UFCG-DCA (2017).

Foi feita a análise química e física do solo da área experimental, antes do plantio, na profundidade de 0-20 cm. O solo teve as seguintes características químicas: pH (água) = 7.9; P (Mehlich I) = >348 mg dm⁻³; K⁺ = 0.39 cmol_c dm⁻³; Ca²⁺ = 3.20 cmol_c dm⁻³; Mg²⁺ = 0.10 cmol_c dm⁻³; Al³⁺ = 0.00; matéria orgânica = 33 g kg⁻¹. Não foi realizado nenhum tipo de adubação.

Os acessos avaliados no presente estudo foram selecionados com base na sua produção de biomassa (Tabela 1), onde os de produção máxima (7G), intermediária (50J) e mínima (13AU) tiveram suas folhas coletadas para se proceder as análises. Assim, buscou-se verificar características anatômicas e histoquímicas capazes de explicar os resultados obtidos por Calado et al. (2016). As folhas foram coletadas de

plantas da subparcela cortada com intensidade de 40 cm, pois apresentavam mais folhas, tendo em vista que as plantas já estavam há alguns meses na estação seca.

Tabela 1. Produção de forragem dos acessos de *Desmanthus* spp.

Acesso	Espécie	Produção (kg MS ha ⁻¹)
7G	<i>D. pernambucanus</i>	1002,06
50J	<i>D. pernambucanus</i>	771,31
13AU	<i>D. virgatus</i>	509,68

Fonte: Calado et al. (2016)

As folhas foram coletadas no sentido do ápice para a base do caule, selecionando-se as folhas do 1º e 3º nó (Figura 4A) de uma planta de cada acesso. Desta forma foi possível diferenciar as idades das folhas em jovem e madura, com base em sua coloração, comprimento e largura. Assim, considerou-se que as folhas de coloração verde já realizavam fotossíntese e não estavam em fase de senescência. A folha jovem foi considerada como sendo a de menor comprimento e largura, sendo aqui chamada de folha 1, tendo em vista que se localizava no primeiro nó. A folha mais expandida foi considerada como sendo a de maior comprimento e largura, sendo aqui chamada de folha 3, pois foi coletada no 3º nó.

As plantas estavam em fase vegetativa, não se verificando nenhuma inflorescência nas mesmas. A coleta foi feita no início da manhã, onde fracionou-se as folhas em diferentes partes, pelo fato de a jureminha ter folhas compostas. Nesse sentido, imediatamente após a coleta, as folhas compostas foram fracionadas em 5 partes (pecíolo, nectário extrafloral, ráquis, peciólulo e foliólulos) como pode ser observado na Figura 4B. Buscando maior padronização, as ráquis, peciólulos e foliólulos foram sempre coletados na parte central, como pode ser visto na Figura 4B.

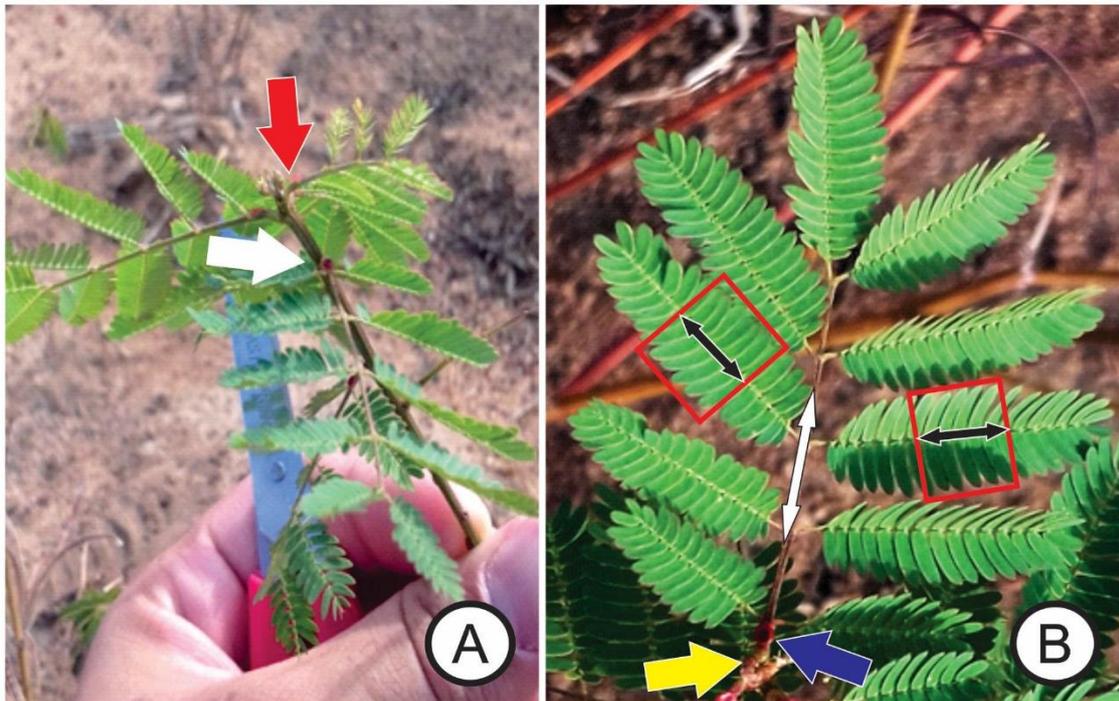


Figura 3. Coleta e fracionamento das folhas de *Desmanthus* spp. **A.** Folha jovem coletada no 1° nó (seta vermelha) e madura no 3° nó (seta branca). Note a diferença de tamanho entre elas. **B.** Frações obtidas do pecíolo (seta amarela), nectário extrafloral (seta azul), ráquis (seta branca), peciólulos (setas pretas) e foliólulos (quadrados vermelhos).

As frações coletadas foram imediatamente fixadas em FAA 50 % (formaldeído: ácido acético glacial: álcool etílico 50%, na proporção de 1:1:18 v/v) segundo metodologia de Johansen (1940). Após 48 horas as estruturas coletadas foram então transferidas da solução de fixação (FAA 50 %) para a solução estoque, álcool etílico à 70 %. O emblocamento das amostras estocadas foi feito no laboratório de botânica da Universidade Federal do Vale do São Francisco (UNIVASF), onde procedeu-se a desidratação em série alcóolica crescente até álcool 95%, passando duas horas sob vácuo. A inclusão do material (emblocamento) foi feita em historresina hidroxietilmetacrilato (LEICA®). As amostras emblocadas foram seccionadas em micrótomo rotativo Slee® modelo CUT 5062, sendo obtidas seções transversais com espessura de 5 µm, que foram utilizadas para a padronização anatômica e análise histoquímica.

Para a caracterização anatômica, as lâminas contendo os melhores fragmentos foram então selecionadas e submetidas a coloração com azul de toluidina (O'Brien et al., 1964). Este corante funciona também como um marcador histoquímico, uma vez que indica a presença de compostos diversos de acordo com a coloração apresentada. Dentre estes compostos pode-se citar a celulose (coloração azulada), material péctico (coloração lilás) e compostos fenólicos (cor esverdeada). Para a montagem da lâmina foi utilizado o meio de montagem Entellan®.

Na análise histoquímica as amostras seccionadas foram submetidas a solução de lugol para detecção de amido (Johansen, 1940); Sudan III para lipídeos totais (Sass, 1958); azul brilhante de comassie para proteína (Fischer, 1968); solução de cloreto férrico para marcação de compostos fenólicos gerais (Johansen, 1940); solução de floroglucina ácida para detecção de compostos fenólicos estruturais (lignina) (Johansen, 1940); vanilina clorídrica para marcação de taninos condensados (Mace e Howell, 1974); reagente de Wagner para detecção de alcalóides (Furr e Mahlberg, 1981) e Ácido sulfúrico P.A. para marcação de lactonas sesquiterpênicas (Geissmen e Griffin, 1971).

Utilizou-se microscópio ótico com câmera acoplada para análise das lâminas, sendo as imagens obtidas por meio do software TS View versão 6.2.4.5. A realização das medidas de área ocupadas pelos tecidos (μm^2) foi feita com o software Image Pro Plus v.4.5.0.29. Foram mensuradas a área total, a área ocupada pelo feixe vascular principal e acessório (quando presente) do pecíolo, nectário, ráquis e peciólulo. O feixe vascular foi considerado como os elementos capazes de realizar o transporte de substâncias, portanto, xilema e floema. Os resultados da área dos tecidos de condução foram então expressos como o somatório, em μm^2 , de todos os feixes presentes na estrutura avaliada. A proporção da área ocupada pelos feixes vasculares foi expressa em percentual e calculado com base na área total e área total ocupada pelos feixes.

4. RESULTADOS

4.1. Caracterização anatômica

4.1.1. Pecíolo

Folha 1

No acesso 7G e 50J o pecíolo é cilíndrico (Figura 4 A,D), enquanto que no 13AU este se apresenta com projeções superiores (Figura 4G). A área total obtida na seção transversal do pecíolo do acesso 7G é de $6668,29 \mu\text{m}^2$, o acesso 50J tem $5409,76 \mu\text{m}^2$ e o acesso 13AU teve a menor área ($2445,54 \mu\text{m}^2$), quando comparado com os demais.

As células epidérmicas tem aspecto comum em 7G e 50J (Figura 4 C,F), mas no 13AU estas são comuns tendendo à papilosas (Figura 4I).

Ocorrem tricomas unicelulares no acesso 50J (Figura 4F).

Nos acessos 50J e 13AU verificam-se compostos fenólicos na epiderme (Figura 4F,I).

Nota-se a presença de duas a três camadas de células parenquimáticas ricas em compostos fenólicos na porção abaxial no acesso 50J e de apenas uma no acesso 13AU

(Figura 4G,I). No acesso 7G observa-se parênquima cortical com vários estratos de células (Figura 4C).

No acesso 7G verifica-se um único feixe vascular central (Figura 4A). Nos acessos 50J e 13AU verifica-se que o feixe principal é centralizado com a porção superior deste em desenvolvimento, pois é menor se comparado com a porção inferior. Nota-se claramente a presença de dois feixes vasculares acessórios no acesso 50J e três no 13AU. Todos os feixes são classificados como colaterais e apresentam cavidade secretora no tecido floemático (Figura 4B,E,H).

A área ocupada pelo feixe vascular do acesso 7G foi de 1636,01 μm^2 , o que representa 24,53% da estrutura. Os demais acessos possuem vascularização acessória, assim, somando-se a área ocupada por todos os feixes, o acesso 50J possui uma área de 916,45 μm^2 , ocupando 16,94% da estrutura. O acesso 13AU tem 689,05 μm^2 , que representa 28,18%. Apesar de ter o maior percentual, observa-se a menor área ocupada por feixes vasculares deste acesso quando comparado aos demais.

Ocorrem idioblastos ricos em compostos fenólicos, constituindo raios entre os feixes vasculares principal e acessórios nos acessos 50J e 13AU (Figura 4D,G). Apenas nestes acessos ocorrem raios parenquimáticos no xilema (Figura 4E,H).

Verificam-se cristais prismáticos em todos os acessos (Figura 4B,F,H). Somente no acesso 50J encontram-se drusas (Figura 4F).

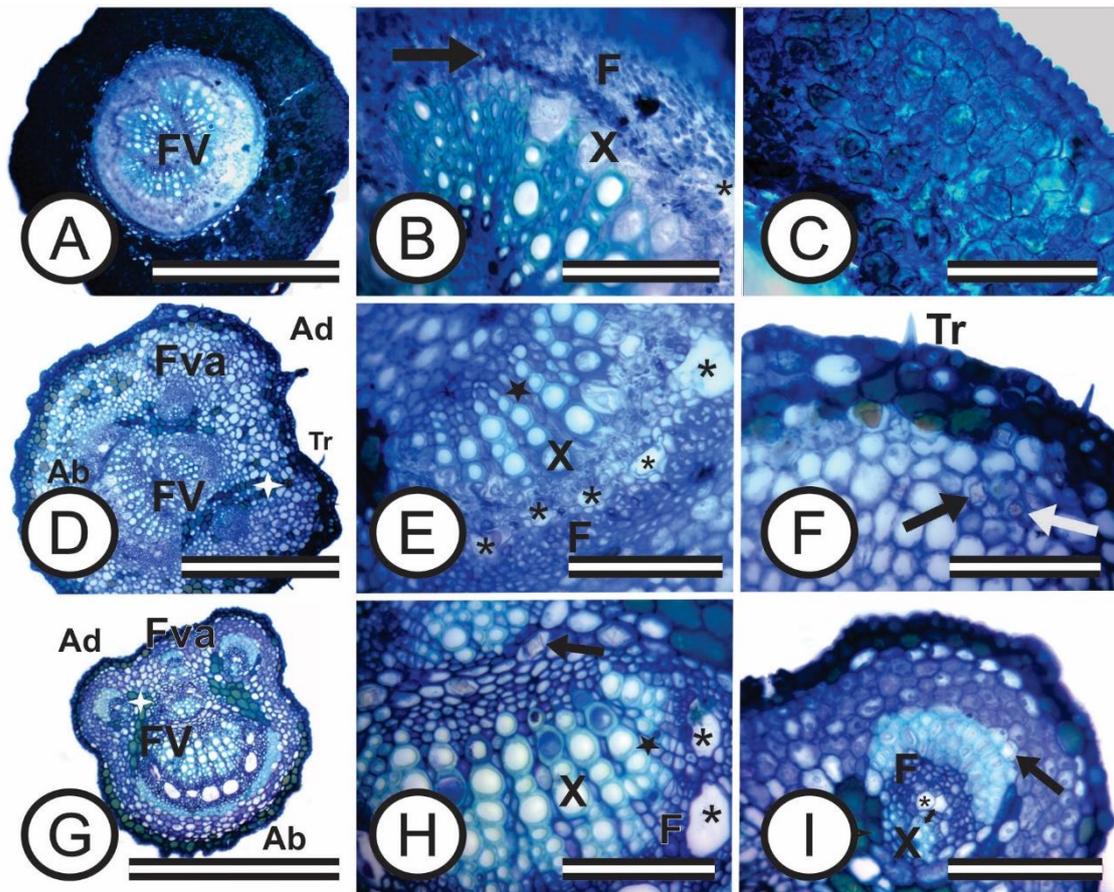


Figura 4. Pecíolo da folha 1 dos acessos 7G (A, B e C), 50J (D, E e F) e 13AU (G, H e I) de *Desmanthus* spp. **A.** Vista transversal do pecíolo de 7G. **B.** Detalhe do feixe vascular. **C.** Detalhe de epiderme e das células do parênquima cortical. **D.** Vista transversal do pecíolo de 50J com idioblastos em detalhe. **E.** Detalhe do feixe vascular. **F.** Detalhe da epiderme e presença de tricomas, cristais e drusas. **G.** Pecíolo de 13AU em seção transversal com idioblastos separando os feixes acessórios no detalhe. **H.** Cristais prismáticos no parênquima medular, raios e cavidade secretora. **I.** Xilema, floema, cavidade secretora, procâmbio, idioblastos e cristais prismáticos do feixe vascular acessório. Barras: A,D,G = 50 μm ; B,C,E, F,H,I = 10 μm .

Legenda: Ad = superfície adaxial ou superior; Ab = superfície abaxial ou inferior; FV = feixe vascular; Fva = feixe vascular acessório; X = xilema; F = floema; () = cristais prismáticos; () = drusas; () = raios parenquimáticos; Tr = tricomas; () = idioblastos ricos em compostos fenólicos; (*) = cavidade secretora no parênquima; () = procâmbio.

Folha 3

Diferentemente da folha 1, o pecíolo do acesso 7G (acesso de maior produtividade) é arredondado inferiormente com duas projeções na porção superior (Figura 5 A) enquanto que os acessos 50J e 13AU apresentam morfologia cilíndrica (Figura 5 D e G).

Nota-se a maior área total do 7G se comparado com os demais, com 8968,75 μm^2 , enquanto o 50J tem 5572,21 μm^2 . Seguindo a mesma tendência da folha jovem, o 13AU apresenta a menor área, com 3115,54 μm^2 .

Verifica-se a presença de uma única camada de células epidérmicas comuns em todos os acessos (Figura 5 C, F e I). Destaca-se a presença de tricomas unicelulares no 50J (Figura 5 F).

No acesso 7G as células parenquimáticas adjacentes à epiderme ocorrem em duas a três camadas e apresentam uma coloração castanho-esverdeada (compostos fenólicos associado a outras substâncias) (Figura 5 C). Os demais acessos têm presença marcante de compostos fenólicos no parênquima cortical (Figura 5 F e I).

Se observam também idioblastos contendo cristais prismáticos e drusas no acesso 7G e 50J, localizados principalmente no córtex (Figura 5 C e F). Destaca-se que no acesso 50J estes idioblastos são numerosos e ocorrem também no feixe vascular (Figura 5E).O acesso 13AU apresentou apenas cristais prismáticos no feixe vascular (Figura 5 D).

O número de feixes vasculares difere entre as folhas 1 e 3, pois os feixes vasculares centrais encontram-se em 5 no acesso 7G, observando-se nas projeções superiores vascularização acessória. No preparo das lâminas uma parte da estrutura foi destruída, o que impossibilita a identificação do outro feixe vascular (Figura 5A). Os acessos 50J e 13AU possuem um único feixe vascular centralizado. Os feixes de todos os acessos são colaterais (Figura 5 A,D,G). Em todos os acessos verifica-se a presença de cavidades secretoras junto ao tecido floemático (Figura 5B,E,H).

O acesso 7G tem uma área ocupada por feixes vasculares de 2249,73 μm^2 , representando 25,08% em relação à área total. O acesso 50J possui 997,54 μm^2 (17,9%) e o 13AU 529,48 μm^2 (17%).

Apenas no acesso 7G ocorrem fibras esclerenquimáticas circundando o floema (Figura 5A). Com exceção do 7G, os demais acessos evidenciaram a presença de raios parenquimáticos no xilema (Figura 5 E,H). No acesso 50J e 13AU encontra-se uma alta concentração de material péctico, haja vista que tem uma coloração roxa intensa (Figura 5 E,H). Na Tabela 2 é possível identificar as diferenças entre as folhas e acessos estudados.

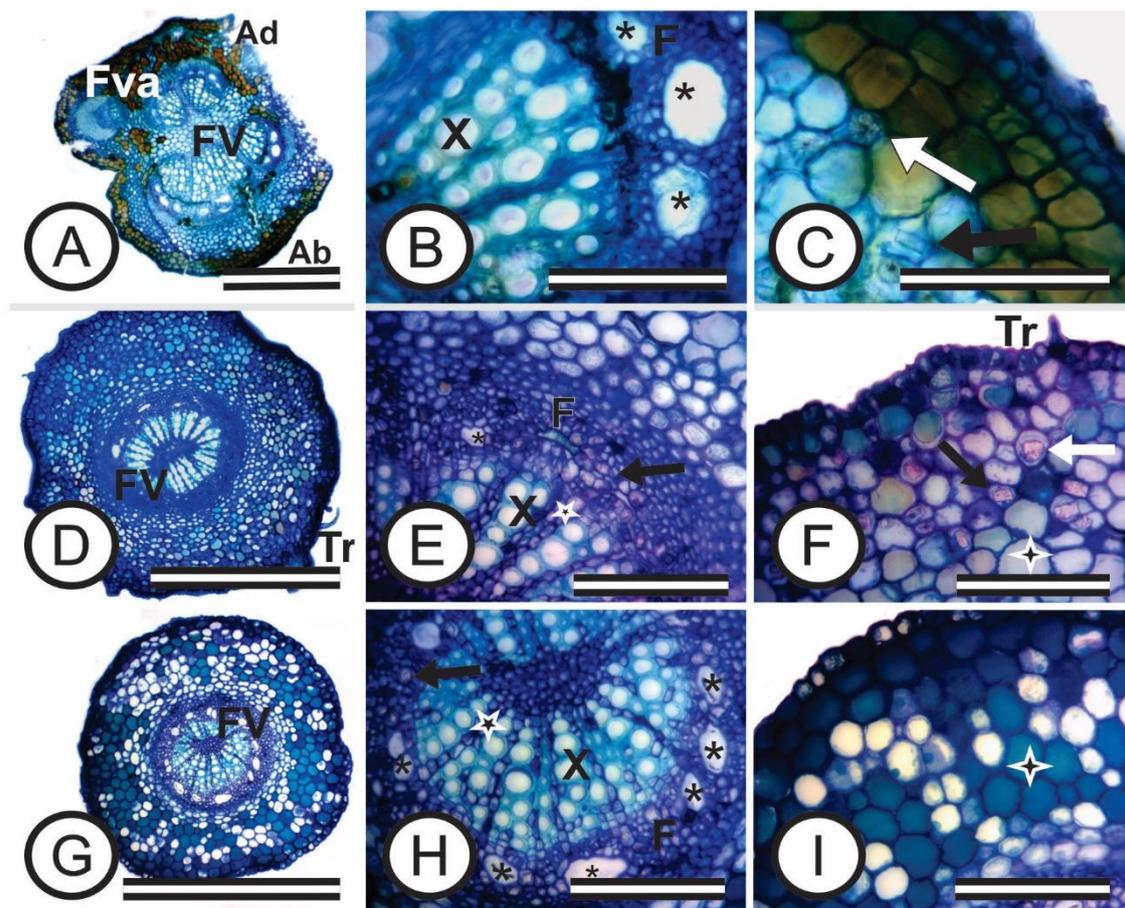


Figura 5. Pecíolo da folha 3 dos acessos 7G (A, B e C), 50J (D, E e F) e 13AU (G, H e I) de *Desmanthus* spp. **A.** Vista transversal do pecíolo de 7G. **B.** Detalhe do xilema, floema e cavidade secretora no tecido floemático. **C.** Epiderme, cristais prismáticos e drusas. **D.** Vista transversal do pecíolo de 50J. **E.** Detalhe do xilema, floema, cavidade secretora, raios parenquimáticos e cristais prismáticos no floema. **F.** Detalhe da epiderme, tricoma, cristais prismáticos, drusas e idioblastos ricos em compostos fenólicos. **G.** Vista transversal do pecíolo de 13AU. **H.** Feixe vascular com cristais prismáticos, raios parenquimáticos e cavidade secretora. **I.** Detalhe da epiderme, cristal prismático e idioblastos. Barras: A,D,G = 50 µm; B,C,E, F,H,I = 10 µm.

Legenda: Ad = superfície adaxial ou superior; Ab = superfície abaxial ou inferior; FV = feixe vascular; Fva = feixe vascular acessório; X = xilema; F = floem () = cristais prismáticos () = drusas; () = raios parenquimáticos; Tr = tricomas; () = idioblastos ricos em compostos fenólicos; (*) = cavidade secretora no floema.

Tabela 2. Resumo da caracterização anatômica dos pecíolos da folha 1[#] e 3[#] de acessos de *Desmanthus* spp.

	7G		50J		13AU	
	Folha 1	Folha 3	Folha 1	Folha 3	Folha 1	Folha 3
Morfologia	Cilíndrico	Projeções	Cilíndrico	Cilíndrico	Projeções	Cilíndrico
Área total (µm ²)	6668,29	8968,75	5409,76	5572,21	2445,54	3115,54
EPI	Comum	Comum	Comum	Comum	Cm-Pap	Comum
Camadas PAR	Ausente	2-3	2-3	Ausente	1	1
FV central	1	5	4	1	5	1
FV acessório	Ausente	2	2	Ausente	3	Ausente
Área FV (µm ²)	1636,01	2249,73	916,45	997,54	689,05	529,48
CS FLO	Presente	Presente	Presente	Presente	Presente	Presente
CRI	Presente	Presente	Presente	Presente	Presente	Presente
Drusas	Ausente	Presente	Presente	Presente	Ausente	Ausente
Tricomas	Ausente	Ausente	Presente	Presente	Ausente	Ausente
Raios PAR	Ausente	Ausente	Presente	Presente	Presente	Presente

[#]Folha 1: folha do 1^o nó do ramo, no sentido do ápice para a base do caule; Folha 3: folha do 3^o nó do ramo, no sentido do ápice para a base do caule. Obs.: **EPI** – aspecto da epiderme (Cm-Pap: comum tendendo à papilosas); **Camadas PAR** – camadas adjacentes à epiderme de células parenquimáticas; **PAR cortical** – composição química do parênquima cortical com base na coloração apresentada; **FV** – feixe vascular; **CS FLO** – cavidade secretora no tecido floemático; **CRI** – cristais prismáticos; **Raios PAR** – raios parenquimáticos observados no feixe vascular.

4.1.2. Nectário extrafloral

Folha 1

A área total desta estrutura no acesso 7G é de 12334,17 µm², enquanto que os acessos 50J e 13AU tiveram 11313,07 µm² e 3650,2 µm², respectivamente.

A diferenciação do epitélio secretor é evidente, onde se verificam células com aspecto paliçádico. A epiderme de todos os acessos apresenta compostos fenólicos (Figura 6A,D,G), porém, nos acessos 7G e 50J algumas células tem composição química mista (coloração castanho-esverdeada).

Não foram encontrados tricomas no acesso 7G, entretanto, os demais apresentaram tal característica na epiderme (Figura 6D,G).

Existem 5 feixes vasculares nos acessos 7G e 50J. No acesso 13AU verificam-se 5 feixes, porém, três são acessórios (Figura 6A,D,G). É comum a todos os acessos a presença de cavidade secretora no floema e feixe vascular colateral (Figura 6 C,F,I).

A área ocupada pelos feixes vasculares foi de 1406,73 µm² para o acesso 7G, o que representa 11,4%, em relação à área total. O acesso 50J apresentou 1477,9 µm², representando 13,03% em relação à área total. O acesso 13AU possui 888,43 µm², representando 24,34%. Mesmo tendo a menor área total e de feixes, verifica-se o maior percentual de área ocupada por tecido vascular, significando dizer que proporcionalmente o acesso 13AU é o mais vascularizado.

Ocorrem raios parenquimáticos no xilema nos acessos 50J e 13AU (Figura 6 F,I). Verifica-se ainda que alguns idioblastos ricos em compostos fenólicos promovem a separação entre os feixes vasculares, sendo estes mais visíveis no 7G e 13AU (Figura 6 C,G). No acesso 50J estas células possuem coloração diferenciada, o que leva a crer em uma menor concentração de compostos fenólicos.

Os cristais prismáticos se fazem presentes apenas no acesso 7G e 13AU, associando-se aos feixes vasculares (Figura 6C,I).

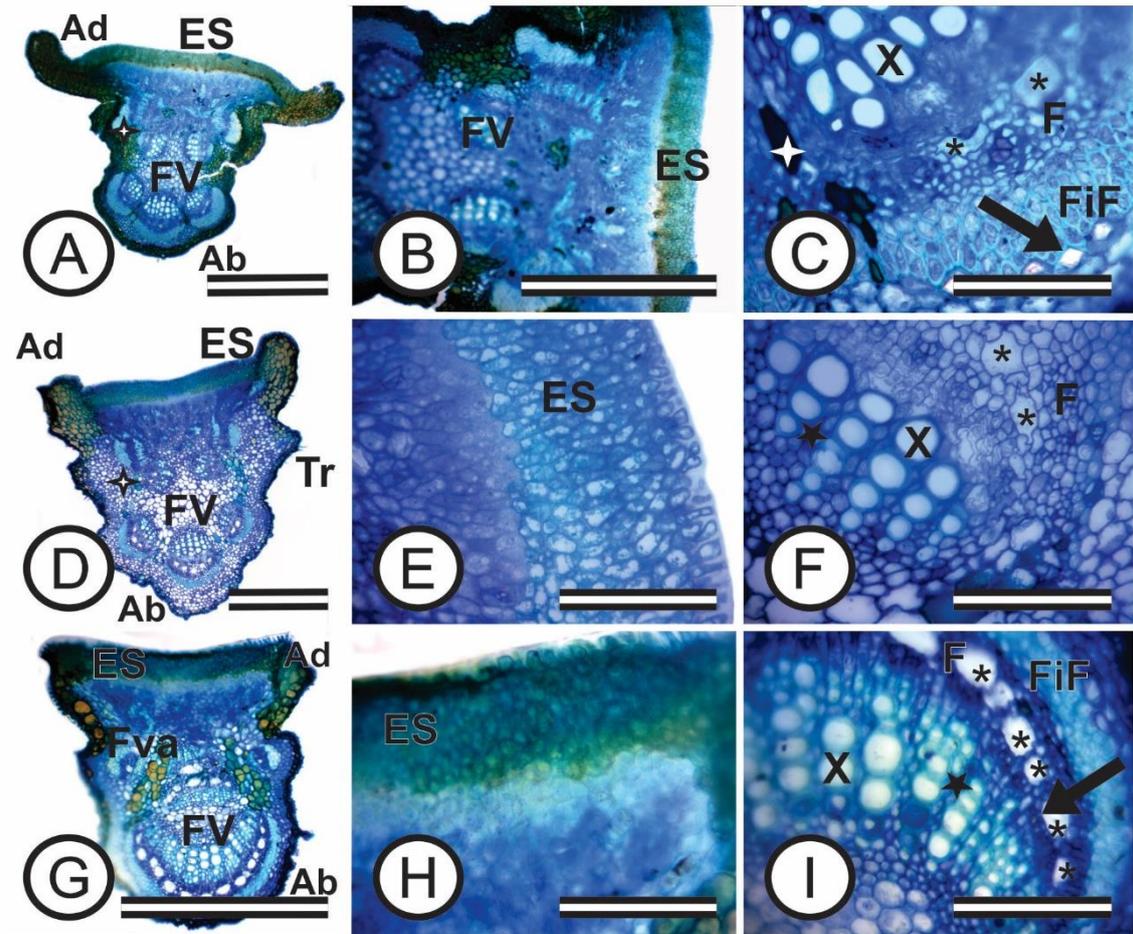


Figura 6. Nectário extrafloral da folha 1 dos acessos 7G (A, B e C), 50J (D, E e F) e 13AU (G, H e I) de *Desmanthus* spp. **A.** Vista transversal do nectário de 7G com epitélio secretor evidente. **B.** Destaque no epitélio secretor. **C.** Detalhe do feixe vascular (idioblastos ricos em compostos fenólicos). **D.** Vista transversal do nectário de 50J com epitélio secretor evidente. **E.** Epitélio secretor. **F.** Detalhe do feixe vascular (raios parenquimáticos no xilema). **G.** Nectário de 13AU em seção transversal com idioblastos separando os feixes acessórios no detalhe. **H.** Detalhe da epiderme secretora. **I.** Feixe vascular em detalhe (raios parenquimáticos no xilema). Barras: A,D,G = 50 µm; B,C,E, F,H,I = 10 µm.

Legenda: ES = epitélio secretor; Ad = superfície adaxial ou superior; Ab = superfície abaxial ou inferior; FV = feixe vascular; Fva = feixe vascular acessório; X = xilema; F = floema; FiF: fibras de floe () = cristais prismáticos () = drusa () = raios parenquimáticos; Tr = tricomas () = idioblastos ricos em compostos fenólicos; (*) = cavidade secretora no floema.

Folha 3

Não se observaram diferenças anatômicas nas folhas dos acessos 7G e 50J, levando em consideração as idades distintas. O 13AU, porém, evidenciou um feixe acessório a menos quando comparado com a folha jovem (Figura 7G).

O acesso 7G possui área total de 10708,46 μm^2 , enquanto o 50J possui 13123,6 μm^2 seguido do 13AU com 4057,06 μm^2 .

As características da epiderme, aspecto do epitélio secretor (Figura 7A,D,G) e presença de cavidades secretoras no floema (Figura 7C,F,I) são as mesmas entre a folha 1 e 3.

A área ocupada pelos feixes vasculares foi de 2115,07 μm^2 para o acesso 7G, o que representa 19,7% da estrutura ocupada com tecido vascular, em relação à área total. O acesso 50J apresentou 1866,9 μm^2 , representando 14,23% em relação à área total. O acesso 13AU possui 809,96 μm^2 , representando 19,96%. Verifica-se, portanto, que a ausência de um feixe vascular acessório no acesso 13AU promoveu diminuição da área vascularizada do tecido em relação à folha 1.

Em todos os acessos foram identificados tricomas no epitélio secretor (Figura 7B,E,H), característica diferente da folha 1.

Cristais prismáticos ocorrem nos três acessos, diferentemente da folha 1 (Figura 7C,F,I).

É possível identificar raios parenquimáticos no xilema apenas nos acessos 50J e 13AU (Figura 7F,I). Na Tabela 3 é possível identificar as diferenças do nectário extrafloral entre as folhas e acessos estudados.

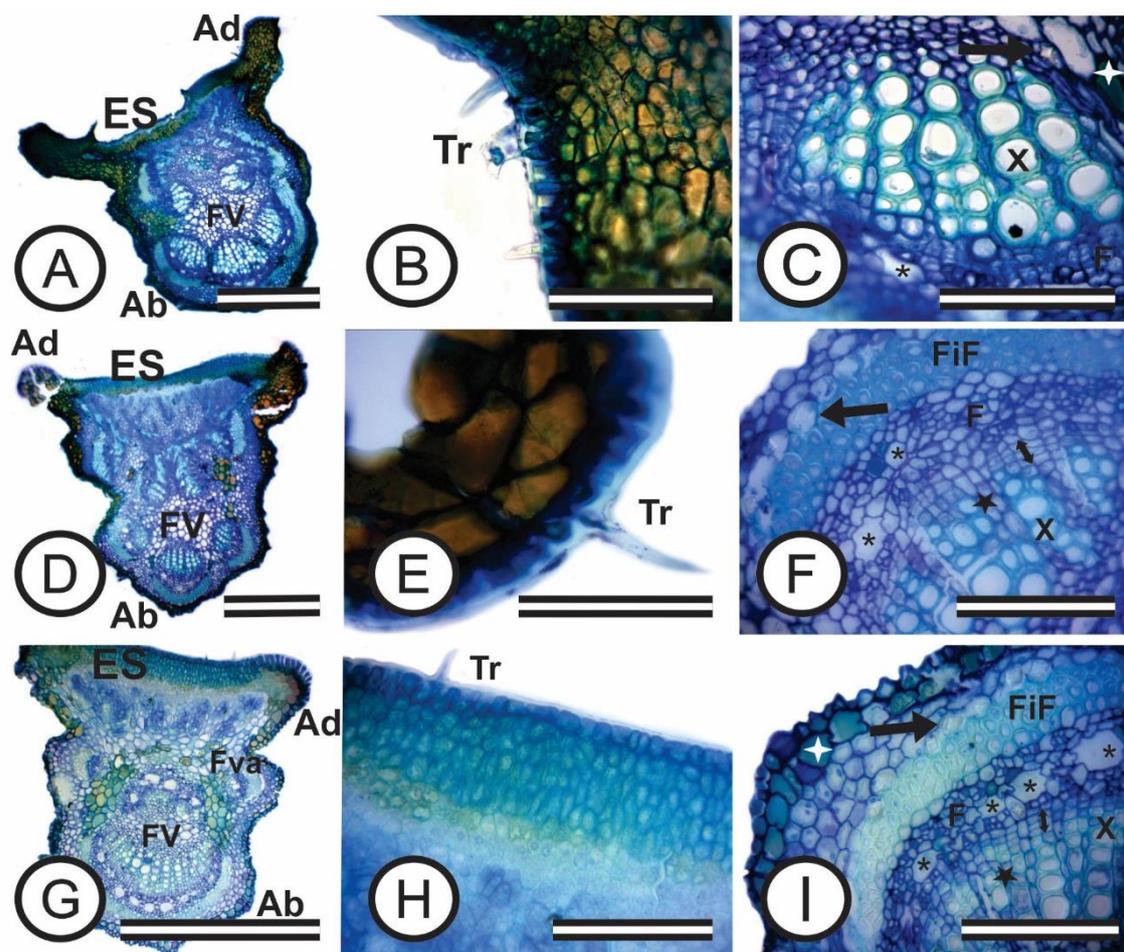


Figura 7. Nectário extrafloral da folha 3 dos acessos 7G (A, B e C), 50J (D, E e F) e 13AU (G, H e I) de *Desmanthus* spp. **A.** Vista transversal do nectário de 7G com destaque do epitélio secretor. **B.** Tricomas no epitélio secretor. **C.** Detalhe do feixe vascular. **D.** Vista transversal do nectário de 50J com destaque do epitélio secretor. **E.** Tricoma no epitélio secretor. **F.** Detalhe do feixe vascular (raios parenquimáticos no xilema). **G.** Nectário de 13AU em seção transversal com idioblastos separando os feixes acessórios no detalhe. **H.** Detalhe da epiderme secretora, apresentando tricoma. **I.** Xilema, floema, cavidade secretora, procâmbio, idioblastos e cristais prismáticos do feixe vascular. Barras: A,D,G = 50 μ m; B,C,E, F,H,I = 10 μ m.

Legenda: ES = epitélio secretor; Ad = superfície adaxial ou superior; Ab = superfície abaxial ou inferior; FV = feixe vascular; Fva = feixe vascular acessório; X = xilema; F = floema; FiF: fibras de floema; () = cristais prismáticos; () = drusa; () = raios parenquimáticos; Tr = tricomas; () = idioblastos ricos em compostos fenólicos; (*) = cavidade secretora no floema.

Tabela 3. Resumo da caracterização anatômica dos nectários extraflorais da folha 1[#] e 3[#] de acessos de *Desmanthus* spp.

	7G		50J		13AU	
	Folha 1	Folha 3	Folha 1	Folha 3	Folha 1	Folha 3
Epitélio secretor	Paliçádico	Paliçádico	Paliçádico	Paliçádico	Paliçádico	Paliçádico
Área total (μ m ²)	12334,17	10708,46	11313,07	13123,6	3650,2	4056,06
EPI	Comum	Comum	Comum	Comum	Comum	Cm-Pap
FV central	5	5	5	5	2	2
FV acessório	Ausente	Ausente	Ausente	Ausente	3	2
Área FV (μ m ²)	1406,73	2115,06	1477,9	1866,9	888,43	809,96
CS FLO	Presente	Presente	Presente	Presente	Presente	Presente
CRI	Presente	Presente	Ausente	Presente	Presente	Presente
Tricomas	Ausente	Presente	Presente	Presente	Presente	Presente
Raios PAR	Ausente	Ausente	Presente	Presente	Presente	Presente

#Folha 1: folha do 1º nó do ramo, no sentido do ápice para a base do caule; Folha 3: folha do 3º nó do ramo, no sentido do ápice para a base do caule. Obs.: **EPI** – aspecto da epiderme (Cm-Pap: comum tendendo à papilosas); **FV** – feixe vascular; **CS FLO** – cavidade secretora no tecido floemático; **CRI** – cristais prismáticos; **Raios PAR** – raios parenquimáticos observados no feixe vascular.

4.1.3. Ráquis

Folha 1

Os acessos estudados apresentam morfologia que diferem entre si. O 7G tem formato pentagonal com duas projeções superiores, enquanto que o 50J é arredondado inferiormente apresentando também projeções superiores (Figura 8A,D). No acesso 13AU houveram problemas de coleta, não sendo possível realizar análises, caracterizando então a perda da amostra.

As medidas de área mostraram que o acesso 7G possui área total de 4884,59 μm^2 , enquanto o 50J possui 3227,47 μm^2 .

Os dois acessos tem epiderme de aspecto comum evidenciando riqueza em compostos fenólicos, pois possuem coloração esverdeada (Figura 8B,E). Não foram detectados tricomas nestas estruturas.

No acesso 7G e 50J observam-se três feixes vasculares centrais. Ambos os acessos tem vascularização acessória em maturação nas projeções (Figura 8A,D). Em ambos os acessos ocorrem feixes vasculares contendo três centrais e dois acessórios em maturação, como também raios parenquimáticos no xilema (feixe central inferior), cavidades secretoras no floema e procâmbio evidente (Figura 8C,F).

A área ocupada pelos feixes vasculares do acesso 7G foi de 1017,98 μm^2 s, em relação à área total, o que representa 19,7% da estrutura. O acesso 50J teve menor área ocupada por tecidos de condução principal e acessório (737,14 μm^2) quando comparado com o 7G, no entanto, proporcionalmente, ele é mais vascularizado, pois representa 22,84% em relação à área total.

Ocorrem, nos dois acessos, numerosos idioblastos ricos em compostos fenólicos na porção inferior aos feixes vasculares acessórios (Figura 8B,E).

Destaca-se a presença de cristais prismáticos associados ao feixe vascular nos dois acessos. Além destes, o acesso 50J evidenciou drusas na região do floema (Figura 8C,F).

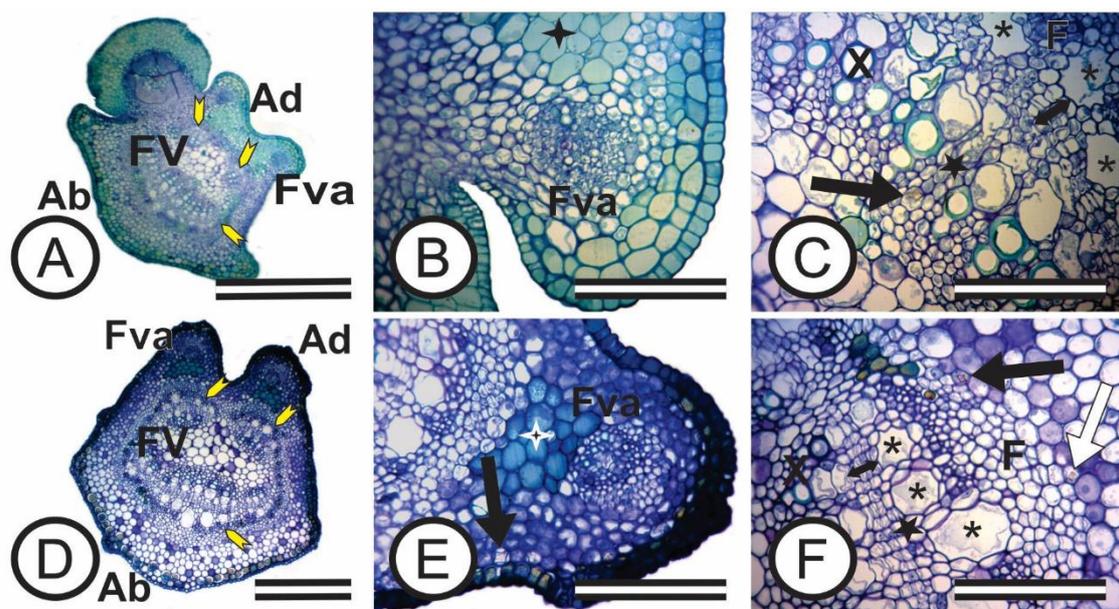


Figura 8. Ráquis da folha 1 dos acessos 7G (A, B e C) e 50J (D, E e F) de *Desmanthus* spp. **A.** Vista transversal da ráquis de 7G com aspecto pentagonal e projeções superiores. Destaque nos feixes vasculares (seta amarela). **B.** Destaque na epiderme e feixe vascular acessório em maturação. **C.** Detalhe do feixe vascular com procâmbio e raios parenquimáticos no xilema evidentes. **D.** Vista transversal da ráquis de 50J com projeções superiores. Destaque nos feixes vasculares (seta amarela). **E.** Detalhe da epiderme e feixe vascular acessório em maturação. **F.** Detalhe do feixe vascular com raios parenquimáticos no xilema e procâmbio. A = 50 μm ; D = 20 μm ; B,C,E,F = 10 μm .

Legenda: Ad = superfície adaxial ou superior; Ab = superfície abaxial ou inferior; FV = feixe vascular; Fva = feixe vascular acessório; X = xilema; F = floema; FiF: fibras de floema () = cristais prismáticos; () = dendrófitas; () = raios parenquimáticos; () = idioblastos ricos em compostos fenólicos; (*) = cavidade secretora no floema e () = procâmbio.

Folha 3

A folha mais madura possui morfologia idêntica à anteriormente descrita para as folhas jovens dos acessos 7G e 50J (Figura 9A,D). O acesso 13AU aproxima-se bastante da forma cilíndrica (Figura 9G).

A área total da ráquis no acesso 7G é de 6784,36 μm^2 , enquanto que os acessos 50J e 13AU tiveram 2989,57 μm^2 e 1131,26 μm^2 , respectivamente.

A epiderme do acesso 7G é em sua maioria comum (Figura 9B), entretanto, no acesso 50J esta se apresenta comum tendendo a papilosa (Figura 9E). Adaxialmente, no acesso 13AU, se observam células comuns (Figura 9G) enquanto que na superfície abaxial estas são papilosas (Figura 9H). A epiderme tem a presença de compostos fenólicos, porém, no acesso 50J a coloração de algumas células é castanha e castanho-esverdeado, indicando composição química diferenciada (Figura 9E).

Com relação aos feixes vasculares, pode-se dizer que todos são colaterais e apresentam raios parenquimáticos no xilema, cavidades secretoras no tecido floemático,

cristais prismáticos associados aos tecidos de condução e fibras circundando o floema (Figura 9C,F,I). O acesso 7G possui 4 feixes dispostos centralmente, com dois feixes acessórios nas projeções (Figura 9A). O acesso 50J contém dois feixes centralizados e dois feixes acessórios nas projeções (Figura 9D). Estes acessos diferem das folhas jovens pela maior quantidade de feixes vasculares. O acesso 13AU possui um feixe centralizado e é o único que não tem vascularização acessória em seus tecidos (Figura 9G).

A área ocupada pelos feixes vasculares foi de 1924,83 μm^2 para o acesso 7G, o que representa 28,37% da estrutura ocupada com tecido vascular, em relação à área total. O acesso 50J apresentou 855,5 μm^2 , representando 28,62% em relação à área total. O acesso 13AU possui 448,38 μm^2 , representando 39,64%. Apesar da ráquis do acesso 13AU ter a menor área total, observa-se que área vascularizada do tecido, proporcionalmente, é bem maior se comparado com os demais acessos.

Na Tabela 4 é possível identificar as diferenças da ráquis entre as folhas e acessos estudados.

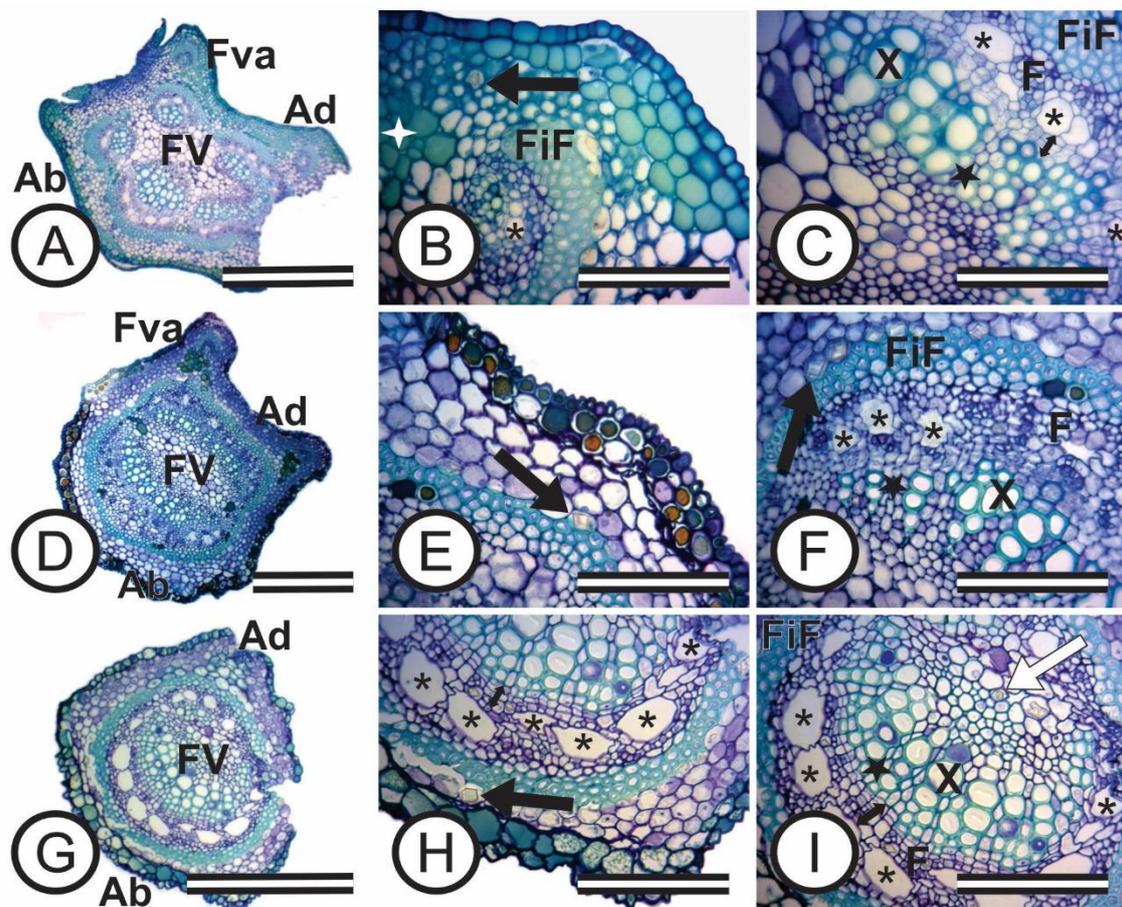


Figura 9. Ráquis da folha 3 dos acessos 7G (A, B e C), 50J (D, E e F) e 13AU (G, H e I) de *Desmanthus* spp. **A.** Vista transversal da ráquis de 7G com aspecto pentagonal. **B.** Destaque na epiderme e feixe vascular acessório. **C.** Detalhe do feixe vascular (procâmbio evidente). **D.** Vista transversal da ráquis de 50J com projeções superiores. **E.** Detalhe da epiderme e cristal prismático. **F.** Detalhe do feixe vascular (raios parenquimáticos no xilema). **G.** Ráquis de 13AU em seção transversal. **H.** Detalhe da epiderme, apresentando cristais prismáticos e procâmbio. **I.** Xilema, floema, cavidade secretora, procâmbio e drusa no feixe vascular. Barras: A = 50 μm ; D, G = 20 μm ; B,C,E,F,H,I = 10 μm .

Legenda: Ad = superfície adaxial ou superior; Ab = superfície abaxial ou inferior; FV = feixe vascular; Fva = feixe vascular acessório; X = xilema; F = floema; FiF: fibras de floema; () = cristais prismáticos; () = drusas; () = raios parenquimáticos; () = idioblastos ricos em compostos fenólicos; (*) = cavidade secretora no feixe vascular e () = procâmbio.

Tabela 4. Resumo da caracterização anatômica da ráquis da folha 1[#] e 3[#] de acessos de *Desmanthus* spp.

	7G		50J		13AU	
	Folha 1	Folha 3	Folha 1	Folha 3	Folha 1	Folha 3
Morfologia	Pentagonal	Pentagonal	Cilíndrico	Cilíndrico	-	Cilíndrico
Área total (μm^2)	4884,59	6784,36	3227,46	2989,6	-	1131,26
Projeções	Presente	Presente	Presente	Presente	-	Ausente
EPI	Comum	Comum	Comum	Cm-Pap	-	Cm-Pap
FV central	3	4	5	2	-	1
FV acessório	2	2	2	2	-	Ausente
Área FV (μm^2)	1017,99	1924,83	737,14	855,50	-	448,38
CS FLO	Presente	Presente	Presente	Presente	-	Presente
Drusas	Ausente	Ausente	Presente	Ausente	-	Presente
CRI	Presente	Presente	Presente	Presente	-	Presente
Raios PAR	Presente	Presente	Presente	Presente	-	Presente

[#]Folha 1: folha do 1º nó do ramo, no sentido do ápice para a base do caule; Folha 3: folha do 3º nó do ramo, no sentido do ápice para a base do caule. Obs.: **EPI** – aspecto da epiderme (Cm-Pap: comum tendendo à papilosas); **FV** – feixe vascular; **CS FLO** – cavidade secretora no tecido floemático; **CRI** – cristais prismáticos; **Raios PAR** – raios parenquimáticos observados no feixe vascular.

4.1.4. Peciólulo

Folha 1

A morfologia dos três acessos se assemelha, tendo em vista que a porção abaxial é arredondada (com aspecto de U), enquanto a porção superior apresenta projeções.

A área total do peciólulo no acesso 7G é de 641,45 μm^2 , enquanto que os acessos 50J e 13AU tiveram 1007,99 μm^2 e 718,18 μm^2 , respectivamente.

A epiderme é comum em todos os acessos, exceto o 13AU, que apresenta epiderme papilosa (Figura 10E,F). A coloração das células epidérmicas é de um verde menos intenso e em algumas células a cor é verde-amarelado (Figura 10A,C). Tal fato leva a crer que há uma menor concentração de compostos fenólicos, pois há uma mistura com outras substâncias.

Verifica-se a presença de células de parênquima adjacentes a epiderme nos três acessos, em que se enfatiza o tamanho maior destas células se comparadas com as da epiderme (Figura 10A,C,E).

O feixe vascular dos acessos localiza-se centralmente, é colateral e apresenta um feixe acessório na projeção adaxial (Figura 10A,C,E). Logo abaixo do feixe acessório encontram-se numerosos idioblastos com compostos fenólicos nos acessos 7G e 50J (Figura 10B,D).

Observam-se cavidades secretoras em formação no tecido floemático dos acessos 7G e 50J, exceto no acesso 13AU, pois verificam-se estabelecidas (Figura 10B,D,E).

A área ocupada pelos feixes vasculares, em relação à área total, foi de 95,61 μm^2 para o acesso 7G, o que representa 14,9% da estrutura ocupada com tecido vascular. O acesso 50J teve 250,61 μm^2 , representando 24,86% em relação à área total. O acesso 13AU possui 220,09 μm^2 , representando 30,65%, que em termos proporcionais é maior que os demais.

Não se verificaram cristais prismáticos nos acessos 7G e 50J, apenas no 13AU (Figura 10F). Foi detectada a presença de raios parenquimáticos do xilema em todos os acessos (Figura 10B,D,F).

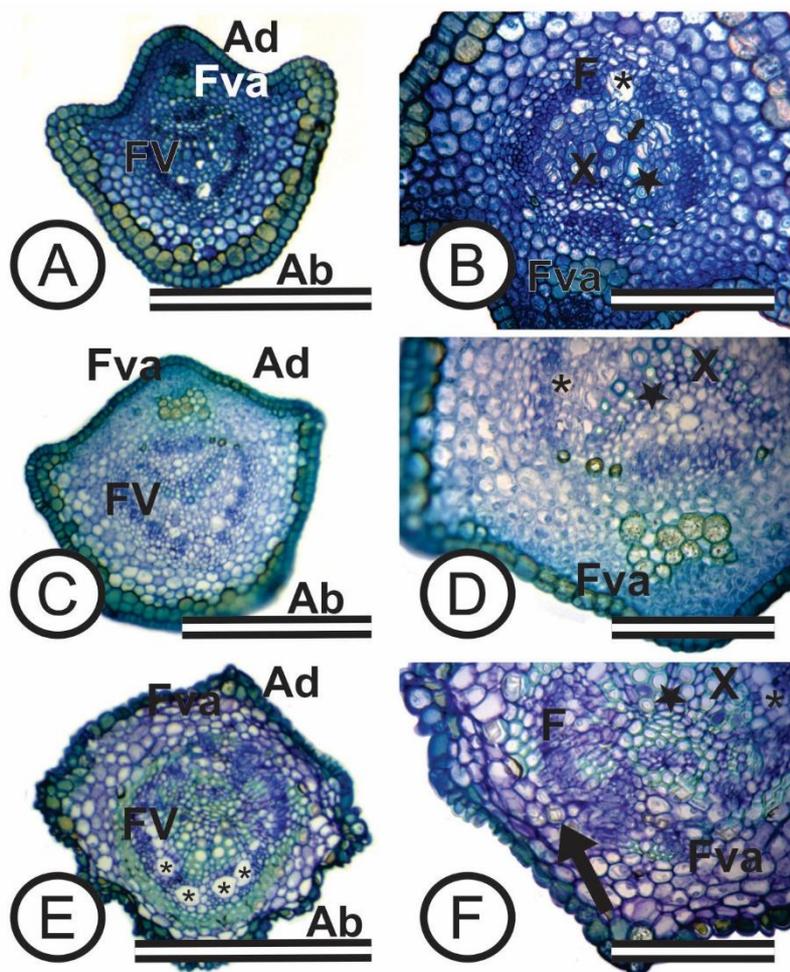


Figura 10. Peciólulo da folha 1 dos acessos 7G (A, B), 50J (C, D) e 13AU (E,F) de *Desmanthus* spp. Os três acessos apresentam feixe vascular

acessório em maturação. **A.** Vista transversal do peciólulo de 7G com aspecto de U, inferiormente. **B.** Destaque na epiderme, feixe vascular principal e feixe vascular acessório (procâmbio evidente). **C.** Vista transversal do peciólulo de 50J com aspecto de U na porção inferior. **D.** Detalhe da epiderme, feixe vascular principal e acessório. **E.** Morfologia do peciólulo de 13AU com aspecto em U na seção transversal. **F.** Detalhe do feixe vascular principal e acessório (raios parenquimáticos no xilema). Barras: A,C,E = 20 μm ; B,D,F = 10 μm .

Legenda: Ad = superfície adaxial ou superior; Ab = superfície abaxial ou inferior; FV = feixe vascular; Fva = feixe vascular acessório; X = xilema; F = floema; (■) = cristais prismáticos; (★) = raios parenquimáticos; (*) = cavidade secretora no floema; (↔) = procâmbio.

Folha 3

A morfologia dos três acessos é semelhante à descrição feita para a folha 1 (Figura 11A,C,E). A diferença principal é observada no tamanho da estrutura, comparando-se a folha 1 com a 3. Assim, verifica-se que a área total do peciólulo na folha mais madura do acesso 7G é de 904,39 μm^2 , enquanto que os acessos 50J e 13AU tiveram 1113,04 μm^2 e 666,20 μm^2 , respectivamente.

As células epidérmicas dos acessos avaliados tem presença de compostos fenólicos, sendo classificadas como comuns, comuns tendendo à papilosas e papilosas no acesso 7G, 50J e 13AU, respectivamente (Figura 11A,C,E).

São comuns aos três acessos as células parenquimáticas adjacentes à epiderme, um feixe vascular central (colateral) e um feixe acessório em formação na projeção superior (Figura 11A,C,E).

Da mesma forma que na folha 1, encontram-se numerosos idioblastos com compostos fenólicos abaixo do feixe vascular acessório nos acessos 7G e 50J (Figura 11B,D).

São observados raios parenquimáticos do xilema no acesso 50J e 13AU (Figura 11D,F). No acesso 7G o xilema encontrava-se em desenvolvimento, podendo ser visualizado algumas células primordiais do metaxilema (Figura 11B).

A área ocupada pelos feixes vasculares, em relação à área total, foi de 167,52 μm^2 para o acesso 7G, o que representa 18,52% da estrutura ocupada com tecido vascular. O acesso 50J teve 271,99 μm^2 , representando 24,44% em relação à área total. O acesso 13AU possui 144,55 μm^2 , representando 21,7%. Observa-se, portanto, que o acesso 50J apresentou maior tamanho do peciólulo quando comparado aos demais.

Ocorrem cristais prismáticos e cavidades secretoras no floema em todos os acessos (Figura 11B,D,F). As cavidades secretoras estavam em formação no acesso 50J

(Figura 11D). Na Tabela 5 é possível identificar as diferenças entre as folhas e acessos estudados.

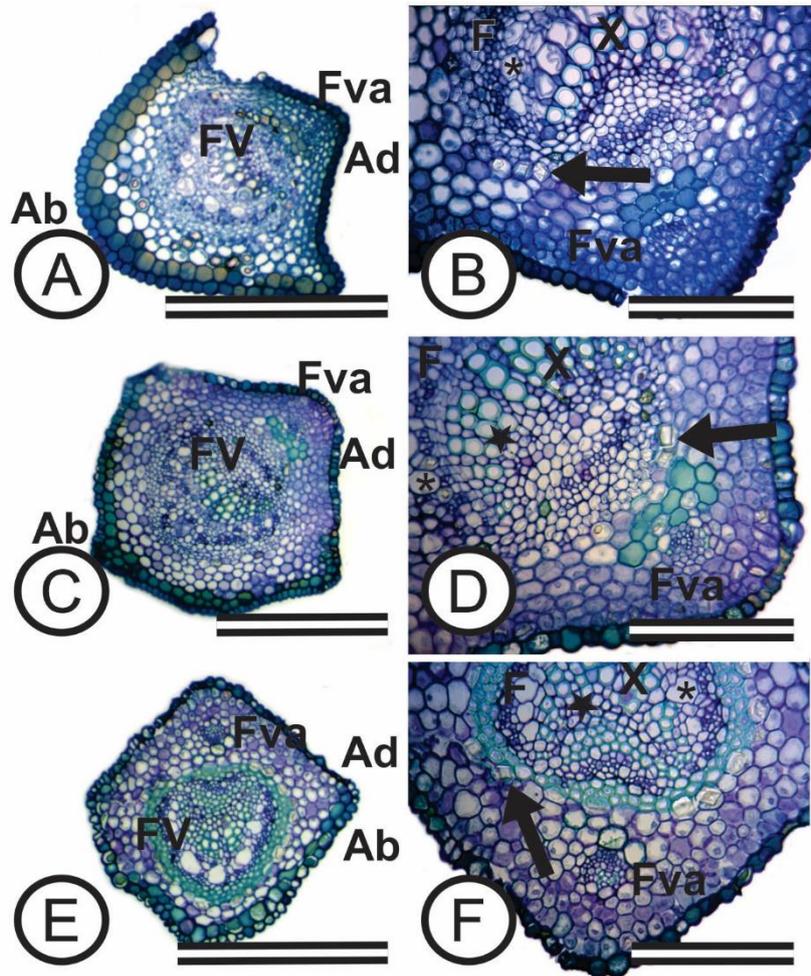


Figura 11. Peciólulo da folha 3 dos acessos 7G (A, B), 50J (C, D) e 13AU (E,F) de *Desmanthus* spp. **A.** Vista transversal do peciólulo de 7G com aspecto de U, inferiormente. **B.** Destaque na epiderme, feixe vascular principal e feixe vascular acessório. Note células do xilema em formação **C.** Vista transversal do peciólulo de 50J com aspecto de U na porção inferior. **D.** Detalhe da epiderme, feixe vascular principal e acessório. **E.** Morfologia do peciólulo de 13AU. **F.** Detalhe do feixe vascular principal e acessório (raios parenquimáticos no xilema). Barras: A,C,E = 20 μ m; B,D,F = 10 μ m.

Legenda: Ad = superfície adaxial ou superior; Ab = superfície abaxial ou inferior; FV = feixe vascular; Fva = feixe vascular acessório; X = xilema; F = floema; (➡) = cristais prismáticos; (★) = raios parenquimáticos; (*) = cavidade secretora no floema; (↔) = procâmbio.

Tabela 5. Resumo da caracterização anatômica do peciólulo da folha 1[#] e 3[#] de acessos de *Desmanthus* spp.

	7G		50J		13AU	
	Folha 1	Folha 3	Folha 1	Folha 3	Folha 1	Folha 3
Morfologia	Aspecto U					
Projeções	Presente	Presente	Presente	Presente	Presente	Presente
Área total (µm ²)	641,45	904,39	1007,99	1113,04	718,18	666,20
EPI	Comum	Comum	Comum	Cm-Pap	Papilosa	Papilosa
FV central	1	1	1	1	1	1
FV acessório	1	1	1	1	1	1
Área FV (µm ²)	95,61	167,52	250,61	271,99	220,09	144,55
CS FLO	Presente	Presente	Presente	Presente	Ausente	Presente
CRI	Ausente	Presente	Ausente	Presente	Presente	Presente
Raios PAR	Presente	Ausente	Presente	Presente	Presente	Presente

[#]Folha 1: folha do 1º nó do ramo, no sentido do ápice para a base do caule; Folha 3: folha do 3º nó do ramo, no sentido do ápice para a base do caule. Obs.: **EPI** – aspecto da epiderme (Cm-Pap: comum tendendo à papilosas); **FV** – feixe vascular; **CS FLO** – cavidade secretora no tecido floemático; **CRI** – cristais prismáticos; **Raios PAR** – raios parenquimáticos observados no feixe vascular.

4.1.5. Foliólulo

Folha 1

As células epidérmicas dos acessos avaliados têm aspecto comum. Algumas destas células apresentaram tom esverdeado, evidenciando presença de compostos fenólicos em 50J e 13AU (Figura 12D,F).

O mesofilo dos acessos 7G e 50J é homogêneo, com quatro camadas de células irregulares (Figura 12A,B,C,D). O acesso 13AU evidenciou mesofilo heterogêneo, com 5 camadas, sendo uma camada de células paliçádicas de formato retangular e quatro camadas de células lacunosas com formato irregular (Figura 12E,F).

Verifica-se, em todos os acessos, feixes vasculares de diferentes calibres ao longo do mesofilo. Ao redor dos feixes verifica-se a presença de bainha vascular. Vale salientar que no acesso 13AU se verificou a presença de cristais prismáticos na bainha vascular (Figura 12E,F).

Com relação aos espaços intercelulares, as folhas jovens dos acessos 7G e 50J apresentaram um adensamento em seu mesofilo (Figura 12A,C). De forma contrária, o acesso 13AU apresentou alguns espaços tanto no parênquima paliçádico como no lacunoso, evidenciando câmara subestomática na superfície adaxial e abaxial (Figura 12E,F).

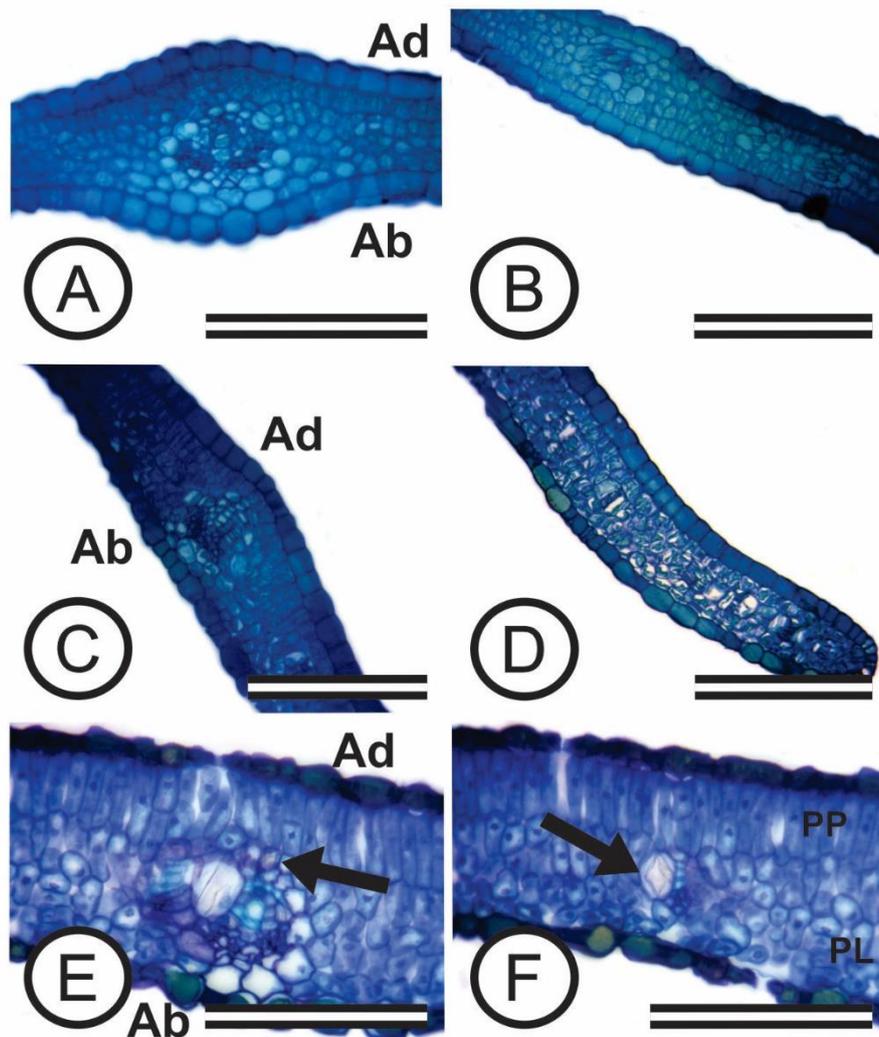


Figura 12. Foliólulo da folha 1 dos acessos 7G (A, B), 50J (C, D) e 13AU (E, F) de *Desmanthus* spp. **A.** Vista transversal na região do feixe principal do foliólulo de 7G. **B.** Epiderme e mesofilo homogêneo no detalhe. **C.** Vista transversal do foliólulo de 50J com mesofilo homogêneo. **D.** Células da epiderme com compostos fenólicos. **E.** Vista transversal do foliólulo de 13AU com mesofilo heterogêneo. **F.** Epiderme apresentando células com compostos fenólicos (coloração esverdeada). Cristal prismático associado ao feixe vascular e câmara subestomática (acima da barra). Barras: A-F = 10 µm.

Legenda: (➡)= cristais prismáticos; Ad = superfície adaxial ou superior; Ab = superfície abaxial ou inferior; PP = parênquima paliçádico; PL = parênquima lacunoso.

Folha 3

Da mesma forma que nas folhas jovens, todos os acessos tem uma única camada de células epidérmicas em ambas as faces, de composição química mista (coloração castanho-esverdeada) (Figura 13B,D). Destaca-se maior riqueza de compostos fenólicos na epiderme do acesso 13AU (Figura 13E,F).

O mesofilo de todos os acessos heterogêneo, característica que difere da folha 1, no caso dos acessos 7G e 50J. Nestes dois acessos verifica-se uma camada de

parênquima paliçádico e três camadas de parênquima lacunoso, enquanto que o 13AU apresenta uma camada de parênquima paliçádico e duas de lacunoso (Figura 13B,D,F). Em todos os acessos estudados verifica-se que as células do parênquima paliçádico têm formato retangular, enquanto que as do parênquima lacunoso tem um formato irregular.

Ocorrem feixes vasculares de diferentes portes ao longo do mesofilo, em todos os acessos (Figura 13B,D,F). No acesso 50J ocorrem cristais prismáticos solitários na bainha vascular (Figura 13C).

Observa-se a presença de espaços intercelulares no parênquima lacunoso, em que o 7G tem poucos se comparado ao 50J, que são numerosos (Figura 13B,C). Em contrapartida, o acesso 13AU mostra um adensamento muito grande em seu mesofilo onde não é possível observar a presença de tais espaço (Figura 13F). Tais características diferem do encontrado nas folhas jovens. Na Tabela 6 é possível identificar as diferenças entre as folhas e acessos estudados.

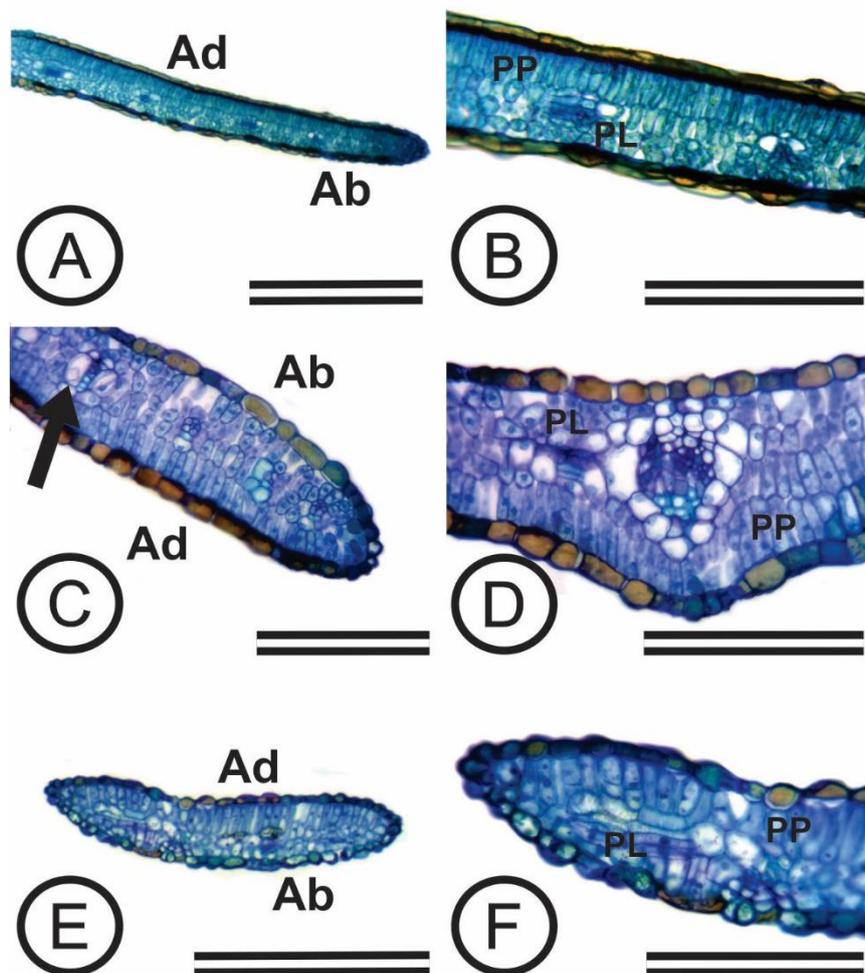


Figura 13. Foliólulo da folha 3 dos acessos 7G (A, B), 50J (C, D) e 13AU (E, F) de *Desmanthus* spp. **A.** Vista transversal do foliólulo de 7G. **B.** Epiderme e mesofilo no detalhe, com espaços intercelulares no parênquima lacunoso. **C.** Vista transversal do foliólulo de 50J. Cristal prismático em feixe de pequeno porte e espaços intercelulares no parênquima lacunoso **D.** Foliólulo de 50J com destaque do feixe vascular principal (algumas células da epiderme com compostos fenólicos) **E.** Vista transversal do foliólulo de 13AU. **F.** Detalhe da epiderme com riqueza de compostos fenólicos. Barras: A,E = 20 µm; B,C,D, F = 10 µm.

Legenda:  = cristais prismáticos; Ad = superfície adaxial ou superior; Ab = superfície abaxial ou inferior; PP = parênquima paliçádico; PL = parênquima lacunoso.

Tabela 6. Resumo da caracterização anatômica do foliólulo da folha 1[#] e 3[#] de acessos de *Desmanthus* spp.

	7G		50J		13AU	
	Folha 1	Folha 3	Folha 1	Folha 3	Folha 1	Folha 3
EPI	Comum	Comum	Comum	Comum	Comum	Comum
Classif. MES	Homogêneo	Heterogêneo	Homogêneo	Heterogêneo	Heterogêneo	Heterogêneo
Camadas MES	4	4	4	4	5	3
Paliçádico	-	1	-	1	1	1
Lacunoso	-	3	-	3	4	2
CRI	Ausente	Ausente	Ausente	Presente	Presente	Ausente
EIC	Adensado	Pouco	Adensado	Muito	Pouco	Adensado

[#]Folha 1: folha do 1º nó do ramo, no sentido do ápice para a base do caule; Folha 3: folha do 3º nó do ramo, no sentido do ápice para a base do caule. Obs.: **EPI** – aspecto da epiderme; **Classif. MES** – classificação do mesofilo quanto a diferenciação do parênquima; **Camadas MES** – número de camadas que compõem o mesofilo; **CRI** – cristais prismáticos; **EIC** – espaço intercelular.

4.2. Histoquímica

Na caracterização histoquímica os testes com reagente de Wagner (alcaloides), vanilina clorídrica (taninos condensados) e ácido sulfúrico PA (lactonas sesquiterpênicas) foram negativos. Não foi possível realizar testes histoquímicos em algumas das frações estudadas, devido à problemas com as amostras (Tabela 9).

A histolocalização do amido foi feita com lugol, no entanto, a reação foi mais forte quando se utilizou o reagente de Wagner (Figura 15). Isso se deu pela maior concentração de iodeto de potássio e iodo no reagente de Wagner em relação ao lugol. Nesse sentido, as imagens apresentadas são do teste para alcaloides, tendo em vista que foi negativo e realçou melhor a presença de amido.

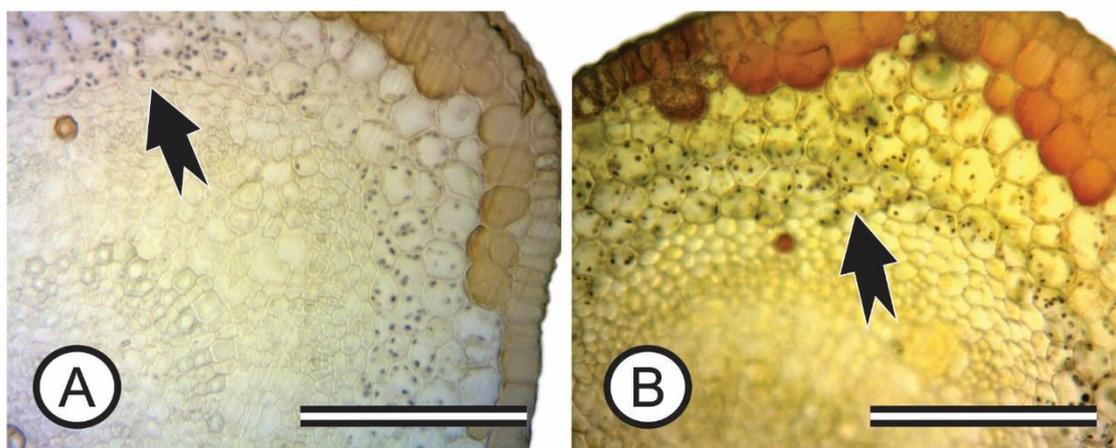


Figura 14. Pecíolo da folha 1 evidenciando a histolocalização do amido usando lugol (A) e reagente de Wagner (B). Seta: grânulos de amido. Barra: 10 μ m.

Em todos os acessos estudados verificou-se a bainha amilífera do pecíolo, na camada mais interna do parênquima cortical, evidenciando a endoderme (Figura 16A). O parênquima cortical da ráquis e pecíolo apresentou amido (Figura 15), levando a crer que provavelmente este tecido é fotossintetizante (clorênquima).

No pecíolo da folha jovem destaca-se a ausência de fibras, exceto no acesso 13AU. A menor lignificação dos elementos condutores do xilema é visível na folha 1, se comparado com a folha 3, devido a coloração menos intensa (Figura 16J,K,L).

Observou-se em todos os acessos que a epiderme, nectário extrafloral e os tricomas presentes no epitélio secretor apresentaram cutícula marcada, quando submetidos ao Sudan III (Figura 16D,E,F).

Compostos fenólicos gerais foram observados, majoritariamente, na epiderme e nas células parenquimáticas adjacentes a esta (Figura 16N,O). No pecíolo dos acessos 7G e 50J, especificamente, verificou-se a presença destes compostos distribuídos por todo o parênquima (Figura 16M). Este fato corrobora com a histolocalização dos compostos fenólicos feita na descrição anatômica, identificados pela coloração esverdeada em azul de toluidina.

4.3. Acesso 7G

Foi detectado, em todas as folhas e frações estudadas a presença de amido, com coloração escura, no parênquima cortical, medular e no mesofilo (Figura 16A,B,C); grânulos de proteína, em tom azulado (exceto nos foliólulos), localizados no parênquima cortical, medular e em raios parenquimáticos do xilema (Figura 16H); cutícula revestindo as frações estudadas, com coloração vermelha intensa (Figura 16E,F), evidenciando sua natureza lipídica (exceto no pecíolo da folha 1); compostos

fenólicos gerais distribuídos no parênquima cortical (pecíolo) e epiderme (Figura 16M,N,O), apresentando coloração escura em cloreto férrico (exceto na ráquis da folha 3) e; lignina nos elementos de condução do xilema e fibras esclerenquimáticas (Figura 16J,L), com tom rosáceo, em reação com floroglucina ácida (exceto no foliólulo da folha 1). O resumo destas reações encontra-se na Tabela 7.

Tabela 7. Resumo da caracterização histoquímica das folhas 1[#] e 3[#] do acesso 7G

	Fração	AMI	GP	LIP	CF	LIG
Folha 1	Pecíolo	+++	+++	++	++	++
	Nectário	++	++	+++	++	+++
	Ráquis	++	++	+	+++	+
	Peciólulo	+++	+++	-	+++	++
	Foliólulo	+	-	+	+	-
Folha 3	Nectário	++	+	+++	+++	+++
	Ráquis	+	+++	++	-	+++
	Peciólulo	+++	++	+	+	+++
	Foliólulo	++	-	+	+	+

[#]Folha 1: folha do 1º nó do ramo, no sentido do ápice para a base do caule; Folha 3: folha do 3º nó do ramo, no sentido do ápice para a base do caule. Obs.: reação positiva intensa (+++), moderada (++) e fraca (+). Reação negativa (-). AMI = amido; GP = grânulos proteicos; LIP = lipídeos; CF = compostos fenólicos gerais; LIG = lignina.

4.4. Acesso 50J

Semelhante ao acesso 7G, foi detectada a presença de amido no parênquima cortical, medular e no mesofilo (Figura 16A,B,C); cutícula; compostos fenólicos gerais no parênquima cortical (pecíolo) e epiderme (Figura 16M,N,O); lignina nos elementos de condução do xilema e fibras esclerenquimáticas (Figura 16I,J,K,L); grânulos de proteína, localizados no mesofilo, parênquima cortical, medular e em raios parenquimáticos do xilema (exceto no pecíolo da folha 3) (Figura 16G,H). Todas as reações encontram-se resumidas na Tabela 8.

Tabela 8. Resumo da caracterização histoquímica das folhas 1[#] e 3[#] do acesso 50J

	Fração	AMI	GP	LIP	CF	LIG
Folha 1	Pecíolo	+++	+++	++	+++	+++
	Nectário	+	+++	+++	++	++
	Ráquis	+	+++	++	+++	++
	Peciólulo	+++	+++	+	+++	++
	Foliólulo	+	+	+	+	+
Folha 3	Pecíolo	+++	-	++	++	++
	Nectário	+++	+++	+++	+	+++
	Ráquis	+	+++	+++	+++	+++
	Peciólulo	+	+++	++	+	+++
	Foliólulo	+++	+	+	+++	++

[#]Folha 1: folha do 1^o nó do ramo, no sentido do ápice para a base do caule; Folha 3: folha do 3^o nó do ramo, no sentido do ápice para a base do caule. Obs.: reação positiva intensa (+++), moderada (++) e fraca (+). Reação negativa (-). AMI = amido; GP = grânulos proteicos; LIP = lipídeos; CF = compostos fenólicos gerais; LIG = lignina.

4.5. Acesso 13AU

Foi detectada a presença de amido no parênquima cortical e medular da ráquis e peciólulo, como nos raios parenquimáticos do nectário da folha 3 e no mesofilo (Figura 16A,B,C); cutícula; compostos fenólicos (Figura 16M,N,O), exceto no nectário por perda de amostra; lignina (Figura 16J,K,L), exceto no nectário e foliólulo da folha 3; grânulos de proteína, localizados no mesofilo, parênquima cortical, medular e em raios parenquimáticos do xilema (Figura 16G,H), exceto no nectário. Todas as reações encontram-se resumidas na Tabela 9.

Tabela 9. Resumo da caracterização histoquímica das folhas 1[#] e 3[#] do acesso 13AU

	Fração	AMI	GP	LIP	CF	LIG
Folha 1	Pecíolo	+++	++	+++	+	++
	Nectário	SA	++	+++	SA	++
	Peciólulo	+++	+++	++	++	+++
	Foliólulo	++	+++	+	++	+
Folha 3	Pecíolo	++	+++	++	+	+++
	Nectário	+++	-	+++	SA*	SA
	Ráquis	+++	+++	++	++	+++
	Peciólulo	++	+++	+	++	+++
	Foliólulo	++	+++	+	++	SA

[#]Folha 1: folha do 1^o nó do ramo, no sentido do ápice para a base do caule; Folha 3: folha do 3^o nó do ramo, no sentido do ápice para a base do caule. *Sem amostra. Obs.: reação positiva intensa (+++), moderada (++) e fraca (+). Reação negativa (-). AMI = amido; GP = grânulos proteicos; LIP = lipídeos; CF = compostos fenólicos gerais; LIG = lignina.

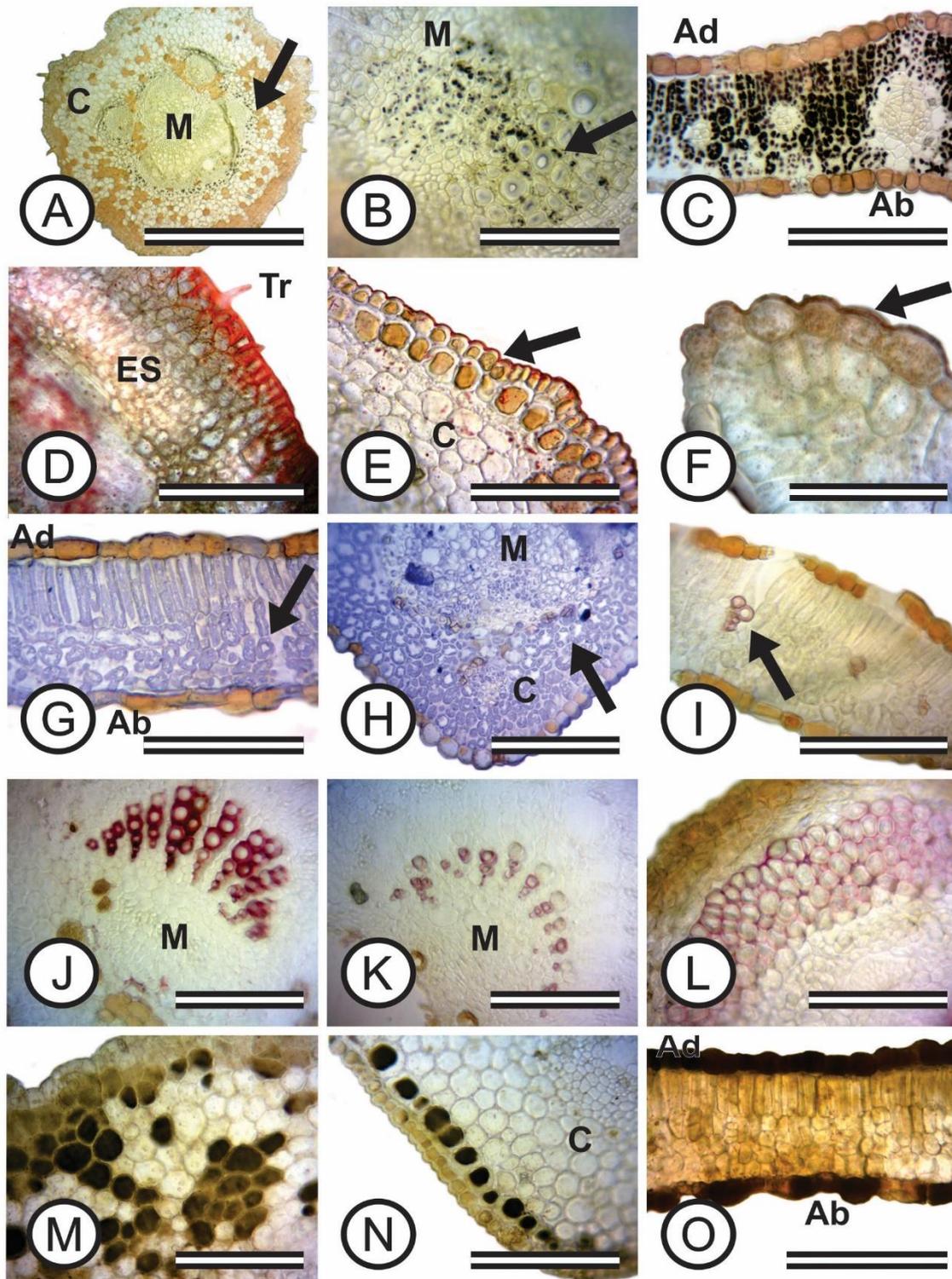


Figura 15. Identificação histoquímica de amido, lipídeos, grânulos proteicos, lignina e compostos fenólicos nos acessos de *Desmanthus* spp. **A.** Bainha amilífera evidenciando a endoderme do pecíolo (seta). **B.** Histolocalização do amido no parênquima medular e raios parenquimáticos do xilema (seta). **C.** Presença massiva de amido no mesofilo. **D.** Cutícula revestindo o epitélio secretor e tricoma do nectário extrafloral. **E.** Cutícula revestindo a epiderme da ráquis (seta). **F.** Epiderme do foliólulo revestido por cutícula (seta). **G.** Grânulos de proteína no mesofilo (seta). **H.** Grânulos de proteína no parênquima cortical e medular (seta). **I.** Elemento de condução do xilema no mesofilo apresentando lignificação (coloração rosácea – seta). **J.** Vasos condutores do xilema no peciólulo da folha 3 apresentando lignificação (coloração rosácea). **K.** Vasos condutores do xilema no peciólulo da folha 1 apresentando lignificação (coloração rosácea). **L.** Fibras de esclerenquima lignificadas. **M.** Compostos fenólicos no

parênquima cortical do pecíolo (células de cor escura). **N.** Células parenquimáticas adjacentes à epiderme evidenciando a presença de compostos fenólicos (células de cor escura). **O.** Foliólulo apresentando epiderme rica em compostos fenólicos (células de cor escura). Barras: A = 50 μm ; B,C,D,E,G,H,I,J,K,L,M,N,O = 10 μm ; F = 5 μm .

Legenda: Ad = superfície adaxial ou superior; Ab = superfície abaxial ou inferior; M = medula; C = córtex; ES = epitélio secretor; Tr = tricoma.

5. DISCUSSÃO

4.1. Pecíolo

Os resultados obtidos mostram diferenças morfológicas entre os acessos e folhas avaliados, no entanto, os tecidos que os compõem são sempre os mesmos. A vascularização a principal diferença entre os acessos e isso se dá pela maior aclimação às condições de manejo impostas. O 7G pode ter sido o mais produtivo pelo fato de apresentar maior tamanho do pecíolo, além de possuir dois feixes vasculares acessórios, fato este não observado nas folhas maduras dos demais acessos. Esta característica pode estar relacionada com o maior fluxo de água e nutrientes para a folha, possibilitando maior desenvolvimento e crescimento (Lempp, 2013).

A produtividade vegetal relaciona-se diretamente com a disponibilidade hídrica, uma vez que a água fornece elétrons (utilizados no fotossistema II) que, excitados pela luz, geram energia suficiente para causar a regeneração do NADP^+ à NADPH^+ . Além disto, os prótons (H^+) gerados na clivagem da água são acumulados no lume do tilacóide e, por meio do aumento do gradiente eletroquímico, acaba havendo um fluxo deste para o estroma pela enzima ATP-sintase, promovendo a produção de ATP (Taiz e Zeiger, 2009). Isso significa dizer que sem água não se tem ATP e NADPH^+ , resultando em déficit na assimilação de CO_2 e, conseqüentemente, na produção de carboidratos.

Para que o vegetal realize a fotossíntese é necessária a absorção do CO_2 atmosférico, que por sua vez depende da abertura estomática. Desta forma acontece a transpiração, pois a planta perde água para o ambiente em troca da absorção de dióxido de carbono. Por isto que a disponibilidade hídrica é necessária a planta, pois a fotossíntese só ocorre com a presença de água e CO_2 . Com o intuito de manter a fotossíntese a planta absorve muita água, fazendo um fluxo contínuo de água pelo vegetal e isso possibilita a absorção dos nutrientes presentes no solo.

Além da importância na fotossíntese, salienta-se a importância direta da água na termorregulação do vegetal. Este é um fator imprescindível para as plantas de regiões Semiáridas, tendo em vista que estão susceptíveis a altas temperaturas, elevados índices de radiação solar e baixa umidade relativa do ar.

Diniz (2016) observou maior produtividade do acesso 7G em seu estudo, verificando ainda a maior quantidade de folhas por ramos, número de folhas total e maior diâmetro do caule. Salienta-se as diferentes intensidades e frequências de corte estudadas pela autora, mas estas características morfológicas podem indicar que o acesso 7G é mais adaptado ao manejo de corte imposto.

Semelhantemente, Calado et al. (2016) relataram maior número de folhas por ramos e produção total de folhas no acesso 7G, seguido do 50J e por fim o 13AU. Este fato evidencia a adaptabilidade do acesso 7G às condições ambientais e ao manejo imposto. Portanto, é possível que o acesso 7G tenha uma melhor termorregulação devido ao maior fluxo de água, resultando no melhor desempenho quando comparado aos demais.

Com relação à morfologia dos acessos aqui avaliados, observa-se que os resultados obtidos no presente trabalho são semelhantes ao obtido por Zamora-Natera e Terrazas (2012). Estes autores estudaram a anatomia do pecíolo de quatro espécies do gênero *Lupinus* (Fabaceae) e verificaram morfologia circular em todas as espécies avaliadas, contudo, a quantidade e disposição dos feixes vasculares diferiram. Uma das espécies estudadas apresentou feixe vascular cilíndrico, enquanto as demais tiveram um formato de anel descontínuo com maior tamanho dos feixes. Além disso, três espécies tiveram a presença de fibras perivasculares e a que não apresentou tal característica possui parênquima cortical espesso, com 6 a 8 camadas de células.

No presente estudo observou-se, na folha 1 (7G e 50J) e 3 (50J e 13AU), a presença de células parenquimáticas corticais dispostas em várias camadas, semelhantemente ao encontrado por Zamora-Natera e Terrazas (2012) e Ferrarotto e Jáuregui (2008). Devido à ausência de fibras esclerenquimáticas nos acessos supracitados, é possível que o parênquima cortical espessado proporcione resistência mecânica, dando rigidez à folha. Nos acessos que não apresentaram tais camadas (folha 1 do acesso 13AU e folha 3 do 7G) existem poucas camadas de células parenquimáticas no córtex, no entanto, se observam fibras de floema, que podem estar diretamente relacionadas com a resistência mecânica para o suporte da folha.

Zoric et al. (2012) estudando espécies do gênero *Trifolium* verificaram uma camada de colênquima nos pecíolos de maior calibre. Foram observadas ainda células de esclerênquima (fibras) circundando o floema e em alguns casos este circunda todo o feixe vascular. Segundo os autores, estes mecanismos promovem maior resistência para o suporte das folhas, corroborando com as observações obtidas no presente trabalho.

Com relação a folha jovem, a quantidade de feixes vasculares é maior no acesso 50J e 13AU, provavelmente para promover o crescimento mais acelerado das folhas tendo em vista que estes acessos tiveram menor produção de folhas. Em contrapartida, a folha jovem do acesso 7G apresenta morfologia cilíndrica e um único feixe central, diferindo anatômica e morfológicamente da folha adulta. Provavelmente, este mecanismo foi adotado nos acessos 50J e 13AU para incrementar o fluxo de água e nutrientes e favorecer a expansão da folha jovem.

A presença de cristais prismáticos, em ambas as folhas dos acessos estudados, pode ter ocorrido como forma de regular o conteúdo de Ca. Este mineral pode ter absorvido em excesso pela raiz como também transportado pelo fluxo respiratório da planta, em que a água evapora e o Ca se acumula, sendo este o principal motivo pelo qual há acúmulo de cristais próximo aos feixes vasculares. Independentemente da quantidade de feixes vasculares e dos raios parenquimáticos no xilema (responsáveis pelo movimento da água na planta no sentido vertical e horizontal), houve a ocorrência de cristais em todos os acessos, levando a crer na regulação genética deste fenômeno (Franceschi e Nakata, 2005).

Muitos trabalhos relataram a presença de cristais associados aos feixes vasculares do pecíolo de várias espécies da família *Fabaceae* (Zoric et al., 2012; Ferrarotto e Jáuregui (2008); Zoric et al., 2014; Rotondi et al., 2003, França, 2012; Da Silva et al., 2013). Nesse sentido, os cristais tem grande importância taxonômica devido a regulação genética envolvida, em que se verifica um padrão de tecidos e órgãos que os mesmos ocorrem.

Além da regulação promovida, os cristais podem formar uma barreira física em torno dos tecidos condutores, principalmente do floema, servindo de proteção contra a predação por herbívoros (Franceschi e Nakata, 2005; Molano-Flores, 2001). Muitas das observações do atual estudo corroboram com este fato, em que os cristais ocorrem sempre associados aos tecidos de condução.

Apesar das funções já conhecidas, pouco se sabe sobre a função das drusas nos tecidos vegetais e, principalmente, por que ocorrem cristais de morfologias diversas num mesmo tecido. A presença de cristais no pecíolo do acesso 13AU, particularmente na folha jovem, e no 50J (em ambas as folhas) foram mais intensas levando a crer que estas plantas encontram-se sob estresse pelo manejo imposto. O que pode ter acontecido no caso do acesso 13AU é pouca adaptabilidade às condições climáticas locais,

associando ainda com um atenuante que é o manejo de corte proposto, tendo em vista que é originada de programas de melhoramento vegetal da Austrália.

4.2. Nectário extrafloral

Os nectários observados no presente estudo são idênticos aos descritos por Melo et al. (2010b). As diferenças encontradas entre os acessos são relativas ao tamanho da estrutura e a sua vascularização. Os acessos 7G e 50J em ambas as folhas apresentaram 5 feixes vasculares, enquanto o 13AU (ambas as folhas) tem dois feixes acessórios e um principal colateral. Esta disposição varia, provavelmente devido à diferença de espécies, em que os acessos 7G e 50J são *D. pernambucanus* (L.) Thellung e o acesso 13AU é *D. virgatus* (L.) Wild.

Observam-se alterações no diâmetro destas estruturas, que podem ser relacionadas diretamente com a produtividade dos acessos, levando em conta que o diâmetro do 7G é maior que os demais, particularmente na folha 1. Em contrapartida, a folha 3 do acesso 7G teve a área total menor que o 50J, no entanto, nota-se que o epitélio secretor do 7G foi danificado no preparo da lâmina ocasionando, possivelmente, essa menor área. O acesso 13AU, em ambas as folhas, teve a menor área total comparado aos demais.

A vascularização no nectário do acesso 7G foi maior na folha 3, quando comparado aos demais, no entanto, a folha 1 foi maior no acesso 50J. Provavelmente, o acesso 50J tem maior prioridade na secreção de néctar ou, simplesmente, busca a maturação mais rápida do nectário para se beneficiar da simbiose com as formigas. O nectário do acesso 13AU evidenciou um feixe acessório a menos na folha 3, mas, apesar disso, teve a maior proporção de área vascularizada em ambas as folhas, quando comparado com os demais acessos. Isso se deu, provavelmente, como forma de se aclimatar ao ambiente e assim permitir um fluxo satisfatório de seiva orgânica e inorgânica para o nectário do acesso 13AU.

Thomas e Vishwakarma (1992) avaliando a estrutura anatômica do nectário extrafloral de *D. varigatus* relataram a presença de epiderme secretora com aspecto paliçádico; tecido parenquimático nectarífero, logo abaixo do epitélio secretor; sistema vascular bem caracterizado, com quatro feixes; elementos crivados do floema suprindo as células do parênquima nectarífero; tricomas tectores unicelulares na epiderme secretora; presença de cristais prismáticos e poliédricos e células do xilema lignificadas.

Todos estes tecidos foram relatados no presente trabalho, corroborando com a descrição feita por estes autores.

Em todos os acessos foram verificados tricomas não-glandulares no epitélio secretor. Segundo Thomas e Vishwakarma (1992) a presença destes tricomas tem importância taxonômica, pois não se observa tal característica nos nectários das subfamílias Papilionoidae e Caesalpinoideae, tendo em vista que o gênero *Desmanthus* é da subfamília Mimosoidae. Além disso, os tricomas no epitélio secretor estão relacionados com a secreção do néctar, por meio do rompimento cuticular (Castro e Machado, 2006; Fahn, 1988).

Melo et al. (2010b) descreve que os nectários da subfamília Mimosoidae são quase idênticos em termos de organização, encontrando-se diferença na posição e número dos feixes vasculares. Em descrição feita para a *D. pernambucanus*, relatam que abaixo da zona secretora existe uma zona de células lignificadas, verificando-se a presença de feixes vasculares que podem irrigar exclusivamente o nectário. As células epidérmicas são papilosas, e na epiderme secretora se observam tricomas e cutícula fina. A secreção do néctar se dá pelo rompimento da cutícula, corroborando com o exposto por Castro e Machado (2006).

A descrição feita no presente estudo corrobora com Melo et al. (2010b), diferindo apenas no número de feixes vasculares observados. Com isso, é provável que o número de feixes vasculares tenha variado devido às diferenças encontradas no ambiente, uma vez que as plantas aqui avaliadas foram coletadas em plena estação seca. Assim, é possível que a vascularização tenha sido maior como tentativa de otimizar a translocação de água e nutrientes.

O nectário extrafloral tem função imprescindível à planta por atrair insetos simbiotes, protegendo-a contra invasores externos, como os herbívoros e demais insetos. Isto é um grande benefício para a planta, no entanto, pode ser um problema quando utilizada na alimentação animal, tendo em vista que os animais podem diminuir o consumo devido ao ataque das formigas. Nesse sentido, devem ser buscadas soluções que promovam a utilização desta planta na alimentação sem que cause qualquer prejuízo para os animais.

4.3. Ráquis e pecíolo

Observa-se a mesma tendência observada no pecíolo e no nectário extrafloral, em que a área total da ráquis no acesso 7G, em ambas as folhas, é superior aos demais.

Isto mostra a maior adaptabilidade ao ambiente e manejo, resultando em eficiência na condução de água deste acesso. A água é essencial na expansão celular, principalmente nos tecidos em maturação, pois a mesma proporciona maior turgidez das células (Taiz e Zeiger, 2009), assim, este pode ser um fator que proporciona a maior produção de biomassa do acesso 7G.

Menezes et al. (2006) comentam que a estrutura anatômica da ráquis é semelhante ao pecíolo, observando-se a presença da epiderme, parênquima cortical podendo conter colênquima ou esclerênquima, parênquima medular, endoderme envolvendo o sistema vascular e fibras pericíclicas. No entanto, foi verificado no presente estudo que a morfologia do pecíolo e ráquis variou, evidenciando a presença de projeções superiores com feixes vasculares acessórios na ráquis dos acessos estudados (7G e 50J). O acesso 13AU foi o único que mostrou morfologia semelhante entre a ráquis e pecíolulo. É possível que esta diferença seja causada pela diferença entre as espécies aqui estudadas, apesar de pertencerem ao mesmo gênero.

Corroborando com o presente trabalho, França (2012) estudando a *P. pyramidalis*, relatou a presença de células parenquimáticas (córtex e medula) ocupando maior área que os tecidos vasculares na ráquis. No ensaio de degradabilidade feito pela autora, verificou que estas células eram compostas de paredes primárias e por isso podem ser bem aproveitados pelos microrganismos ruminais. Assim, é possível que a jureminha tenha uma boa degradação desta fração, pois apresenta grande proporção de células parenquimáticas com paredes primárias, ou seja, pouco lignificadas.

Com relação ao pecíolulo, verificou-se uma tendência diferente, onde o acesso 50J foi maior que o 7G e 13AU. Possivelmente, pela ráquis do acesso 50J ser mais fina, houve uma compensação estrutural no pecíolulo, promovendo assim a melhor sustentação do folíolo, o que explicaria seu maior diâmetro. Corroborando com isto, a morfologia apresentada (aspecto de U na porção abaxial e células mais volumosas adjacentes à epiderme abaxial) pode promover tal estruturação, levando em consideração a ausência de fibras nos acessos 7G e 50J. Em contrapartida, o acesso 13AU evidenciou fibras esclerenquimáticas em ambas as folhas, que pode fornecer a rigidez necessária para o suporte dos foliólulos.

A ráquis e pecíolulo proporcionam a resistência mecânica para que os folíolos se arranjam espacialmente e interceptem a luz solar. Comparado ao pecíolo, há menos camadas de células fundamentais no córtex, no entanto, a presença de fibras esclerenquimáticas é muito maior na ráquis. Isto confere maior dureza a estrutura,

graças a maior lignificação destas células (Akin, 1988). A maior vascularização da ráquis nos acessos 7G e 50J pode explicar a produtividade superior em relação ao 13AU, uma vez que o fluxo hídrico e de nutrientes é superior, promovendo maiores taxas fotossintéticas.

4.4. Foliólulo

Como a jureminha é nativa da região Semiárida, foi possível verificar que o presente trabalho corrobora com os resultados apresentados para outras espécies da família *Fabaceae*, verificando-se mesofilo dorsiventral com número variável de camadas (Zamora-Natera e Terrazas, 2012; Silva et al., 2012; Da Silva et al., 2013; Da Silva Matos et al., 2013; Do Rocio Duarte e Krentkowski, 2015). Isto mostra a adaptabilidade destas plantas às condições semiáridas, pois o parênquima paliçádico apresenta um arranjo que possibilita máximo aproveitamento da luz.

A espessura das folhas e do mesofilo são superiores em plantas que estão sob alta intensidade de luz, sendo este fator diretamente relacionado com altas taxas de fotossíntese (Fahmy, 1997). Além disso, este autor sugere que o parênquima paliçádico compacto e células epidérmicas espessadas minimizam a perda de água em situações de déficit hídrico, impedindo que haja uma murcha rápida, principalmente em folhas sem tricomas. Menezes et al. (2006) relatam que a especialização do tecido paliçádico conduziu à eficiência fotossintética, uma vez que a grande maioria dos cloroplastos se encontra neste tecido e, por conta do arranjo das células, eles podem se dispor próximo as paredes interceptando o máximo de luz.

As folhas jovens dos acessos 7G e 50J apresentaram mesofilo homogêneo e isto se deu, provavelmente, por não terem atingido sua maturidade nem a alta eficiência fotossintética. Em estudo conduzido por De Oliveira e Dos Santos Isaías (2009), avaliando *Copaiifera langsdorffii* (Fabaceae: Caesalpinioideae) verificaram que as folhas jovens tinham mesofilo homogêneo, enquanto que as folhas adultas eram constituídas de uma a duas camadas de parênquima paliçádico e de duas a três de esponjoso.

Este relato corrobora com o presente estudo, em que folhas de diferentes idades possuem estruturas diferentes. Porém, a folha jovem do acesso 13AU apresentou mesofilo heterogêneo em ambas as idades podendo ser explicado, talvez, pela tentativa da planta de assimilar o máximo de luz tendo em vista que foi a de menor produção. Assim, acredita-se que houve uma maturação mais precoce de suas folhas, necessitando-se de mais estudos comprovando esta relação.

Os espaços intercelulares (EIC) observados nos acessos avaliados foram variáveis entre acessos e folhas. Estes espaços tem grande importância à planta, pois aumentam a superfície de contato das células e facilita as trocas gasosas, que são fundamentais para a assimilação do CO₂ atmosférico (Fahmy, 1997; Taiz e Zeiger, 2009).

Os EIC são também meios de entrada dos microrganismos quando as plantas são consumidas por ruminantes, promovendo o melhor aproveitamento dos tecidos. Nesse sentido, França et al. (2010) estudando a anatomia e cinética de degradação da maniçoba (Euphorbiaceae – nativa da Caatinga) comprovaram maior facilidade de degradação das folhas, por possuírem muitos espaços intercelulares, pouca lignificação e paredes finas. Assim, quanto mais compactado o mesofilo, mais lenta será sua degradação devido à dificuldade de penetração dos microrganismos ruminais ao interior do tecido, além dos compostos secundários produzidos que causam impedimentos na adesão microbiana (Van Soest, 1994).

Silva et al. (2012) estudando três leguminosas, sendo duas nativas da Caatinga (Mororó e Sabiá) relatou baixa degradação das folhas de Mororó, devido aos poucos espaços intercelulares, sendo esta característica observada também para a Leucena. Além desta, foi verificado que a maior degradação ocorrida foi próxima a epiderme abaxial, por apresentar paredes celulares mais finas e maior quantidade de estômatos, o que favorece a entrada dos microrganismos. Contrariamente a estas plantas, o sabiá apresentou muitos espaços intercelulares o que resultou em alta degradabilidade, pois favoreceu a maior colonização dos microrganismos.

Levando em conta o exposto, indícios levam a crer que as folhas adultas da jureminha possam ser bem degradadas, pelo fato de apresentarem EIC, principalmente nos acessos 50J e 7G.

Foram observados cristais prismáticos apenas na folha adulta e jovem do acesso 50J e 13AU, respectivamente. Foram relatados, na literatura, a presença de cristais prismáticos nos vasos condutores do limbo foliar de *Erythrina velutina* Willd. (Da Silva et al., 2013), *Stylosanthes* spp. (Da Silva Matos et al., 2013), *Poincianella pyramidalis* (França, 2012) e *Trifolium* spp. (Zoric et al., 2012). Isto evidencia a necessidade da planta de regular o conteúdo excessivo de Ca, que se dá principalmente pelo fluxo respiratório onde a água evapora e o Ca se acumula no tecido (Franceschi e Nakata, 2005).

Segundo Franceschi e Nakata (2005) a regulação é mais eficaz em órgãos mais maduros do que em jovens pelo conteúdo vacuolar mais desenvolvido, no entanto, a jureminha apresentou cristais em ambas as folhas. Por este motivo, acredita-se que o acúmulo de cristais em células jovens seria para equilibrar a concentração intra e extracelular, apesar de terem vacúolo menos desenvolvido. Com isso, há uma redução do fluxo apoplástico de Ca para as células adjacentes, permitindo o desenvolvimento normal.

4.5. Cavidade secretora

A presença de cavidades secretoras no tecido floemático, exceto nos foliólulos, foi marcante. Castro e Machado (2006) relatam que as cavidades secretoras liberam o exsudato no lume, apresentando uma composição química variável, sendo encontradas diversas substâncias. Dentre estas destaca-se a água, soluções salinas, néctar, mucilagem, gomas, resinas, óleos e complexos de óleos com demais.

Os acessos aqui avaliados apresentaram cavidades secretoras, no entanto, não se sabe quais funções os mesmos desempenham na planta, haja vista que não foram feitos testes para detectar a natureza do exsudato. Outras espécies da família Fabaceae apresentaram estas cavidades secretoras no floema, como relatado por Da Silva et al. (2013) no caule de *Erythrina velutina* Willd. Estes autores verificaram que o exsudato liberado eram substâncias fenólicas. França (2012) relatou vários ductos secretores no pecíolo e limbo foliar de *P. pyramidalis*, comentando que provavelmente a secreção era de óleos essenciais ou substâncias fenólicas.

4.6. Histoquímica

A presença de amido nas frações aqui estudadas indica, provavelmente, que as plantas não estavam realizando fotossíntese pelo déficit hídrico encontrado durante a estação seca, pois a água é limitante da fotossíntese. Com isso, é possível que a planta estivesse mobilizando suas reservas para manutenção das atividades metabólicas e de crescimento. Além disso, a planta lança mão de mecanismos adaptativos em situações de déficit hídrico aumentando a pressão osmótica, por meio do acúmulo de solutos para absorver água, em que convertem amido em mono e dissacarídeos (Rotondi et al., 2003).

A bainha amilífera no pecíolo evidencia a endoderme, a qual envolve o sistema vascular por completo. A endoderme possui atividade meristemática, porém, para que

permanença ativa e promova o crescimento do tecido, é indispensável a presença do amido, o qual é oxidado para fornecer energia. Estudos já evidenciaram a presença de amido em diversos órgãos vegetais, corroborando com o presente estudo (Rotondi et al., 2003; Ferrarotto e Jáuregui, 2008; Erban e Duarte, 2012; França, 2012).

Os grânulos proteicos relatados no presente estudo encontravam-se em diferentes tecidos, conforme relatado em outros trabalhos com espécies da família Fabaceae (Rotondi et al., 2003; Rajan et al., 2011). A presença de proteína se dá, principalmente, pela alta concentração de enzimas fotossintéticas nos tecidos estudados. A proteína das folhas é muito importante na alimentação animal, pois são de alta qualidade (Van Soest, 1994). As proteínas, juntamente com o amido, são essenciais na alimentação animal devido a sua alta digestibilidade.

Foi verificada a presença de lipídeos nos acessos avaliados, constituindo a cutícula, sendo isto relatado em alguns estudos (Ló e Duarte, 2011; Erban e Duarte, 2012; França, 2012; Silva et al., 2013). Pelo fato da espécie *D. pernambucanus* ser nativa da região Semiárida, a cutícula tem grande importância na diminuição da perda de água, na reflexão da luz incidente e no bloqueio de patógenos (Alquini et al., 2006; Taiz e Zeiger, 2009). Os benefícios da cutícula para o vegetal são evidentes, no entanto, a mesma atua como uma barreira à colonização microbiana quando os animais ingerem estes tecidos (Silva et al., 2012). Por esta razão os processos de mastigação pelos animais são fundamentais, pois causam fissuras na cutícula e epiderme, disponibilizando todo o interior do tecido aos microrganismos e, com isso, se tem maior aproveitamento da forragem.

No presente estudo verificaram-se compostos fenólicos gerais em quase todas as frações. Estas substâncias são consideradas produtos do metabolismo secundário e tem uma variedade de funções nos vegetais, atuando principalmente na defesa contra insetos, herbívoros e fungos. Os compostos fenólicos são ativados pela luz em uma faixa do ultravioleta A, em que há a morte celular pela inserção de furanocumarinas no DNA (Taiz e Zeiger, 2009). Izaguirre et al. (2007) relataram que o ataque por insetos e radiação solar ultravioleta causaram uma produção de compostos fenólicos em *Nicotiana* spp., em resposta ao estresse. Isto evidencia a importância destes compostos nas plantas, fato que vem sendo investigado em alguns estudos (Rotondi et al., 2003; Ferrarotto e Jáuregui, 2008; Silva et al., 2013; Barros e Soares, 2013; Do Rocio Duarte e Krentkowski, 2015).

O excesso de luz, comum na região Semiárida, pode causar danos por radiação ultravioleta, estresse pelo aquecimento das folhas e também fotoinibição, resultando em danos no sistema fotossintético (Jordan et al., 2005). Por este motivo, acredita-se que os acessos de *Desmanthus* estudados apresentaram a ocorrência de compostos fenólicos pela associação alta intensidade luminosa com restrição hídrica, levando com conta que os mesmos estavam na estação seca. Izaguirre et al. (2007) comentam que estas substâncias são comuns em planas xerófilas, pois acredita-se que promovam a redução da passagem de luz pelas células epidérmicas, protegendo contra o excesso de radiação solar.

Uma outra classe de compostos fenólicos é lignina, no entanto, esta é considerada estrutural. Esta denominação é dada pelo fato da lignina estar presente em tecidos de crescimento primário e secundário, impregnando os vasos condutores do xilema e tecidos de sustentação (fibras), ligando-se intimamente com a celulose e hemicelulose (Taiz e Zeiger, 2009). A importância da lignina para a planta é evidente, mas na alimentação animal estas estruturas causam a indisponibilidade de tecidos passíveis de degradação, dependendo do grau de lignificação da parede celular (Van Soest, 1994; Chapman et al., 2014).

A presença de lignina nos elementos de condução do xilema e nas fibras de esclerenquima é relatada com frequência na literatura, corroborando com a histolocalização feita no presente estudo (Akin, 1988; Silva et al., 2012; Da Silva Matos et al., 2013; Zoric et al., 2014). Provavelmente, a ausência de lignina nos vasos condutores do xilema no foliólulo da folha 1 (acesso 7G) tenha ocorrido pela idade da folha, tendo em vista que é muito jovem e ainda não apresenta tal diferenciação. Outro fato que evidencia a relação da maturidade do tecido com a quantidade de lignina presente foi observado nos peciólulos da folha 1 se comparados com a folha 3, em que se observa a baixa lignificação da primeira em relação a segunda.

Devido às condições ambientais encontradas no presente estudo, principalmente a alta temperatura, é provável que isto tenha causado lignificação mais acelerada, considerando que foi detectado lignina em todas as frações estudadas. Van Soest (1994) comenta que as altas temperaturas promovem a lignificação das paredes celulares, pois há atividade metabólica mais acelerada e os produtos fotossintéticos são rapidamente convertidos em componentes estruturais, resultando em maturação mais rápida do vegetal.

Não foi verificado no presente trabalho alcalóides, lactonas sesquiterpênicas (classe de terpenóides) nem taninos condensados (que são outra classe de compostos fenólicos). É provável que não se tenha tido a produção destes compostos nos acessos estudados pelo fato de não haver herbivoria ou patógenos, tendo em vista que são realizados experimentos com as plantas coletadas. Significa dizer que as plantas são continuamente verificadas a fim de evitar qualquer tipo de infestação. Este resultado é muito bom, considerando que estes produtos são dissuasivos alimentares, ou seja, promovem resistência à herbivoria e são considerados fatores anti-nutricionais, causando diminuição de consumo, desempenho e até mesmo toxidez.

5. CONCLUSÃO

Existem características anatômicas que justificam a maior produtividade do acesso 7G se comparado aos demais.

Os resultados histoquímicos obtidos auxiliam na compreensão de quais formas de aclimatação são geradas pelas plantas nativas da Caatinga, em resposta às diversas fontes de estresse que as mesmas estão submetidas.

A jureminha apresenta boa qualidade nutricional, com base nas características anatômicas e histoquímicas apresentadas.

6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- AKIN, D. E. Biological structure of lignocellulose and its degradation in the rumen. **Animal feed science and technology**, v. 21, n. 2, p. 295-310, 1988.
- AKIN, D. E. Histological and physical factors affecting digestibility of forages. **Agronomy Journal**, v. 81, n. 1, p. 17-25, 1989.
- ALBUQUERQUE, G. P. Avaliação de acessos de *Desmanthus* e *Macroptilium* no semiárido Pernambucano. **Dissertação** (mestrado em Zootecnia), Recife-PE, 2013. 69p.
- ALQUINI, Y. et al. Epiderme. In: APPEZZATO-DA-GLÓRIA, B.; CARMELLO-GUERREIRO, S. M. Anatomia Vegetal. Viçosa, **438p**, 2006. Cap. 3.
- ANDRADE-LIMA, D. The caatingas dominium. **Revista Brasileira de Botânica**, v.4, n.2, 149-153, 1981.
- APPEZZATO-DA-GLÓRIA, B.; CARMELLO-GUERREIRO, S. M. **Anatomia vegetal**. 2006.
- BARROS, I. O.; SOARES, A. A. Adaptações anatômicas em folhas de marmeleiro e velame da caatinga brasileira. **Revista Ciência Agronômica**, v. 44, n. 1, p. 192-198, 2013.
- BORCHERT, R. Calcium acetate induces calcium uptake and formation of calcium-oxalate crystals in isolated leaflets of *Gleditsia triacanthos* L. **Planta**, v. 168, n. 4, p. 571-578, 1986.
- BORCHERT, R. Calcium-induced patterns of calcium-oxalate crystals in isolated leaflets of *Gleditsia triacanthos* L. and *Albizia julibrissin* Durazz. **Planta**, v. 165, n. 3, p. 301-310, 1985.
- BRUINENBERG, M. H. et al. Factors affecting digestibility of temperate forages from seminatural grasslands: a review. **Grass and Forage Science**, v. 57, n. 3, p. 292-301, 2002.
- BRUNEAU, A. et al. Phylogenetic relationships in tribes *Macrolobieae* and *Detarieae* as inferred from chloroplast trn L intron sequences. In: HERENDEEN, P. S.; BRUNEAU, A. (Ed.). Advances in legume systematics. **Royal Botanic Gardens**. p. 121-149, 2000.
- BUXTON, D.R.; REDFEARN, D. D. Plant limitations to fiber digestion and utilization. **In: Proceedings of the 37th annual ruminant nutrition conference** “New developments in forage science contributing to enhanced fiber utilization by Ruminants”, Washington, DC, 1996.

- CALADO, T. B. et al. Morphology and productivity of “jureminha” genotypes (*Desmanthus* spp.) under different cutting intensities. **Revista Caatinga**, v. 29, n. 3, p. 742-752, 2016.
- CALADO, T. B. Avaliações morfológicas e produtivas de genótipos de *Desmanthus* spp. sob diferentes intensidades de corte no semiárido pernambucano. Dissertação (Mestrado em Produção vegetal), Serra Talhada-PE, 2015. 80p.
- CARVALHO, G. G. P.; PIRES, A. J. V. Organização dos tecidos de plantas forrageiras e suas implicações para os ruminantes. **Archivos de Zootecnia**, v. 57, n. 1, p. 13-28, 2008.
- CASTRO, M. M.; MACHADO, S. R. Células e tecidos secretores. In: APPEZATO-DA-GLÓRIA, B.; CARMELLO-GUERREIRO, S. M. Anatomia Vegetal. Viçosa, **438p**, 2006. Cap. 7.
- CASTRO-DIEZ, P. et al. Leaf morphology and leaf chemical composition in three *Quercus* (Fagaceae) species along a rainfall gradient in NE Spain. **Trees**, v. 11, n. 3, p. 127-134, 1997.
- CHAPMAN, D. F.; LEE, J. M.; WAGHORN, G. C. Interaction between plant physiology and pasture feeding value: a review. **Crop and Pasture Science**, v. 65, n. 8, p. 721-734, 2014.
- COSTA, C. G. et al. Xilema. In: APPEZATO-DA-GLÓRIA, B.; CARMELLO-GUERREIRO, S. M. Anatomia Vegetal. Viçosa, **438p**, 2006. Cap. 5.
- COSTA, R. G. et al. **Manta de Petrolina: uma alternativa para agregar valor às carnes caprina e ovina**. Petrolina: MCT/INSA, 2010. 107p.
- CRUZ, S. E. S. B. S. et al. Characterization of condensed tannin of the species maniçoba (*Manihot pseudoglaziovii*), flor-de-seda (*Calotropis procera*), feijão-bravo (*Capparis flexuosa*) and jureminha (*Desmanthus virgatus*). **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v. 59, n. 4, p. 1038-1044, 2007.
- DA SILVA MATOS, D. et al. Anatomia foliar de três espécies de *Stylosanthes* SW. e sua associação com a composição e formação potencial de fitobezoares em bovinos. **Ciência Rural**, v. 43, n. 11, p. 2049-2055, 2013.
- DA SILVA, M. M. B. et al. Anatomy of leaf and stem of *Erythrina velutina*. **Revista Brasileira de Farmacognosia**, v. 23, n. 2, p. 200-206, 2013.
- DE OLIVEIRA, D. C.; DOS SANTOS ISAIAS, R. M. Influence of leaflet age in anatomy and possible adaptive values of the midrib gall of *Copaifera langsdorffii* (Fabaceae: Caesalpinioideae). **Revista de Biologia Tropical**, v. 57, n. 1-2, p. 293-302, 2009.

- DENGLER, N. G. et al. Quantitative leaf anatomy of C3 and C4 grasses (Poaceae): bundle sheath and mesophyll surface area relationships. **Annals of Botany**, v. 73, n. 3, p. 241-255, 1994.
- DINIZ, W. P. S. Caracterização morfológica e nutricional de acessos de *Desmanthus* spp. submetidos a duas intensidades de corte. **Dissertação** (mestrado em Zootecnia), Recife-PE, 2016. 81p.
- DO ROCIO DUARTE, M.; KRENTKOWSKI, F. L. Anatomical characters of the leaf and stem of *Erythrina falcata* Benth. (Fabaceae). **Visão Acadêmica**, v. 16, n. 1, 2015.
- ERBANO, M.; DUARTE, M. R. *Centrolobium tomentosum*: macro-and microscopic diagnosis of the leaf and stem. **Revista Brasileira de Farmacognosia**, v. 22, n. 2, p. 249-256, 2012.
- FAHMY, G. M. Leaf anatomy and its relation to the ecophysiology of some non-succulent desert plants from Egypt. **Journal of Arid Environments**, v. 36, n. 3, p. 499-525, 1997.
- FAHN, A. et al. **Plant anatomy**. Pergamon Press, 1982.
- FAHN, A. Secretory tissues in vascular plants. **New phytologist**, v. 108, n. 3, p. 229-257, 1988.
- FERRAROTTO, M.; JÁUREGUI, D. Relación entre aspectos anatómicos del pecíolo de *Crotalaria juncea* L.(Fabaceae) y el movimiento nástico foliar. **Polibotánica**, n. 26, p. 127-135, 2008.
- FIGUEIREDO, M. V. **Utilização dos fenos de jureminha (*Desmanthus virgatus*), maniçoba (*Manihot glaziovii* Muell. Arg.) e feijão bravo (*Capparis flexuosa*) na alimentação de ovinos**. Areia: Universidade Federal da Paraíba, Areia, 2005. 82p. Dissertação Mestrado.
- FISHER, D. B. Protein staining of ribboned epon sections for light microscopy. **Histochemistry and Cell Biology**, v. 16, n. 1, p. 92-96, 1968.
- FONTENELE, A.C.F. et al. Leguminosas tropicais: *Desmanthus virgatus* (L.) Willd. uma forrageira promissora. **Revista Brasileira de Agrociência**, v.15, p.121-123, 2009.
- FRANÇA, A. A. Anatomia foliar e valor nutritivo de *Poincianella pyramidalis* (tul.) L. P. Queiroz em diferentes fases fenológicas. **Tese** (doutorado em Zootecnia), Recife-PE, 2012. 80p.
- FRANCESCHI, V. R.; HORNER, H. T. Calcium oxalate crystals in plants. **The Botanical Review**, v. 46, n. 4, p. 361-427, 1980.

FRANCESCHI, V. R.; NAKATA, P. A. Calcium oxalate in plants: formation and function. **Annual Review of Plant Biology**, v. 56, p. 41-71, 2005.

FRANK, E.; JENSEN, W. A. On the formation of the pattern of crystal idioblasts in *Canavalia ensiformis* DC. **Planta**, v. 95, n. 3, p. 202-217, 1970.

FREITAS, A. D. S. et al. Nodulação e fixação de nitrogênio por forrageiras da caatinga cultivadas em solos do semiárido paraibano. **Revista Brasileira de Zootecnia**, v. 40, n. 9, p. 1856-1861, 2011.

FREITAS, P. M. D. et al. Efeito da adubação orgânica e altura de resíduo sobre a produção de fitomassa do capim-buffel. **Revista Brasileira de Saúde e Produção Animal**, v.14, n.3, p.587-598, 2013.

FURR, M; MAHLBERG, P. G. Histochemical analyses of laticifers and glandular trichomes in *Cannabis sativa*. **Journal of Natural Products**, v. 44, n. 2, p. 153-159, 1981.

GARDINER, C; DE CAT, Sandra. New legumes for enhanced sheep/cattle production in dry tropical environments. 2014.

GEISSMAN, T. A.; GRIFFIN, T. S. Sesquiterpene lactones: acid-catalysed color reactions as an aid in structure determination. **Phytochemistry**, v. 10, n. 10, p. 2475-2485, 1971.

GIRARD, M. et al. Ability of 3 tanniferous forage legumes to modify quality of milk and Gruyère-type cheese. **Journal of dairy science**, v. 99, n. 1, p. 205-220, 2016.

GOBBI, K. F. et al. Área foliar específica e anatomia foliar quantitativa do capim braquiária e do amendoim-forrageiro submetidos a sombreamento. **Revista Brasileira de Zootecnia**, v. 40, n. 7, p. 1436-1444, 2011.

GOSTIN, I. N. Air pollution effects on the leaf structure of some *Fabaceae* species. **Notulae Botanicae Horti Agrobotanici Cluj-Napoca**, v. 37, n. 2, p. 57, 2009.

GRATANI, L.; BOMBELLI, A. Leaf Anatomy, Inclination, and Gas Exchange Relationships in Evergreen Sclerophyllous and Drought Semideciduous Shrub Species. **Photosynthetica**, v. 37, n. 4, p. 573-585, 2000.

GUIMARÃES-BEELLEN, P. M. et al. Characterization of condensed tannins from native legumes of the Brazilian northeastern semi-arid. **Scientia Agricola**, v. 63, n. 6, p. 522-528, 2006.

GUINES, F. et al. Among and within-cultivar variability for histological traits of lucerne (*Medicago sativa* L.) stem. **Euphytica**, v. 130, n. 2, p. 293-301, 2003.

HARBERS, L. H. et al. Microbial degradation of smooth brome and tall fescue observed by scanning electron microscopy. **Journal of Animal Science**, v. 51, n. 2, p. 439-446, 1981.

INMET - INSTITUTO NACIONAL DE METEOROLOGIA. Estação Automática de Serra Talhada - PE. Disponível em: <http://www.inmet.gov.br/portal/index.php?r=estacoes/estacoesAutomaticas>>. Acesso em: Julho de 2017.

INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA E ESTATÍSTICA - IBGE. **Contagem da população**. Rio de Janeiro: 2007.

INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA E ESTATÍSTICA - IBGE. **Programa da Pecuária Municipal**. Rio de Janeiro, v. 42, p 1-36, 2014.

IZAGUIRRE, M. M.; et al. Solar ultraviolet-B radiation and insect herbivory trigger partially overlapping phenolic responses in *Nicotiana attenuata* and *Nicotiana longiflora*. **Annals of Botany**, v. 99, n. 1, p. 103-109, 2007.

JOHANSEN, D.A. Plant Microtechnique. McGraw-Hill, New York, 1940. 523p.

JONES, R.M.; BRANDON, N.J. Persistence and productivity of eight accessions of *Desmanthus virgatus* under a range of grazing pressures in subtropical Queensland. **Tropical Grasslands**, v. 32, p.145–152, 1998.

JORDAN, G. J.; et al. Solar radiation as a factor in the evolution of scleromorphic leaf anatomy in Proteaceae. **American Journal of Botany**, v. 92, n. 5, p. 789-796, 2005.

JUNG, H. J. G. Forage digestibility: the intersection of cell wall lignification and plant tissue anatomy. In: **Proceedings of the 23rd annual Florida ruminant nutrition symposium**. 2012. p. 162-174.

KRSTIC, L. N. et al. Histological components of *Trifolium* L. species related to digestive quality of forage. **Euphytica**, v. 160, n. 2, p. 277-286, 2008.

LEAL, I.R.; TABARELLI, M.; DA SILVA, J.M.C. **Ecologia e conservação da Caatinga**. Recife, 2005. 822p.

LEMPP, B. Anatomia de plantas forrageiras. In: REIS, R. A.; BERNARDES, T. F.; SIQUEIRA, G. R. (org). Forragicultura: ciência, tecnologia e gestão dos recursos forrageiros. Jaboticabal, **714p**, 2013. Cap. 2.

LEMPP, B. Avanços metodológicos da microscopia na avaliação de alimentos. Revista Brasileira de Zootecnia, v. 36, suplemento especial, p. 315-329, 2007.

- LERSTEN, N. R.; CURTIS, J. D. Leaf anatomy in *Caesalpinia* and *Hoffmannseggia* (*Leguminosae*, *Caesalpinioideae*) with emphasis on secretory structures. **Plant Systematics and evolution**, v. 192, n. 3-4, p. 231-255, 1994.
- LÓ, S.; DUARTE, M. R. Morpho-anatomical study of the leaf and stem of pau-alecrim: *Holocalyx balansae*. **Revista Brasileira de Farmacognosia**, v. 21, n. 1, p. 4-10, 2011.
- LUCKOW, Melissa. Monograph of *Desmanthus* (leguminosae-mimosoideae). **Systematic Botany Monographs**, p. 1-166, 1993.
- MACE, M. E.; HOWELL, C. R. Histochemistry and identification of condensed tannin precursors in roots of cotton seedlings. **Canadian Journal of Botany**, v. 52, n. 11, p. 2423-2426, 1974.
- MACHADO, S. R.; CARMELLO-GUERREIRO, S. M. Floema. In: APPEZATO-DA-GLÓRIA, B.; CARMELLO-GUERREIRO, S. M. Anatomia Vegetal. Viçosa, **438p**, 2006. Cap. 6.
- MAZEN, A.; ZHANG, D.; FRANCESCHI, V. R. Calcium oxalate formation in *Lemna minor*: physiological and ultrastructural aspects of high capacity calcium sequestration. **New Phytologist**, v. 161, n. 2, p. 435-448, 2004.
- MELO, Y et al. Anatomy of extrafloral nectaries in *Fabaceae* from dry-seasonal forest in Brazil. **Botanical Journal of the Linnean Society**, v. 163, p.87-98, 2010b.
- MELO, Y. et al. Morfologia de nectários em Leguminosae *sensu lato* em áreas de caatinga no Brasil. **Acta Botanica Brasilica**, p. 1034-1045, 2010a.
- MENEZES, N. L. et al. Folha. In: APPEZATO-DA-GLÓRIA, B.; CARMELLO-GUERREIRO, S. M. Anatomia Vegetal. Viçosa, **438p**, 2006. Cap. 12.
- MOAWED, M. M. Evaluation of morphological and anatomical characters for discrimination and verification of some *Medicago sativa* (L.) Cultivars. **Indian Journal of Agricultural Research**, v. 50, n. 2, 2016.
- MOLANO-FLORES, Brenda. Herbivory and calcium concentrations affect calcium oxalate crystal formation in leaves of *Sida* (Malvaceae). **Annals of Botany**, v. 88, n. 3, p. 387-391, 2001.
- MUIR, J. P.; PITMAN, W. D. Responses of *Desmanthus virgatus*, *Desmodium heterocarpon*, and *Galactia elliottii* to defoliation [tropical pasture legumes]. **Tropical Grasslands**, 1991.
- NETO, I. L.C. et al. Comparative leaf anatomy of wild *Manihot* Mill. species (*Euphorbiaceae*) from Chapada Diamantina, Bahia, Brazil. **Nordic Journal of Botany**, v. 35, n. 2, p. 207-219, 2017.

O'BRIEN, T. P.; et al. Polychromatic staining of plant cell walls by toluidine blue O. **Protoplasma**, v. 59, n. 2, p. 368-373, 1964.

PACCIULLO, D. S. C. et al. Degradação in vitro de tecidos da lâmina foliar e do colmo de gramíneas forrageiras tropicais em função do estágio de desenvolvimento. **Revista Brasileira de Zootecnia**, v. 31, n. 2, p. 900-907, 2002.

PENGELLY, B. C.; LIU, C. J. Genetic relationships and variation in the tropical mimosoid legume *Desmanthus* assessed by random amplified polymorphic DNA. **Genetic Resources and Crop Evolution**, Dordrecht, v. 48, n. 1, p. 91-99, 2001.

PINHEIRO, K. M.; et al. Correlações do índice de área do cladódio com características morfológicas e produtivas da palma forrageira. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v.49, n.12, p. 939-947, 2014.

PINHEIRO, K. M.; et al. Correlações do índice de área do cladódio com características morfológicas e produtivas da palma forrageira. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v.49, n.12, p. 939-947, 2014.

QUEIROZ, L. P. **Leguminosas da Caatinga**. 1. ed. Feira de Santana: Universidade Estadual de Feira de Santana, 2009. v. 1. 443 p.

RAJAN, M. et al. Pharmacognostical and phytochemical studies of the leaves of *Albizia Odoratissima* (LF) Benth. **International Journal of Pharmacognosy and Phytochemical Research**, v. 3, n. 3, p. 47-55, 2011.

RANGEL, J. H. A.; GARDINER, C. P.; BURT, R. L. Dormancy releasing mechanisms in soil seed banks of *Desmanthus* genotypes. *Revista Caatinga*, v. 28, n. 1, p. 90-99, 2015.

ROTONDI, A. et al. Leaf xeromorphic adaptations of some plants of a coastal Mediterranean macchia ecosystem. **Journal of Mediterranean Ecology**, v. 4, p. 25-36, 2003.

SANTOS, M. V. F. et al. Potential of Caatinga forage plants in ruminant feeding. **Revista Brasileira de Zootecnia**, v.39, p.204-215, 2010.

SASS, J. E.; et al. Botanical microtechnique. **Botanical microtechnique.**, n. 3rd ed, 1958.

SCATENA, V. L.; DIAS, E. S. Parênquima, colênquima e esclerênquima. In: APPEZATO-DA-GLÓRIA, B.; CARMELLO-GUERREIRO, S. M. Anatomia Vegetal. Viçosa, **438p**, 2006. Cap. 4.

SILVA, M. A. et al. Qualitative and anatomical characteristics of tree-shrub legumes in the Forest Zone in Pernambuco state, Brazil. **Revista Brasileira de Zootecnia**, v. 41, n. 12, p. 2396-2404, 2012.

- SILVA, M. S.; LEITE, K. R. B.; SABA, M. D. Anatomia dos órgãos vegetativos de *Hymenaea martiana* Hayne (Caesalpinioideae-Fabaceae): Espécie de uso medicinal em Caetité-BA. **Revista Brasileira Plantas Mediciniais**, v. 14, n. 4, p. 673-679, 2012a.
- SILVA, M. D. A. et al. Avaliação da composição químico-bromatológica das silagens de forrageiras lenhosas do Semiárido brasileiro. **Semina: Ciências Agrárias**, v. 36, n. 1, p. 571-578, 2015.
- STRIKER, G. G. et al. Physiological and anatomical basis of differential tolerance to soil flooding of *Lotus corniculatus* L. and *Lotus glaber* Mill. **Plant and Soil**, v. 276, n. 1, p. 301-311, 2005.
- SUKSOMBAT, W.; BUAKEEREE, K. Effect of Cutting Interval and Cutting Height on Yield and Chemical Composition of Hedge Lucerne (*Desmanthus virgatus*). **Asian-Australasian Journal of Animal Sciences**, v.19, n.1, p.31-34, 2006.
- TAIZ, L.; ZEIGER, E. Fisiologia vegetal. In: **Fisiologia vegetal**. Artmed, 2009. 848p.
- THOMAS, V.; VISHWAKARMA, A. K. Structure and biology of extrafloral nectary in *Desmanthus variegatus*. **Feddes Repertorium**, v. 103, n. 3-4, p. 205-208, 1992.
- TRUJILLO, W. et al. Effects of height and frequency of cutting on yield, quality and persistence of *Desmanthus virgatus*. **Tropical Grasslands**, Brisbane, v. 30, n. 4, p. 367-373, 1996.
- UFCEG-DCA - Universidade Federal de Campina Grande - Departamento de Ciências Atmosféricas. Disponível em: <<http://www.dca.ufcg.edu.br/clima/dadospe.htm>>. Acesso em: Julho de 2017.
- VAN SOEST, P. J. **Nutritional ecology of the ruminant**. Cornell University Press, 1994.
- VIDAL, V. N.; VIDAL, M. R. R. Botânica–Organografia: Quadros sinóticos ilustrados de fanerógamos. 4ª edição. **Viçosa: UFV, 124p**, 2012.
- VILLALBA, J. J.; et al. Terpenes and carbohydrate source influence rumen fermentation, digestibility, intake, and preference in sheep. **Journal of Animal Science**. n. 84, v. 9, p.2463–2473, 2006.
- ZAMORA-NATERA, J. F.; TERRAZAS, T. Anatomía foliar y del pecíolo de cuatro especies de *Lupinus* (Fabaceae). **Revista mexicana de biodiversidad**, v. 83, n. 3, p. 687-697, 2012.
- ZINDLER FRANK, E. Calcium oxalate crystals in legumes. **Stirton, C, H ed (s). Advances in legume systematics. Part**, v. 3, p. 279-316, 1987.

ZORIĆ, L. et al. Comparative analysis of qualitative anatomical characters of *Trifolium* L. (*Fabaceae*) and their taxonomic implications: preliminary results. **Plant Systematics and Evolution**, v. 298, n. 1, p. 205-219, 2012.

ZORIĆ, L. et al. Digestibility-related histological attributes of vegetative organs of barrel medic (*Medicago truncatula* Gaertn.) cultivars. **Zemdirbyste-Agriculture**, v. 101, n. 3, p. 257-264, 2014.