

**UNIVERSIDADE FEDERAL DA GRANDE DOURADOS**

**DIVERGÊNCIA GENÉTICA E QUANTIFICAÇÃO DE  
COMPOSTOS FENÓLICOS EM PROGÊNIES DE  
CANAFÍSTULA**

**IZAIAS RODRIGUES DA SILVA JUNIOR  
JÉSSICA ALINE LINNÉ**

**DOURADOS – MS  
2016**

**DIVERGÊNCIA GENÉTICA E QUANTIFICAÇÃO DE  
COMPOSTOS FENÓLICOS EM PROGÊNIES DE  
CANAFÍSTULA**

IZAIAS RODRIGUES DA SILVA JUNIOR  
JÉSSICA ALINE LINNÉ

Orientadora Prof.<sup>a</sup>. Dr.<sup>a</sup>. Livia Maria Chamma Davide  
Coorientadora Prof.<sup>a</sup> Dra. Anelise Samara Nazari Formagio

Trabalho de Conclusão de Curso  
apresentado à Universidade Federal da  
Grande Dourados, como parte das  
exigências do Curso de Graduação em  
Agronomia, para obtenção do título de  
Engenheiro Agrônomo.

DOURADOS - MS  
2016

**DIVERGÊNCIA GENÉTICA E QUANTIFICAÇÃO DE COMPOSTOS  
FENÓLICOS EM PROGÊNIES DE CANAFÍSTULA**

Por

Izaias Rodrigues da Silva Junior

Jéssica Aline Linné

Trabalho de Conclusão de Curso apresentado como parte dos requisitos exigidos para  
obtenção do título de ENGENHEIRO AGRÔNOMO.

Aprovado em:    /    /

---

Prof<sup>ª</sup>. Dr<sup>ª</sup>. Livia Maria Chamma  
Davide –  
UFGD/FCA

---

Prof<sup>ª</sup>. Dr<sup>ª</sup>. Silvia Correa Santos –  
UFGD/FCA

---

M<sup>ª</sup>. Carla Roberta Ferreira  
Volobuff –  
UFGD/FCA

---

Eng. Agr. Florencio David Valdez  
Ocampo –  
UFGD/FCA

## AGRADECIMENTOS

Agradecemos a Deus, por ter nos concedido sabedoria e forças durante a caminhada para realização de nossos objetivos.

Aos nossos pais, Rosa Maria Bonfim Linné e José Edson Linné, Ruth Felvo do Nascimento da Silva e Izaias Rodrigues da Silva, que foram pacientes e compreensivos, nos dando todo o apoio e incentivos necessários.

À professora Dra. Livia Maria Chamma Davide, nossa orientadora, que foi dedicada em cada etapa da evolução deste trabalho, além de ter sido paciente e amiga conosco.

À professora Dra. Anelise Samara Nazari Formagio que sempre nos atendeu com muita paciência e disposição em ensinar. Sua supervisão e acompanhamento foram essenciais.

À professora Dra. Silvia Correa Santos por aceitar o convite de fazer parte da banca e por ter participado desta caminhada.

À todos nossos amigos, pela lealdade, confiança e motivação. Agradecemos em especial as nossas colegas Kamilla Felipe e Yara Marchioro e demais alunos orientados da professora Anelise, por nos auxiliarem durante as atividades em laboratório, à todo pessoal do Grupo de Melhoramento e Biotecnologia Vegetal da UFGD, que nos ajudaram nas análises, ao mestrando Florencio David Valdez Ocampo, pelo apoio, paciência e suporte indispensáveis nas análises estatísticas e à Rafaela Duarte, por todo suporte e disposição em ajudar.

À Universidade Federal da Grande Dourados e em especial a Faculdade de Ciências Agrárias e ao Laboratório de Plantas Medicinais da Faculdade de Ciências Agrárias da UFGD.

A todos os funcionários da Universidade Federal da Grande Dourados que nos auxiliaram.

Enfim, nosso muito obrigado a cada um que contribui conosco na realização desse projeto. Sem vocês, ele não seria possível.

**SUMÁRIO**

	PÁGINA
RESUMO. . . . .	v
ABSTRACT. . . . .	vi
1 INTRODUÇÃO. . . . .	9
2 REVISÃO DA LITERATURA. . . . .	11
2.1 Aspectos gerais da canafístula . . . . .	11
2.2 Compostos fenólicos em canafístula . . . . .	12
2.2.1 Fenóis. . . . .	13
2.2.2 Taninos. . . . .	13
2.2.3 Flavonóides. . . . .	15
2.3 Divergência genética. . . . .	15
2.3.1 Análise de agrupamento. . . . .	16
2.3.2 Medidas de dissimilaridade. . . . .	17
2.3.3 Métodos hierárquicos. . . . .	17
3 MATERIAL E MÉTODOS. . . . .	19
3.1 Histórico da área e delineamento. . . . .	19
3.2 Caracterização da população em estudo e do experimento. . . . .	19
3.3 obtenção de compostos fenólicos. . . . .	21
3.3.1 Análise das absorbâncias. . . . .	22
3.4 Análise estatística. . . . .	27
4 RESULTADOS E DISCUSSÃO. . . . .	29
4.1 Quantificação dos compostos fenólicos. . . . .	29
4.2 Dissimilaridade genética das progênes de canafístula. . . . .	31
5 CONCLUSÃO. . . . .	35
6 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS. . . . .	36

SILVA JUNIOR, I. R.; LINNÈ, J. A. **DIVERGÊNCIA GENÉTICA E QUANTIFICAÇÃO DE COMPOSTOS FENÓLICOS EM PROGÊNIES DE CANAFÍSTULA**. 2016. Monografia (Graduação em Agronomia) – Universidade Federal da Grande Dourados, Dourados – MS.

RESUMO: A canafístula (*Peltophorum dubium*) é uma planta perene, com características desejáveis para aplicações em diversos usos, como na construção civil, na indústria de móveis, no reflorestamento de áreas degradadas, na composição de produtos farmacológicos, entre outros. Considerando o caráter promissor da espécie, com potencial de gerar emprego e renda, objetivou-se estimar a divergência genética de progênies de canafístula com base em compostos fenólicos visando à identificação degenótipos promissores para utilização em programa de melhoramento. O experimento foi conduzido na Universidade Federal da Grande Dourados. Foram avaliadas 30 progênies de canafístula oriundas de matrizes da Serra da Bodoquena - MS, Serra de Maracajú - MS, Serra das Monções -MS e Serra da Bocaina - MG. Para o estudo de divergência genética foram utilizados a distância euclidiana média como medida de dissimilaridade e distância média (UPGMA) para identificar a similaridade entre grupos. A maior divergência genética foi observada entre os acessos MG23 e MG29, enquanto que a menor divergência genética foi observada entre os acessos MS09 e MS23. As características contribuíram de forma semelhante para a explicação da divergência genética entre as 30 progênies. Na avaliação dos grupos formados por meio da técnica de agrupamento hierárquico de UPGMA, observou-se a formação de cinco grupos. As progênies pertencentes aos grupos I (MS09, MS23, MG18, MS03, MS30, MS35, MS22 e MS34) e V (MG11, MS08, MS02 e MS29) são as mais promissoras para incremento de variabilidade genética.

Palavras-chave: *Peltophorum dubium*, análise de agrupamento, análise multivariada, UPGMA.

SILVA JUNIOR, I. R.; LINNÈ, J. A. **GENETIC DIVERGENCE AND QUANTIFICATION OF PHENOLIC COMPOUNDS IN CANAFISTULA PROGENIES.** 2016. Monografia (Graduação em Agronomia) – Universidade Federal da Grande Dourados, Dourados – MS.

**ABSTRACT:** Canafistula (*Peltophorum dubium*) is a perennial plant which has a lot of desirable characteristics for many applications, such as in construction, furniture industry, reforestation of degraded areas, in the composition of drug products, and other. Considering the promising character of the species and its potential of generating employment and income, it was objected to verify genetic divergence among canafistula progenies, based on phenolic compounds, for the identification of promising genotypes to be used in breeding program. The experiment was developed in the Universidade Federal da Grande Dourados. It was evaluated 30 canafistulas' progenies which came from Serra da Bodoquena - MS, Serra de Maracajú - MS, Serra das Monções - MS and Lavras - MG headquarters. For the genetic divergence study it was used the average Euclidean distance as dissimilarity measure and average distance (UPGMA) to identify the similarity among groups. The largest genetic divergence was verified between MG23 and MG29 accesses, while the smallest genetic divergence was found between MS09 and MS23 accesses. The characteristics contributed similarly to explain the genetic divergence among these 30 progenies. In the evaluation of formed groups using the technique of UPGM, it was observed the formation of 5 groups. Progenies belonging to I group (MS09, MS23, MG18, MS03, MS30, MS35, MS22 e MS34) and V (MG11, MS08, MS02 e MS29) are the most promising to the increase of genetic variability.

**Keywords:** peltophorum dubium, Cluster analysis, Multivariate analysis, UPGMA.

## 1. INTRODUÇÃO

A espécie *Peltophorum dubium* (Spreng.) Taubert, referida popularmente no território brasileiro como canafístula e angico-amarelo é nativa da América do Sul e apresenta ampla distribuição geográfica no Brasil (REITZ et al., 1978; CARVALHO, 2003a; EMBRAPA, 2014).

A canafístula tem sido empregada de diversas maneiras em função de suas características desejáveis e pela possibilidade de retorno econômico. A madeira apresenta boa qualidade, consistência densa, e resistência à umidade, sendo destinada principalmente a indústria de móveis e construção civil (CARVALHO, 2003a). A rusticidade e o rápido crescimento tornam a espécie uma importante opção para utilização na recuperação de áreas degradadas (CARVALHO, 2003a). A presença de taninos nas cascas caulinares, de saponinas nos tecidos foliares e de inibidores de tripsina nas sementes conferem a esta espécie possibilidade de aplicação em produtos fármacos, podendo ser utilizadas para tratar processos inflamatórios e infecciosos (DUARTE e KRENTKOWSKI, 2014; TRONCOSO et al., 2007; SALVAT et al., 2004; REITZ et al., 1978). Os taninos também podem ser empregados na fabricação de adesivos, processamento de couro, dentre outros.

As amplas opções de utilização fazem com que a canafístula ganhe cada vez mais importância no cenário nacional, despertando o interesse de programas de melhoramento que visam obter genótipos eficientes e adaptados a diversas condições ambientais. Para isto, é essencial o estudo da diversidade genéticas que permite inferir sobre a variabilidade genética das populações, além de apresentar relação direta com a heterose, possibilitando a identificação de combinações híbridas de maior efeito heterótico (CARVALHO et al., 2003b).

O uso de análises biometrias baseadas na quantificação da heterose, ou em processos preditivos, que avaliam diferenças bioquímicas, morfológicas, fisiológicas e agronômicas dos genitores permitem inferir sobre a diversidade genética das populações (CRUZ et al., 2014). Os programas de melhoramento têm frequentemente utilizado técnicas multivariadas para estimar a divergência genética. Dentre as técnicas mais empregadas, citam-se a análise por componentes principais, quando os dados são obtidos de experimentos sem repetições; a análise por variáveis canônicas, quando os dados são obtidos de experimentos com repetições; e os métodos de agrupamento, cuja



aplicação depende da utilização de uma medida de dissimilaridade previamente estimada (CRUZ et al., 2014).

Diante do exposto, o presente trabalho tem por objetivo estimar a divergência genética com base em compostos fenólicos obtidos em progênies de canafístula oriundas de diferentes regiões de Mato Grosso do Sul e Minas Gerais.

## 2. REVISÃO DE LITERATURA

### 2.1 Aspectos gerais da canafístula

A espécie arbórea tropical *Peltophorum dubium* (Spr.) Taubert, conhecida popularmente como canafístula e angico-amarelo é uma leguminosa da família Fabaceae e sua distribuição tem sido verificada desde o estado da Bahia no Brasil até a Argentina e Paraguai. As árvores são altas, podendo atingir até 40m de altura e 120 cm de diâmetro de altura de peito (DAP), com folhas semideciduais até decíduas, alternadas e compostas, inflorescências em panículas terminais, com fruto do tipo vagem indeiscente, apresentando de uma a duas sementes.

Conforme a grande maioria das espécies arbóreas tropicais, a canafístula se reproduz por meio de cruzamentos ao acaso (SEBBEN et al., 2008). É uma espécie hermafrodita e possui como principais polinizadores as abelhas, e diversos insetos pequenos (CARVALHO, 2002). O processo reprodutivo tem início entre sete e doze anos de idade da planta (CARVALHO, 2003a).

A canafístula é uma espécie heliófila (FERREIRA,1977; INOUE e GALVÃO, 1986) e medianamente tolerante a baixas temperaturas, sofrendo lesões por geadas com temperatura mínima de - 1°C (EMBRAPA, 1986). Seu cultivo é indicado em sol pleno, solo fértil, drenável, enriquecido com matéria orgânica e irrigado regularmente no primeiro ano após o plantio. Segundo Salerno et al. (1996), a produção de mudas de canafístula é fácil em decorrência da abundante produção de sementes, entretanto Carvalho (2003a) relata a necessidade de tratamentos para superação de dormência nas sementes, pois estas apresentam germinação baixa e irregular.

Por ser uma planta rústica e de rápido crescimento, a canafístula é importante na composição de reflorestamentos mistos de áreas degradadas (INOUE et al., 1984; Lorenzi, 2002). Segundo Carvalho (1994), o potencial para reflorestamento dessa espécie dá-se em função de sua ocorrência natural em diversos tipos de solo, sua baixa exigência quanto à fertilidade química do solo e também por possuir plasticidade adaptativa, isto é, a capacidade que um indivíduo apresenta para sobreviver e se reproduzir em condições ambientais adversas por meio de alterações morfológicas e/ou fisiológicas (GONDIN et al., 2014). A canafístula também pode ser utilizada para

arborização de ambientes públicos como parques, rodovias e praças, se apresentando como alternativa para paisagismo em geral (LORENZI, 2001).

A madeira densa, com boa resistência a umidade torna viável ser utilizada na construção civil, construção naval, indústria de móveis, marcenaria e carpintaria (MATTEI e ROSENTHAL, 2002). Modes et al. (2012) definem esta planta sendo uma das espécies mais promissoras para a indústria madeireira, uma vez que apresenta rápido crescimento e propriedades tecnológicas compatíveis com as exigências do mercado, tal como a densidade da madeira. A madeira do tronco apresenta densidade de aproximadamente  $0,69 \text{ g cm}^{-3}$ , é rígida e possui longa durabilidade (CARVALHO, 1994).

Outro aspecto de grande importância para o setor industrial é a presença de tanino em sua casca. Este consiste em um composto da família dos fenóis que pode ser utilizado em diversos setores industriais como farmacêutico, fabricação de adesivos, processamento de couro, dentre outros, apresentando a vantagem de ser um composto solúvel em água (GUERRA et al., 1982; SAKITA e VALLILO, 1990; LEME et al., 1994). Também presentes na casca de canafístula, os flavonóides possuem capacidade antioxidante e significativa contribuição na dieta, assim como seu efeito na prevenção de diversas enfermidades, tais como: enfermidades cardiovasculares, cancerígenas e doenças neurológicas (Harborne e Williams, 2000; Sánchez-Moreno, 2002).

## 2.2 Compostos fenólicos em canafístula

De acordo com Braz Filho (2010), os vegetais são considerados os principais biossintetizadores de vários tipos de estruturas moleculares, de modo que produzem inúmeros componentes orgânicos, os quais são divididos em metabólitos primários e secundários.

Os metabólitos primários são compostos por uma série de processos envolvidos na manutenção fundamental da sobrevivência, para o desenvolvimento das plantas e para armazenamento de energia. Os compostos fenólicos possuem importante função para a sobrevivência e competição no ambiente (SANTOS et al., 2013).

Metabólitos secundários são as substâncias produzidas a partir de vias biossintéticas diversas, influenciando as interações ecológicas entre a planta e o meio ambiente (SANTOS, 2014). Jamal et al. (2008) relatam a importância destes compostos

por atuarem como pesticidas naturais de defesa contra herbívoros ou microrganismos patogênicos.

### 2.2.1 Fenóis

Os compostos fenólicos são definidos como substâncias que possuem um anel aromático com um ou mais substituintes hidroxílicos, incluindo seus grupos funcionais. Estão amplamente distribuídos no reino vegetal, englobando desde moléculas simples até outras com alto grau de polimerização (SOARES et al., 2008). Os compostos fenólicos presentes nas plantas estão relacionados, principalmente, com a proteção, conferindo alta resistência a microrganismos e pragas (ROCHA et al., 2011).

Os fenóis apresentam o grupo funcional hidroxila (-OH) ligado diretamente à um carbono de anel aromático. São descritos como fenóis, os ácidos fenólicos e derivados, ligninas, taninos e flavonoides, os quais estão presentes nos alimentos de origem vegetal como folhas, cereais, leguminosas, frutas em geral e bebidas como chás, café e vinho tinto (SANTOS, 2014).

As aplicações dos fenóis são inúmeras, devido à grande heterogeneidade desse grupo: estão presentes em desinfetantes, plásticos explosivos, corantes, entre outras aplicações. Os fenóis são empregados na fabricação de medicamentos, este metabólito tem tido destaque na fabricação de inseticidas por conferir proteção às plantas contra herbívoros (SCHALLER, 2008).

Não há na literatura quantificações de fenóis em canafístula. Contudo, Sartori et al. (2014) verificou uma média de 11,73% de teor de fenóis totais em cascas de angico-vermelho (*Anadenanthera peregrina*) e constatou um incremento nos teores desses compostos com aumento do diâmetro do fuste das árvores.

### 2.2.2 Taninos

Os taninos são compostos secundários presentes na maioria das plantas, que podem variar em concentração nos tecidos vegetais dependendo da idade e tamanho da planta, da parte coletada, da época ou ainda, do local de coleta (LARCHER, 2000). Estes compostos fenólicos são solúveis em água com peso molecular entre 500 e 3000 e que, ao lado de reações fenólicas usuais, tem a propriedade de precipitar alcaloides,

gelatinas e outras proteínas de plantas e podem sofrer facilmente hidrólise por bases, ácidos e esterases (BATE-SMITH e SWAIN, 1962; SANTOS e MELLO, 2003).

Segundo Pizzi (1993), o termo tanino tem sido usado frequentemente para definir duas classes diferentes de compostos químicos de natureza fenólica, ou seja, os taninos hidrolisáveis e os taninos condensados. De acordo com Zucker (1983) os taninos hidrolisáveis são responsáveis pela defesa das plantas contra os herbívoros e os condensados são importantes para assegurar a defesa contra microrganismos patogênicos. Os taninos condensados ou proantocianidinas são polímeros de flavonóides, cujos monômeros são unidos por uma ligação carbono-carbono (AGOSTINI-COSTA et al., 2003).

O significado dos taninos para as plantas se refere aos produtos naturais e fenólicos baseados no ácido gálico (taninos hidrolisáveis) ou sobre os poliflavonoídes (taninos condensados) (METCHE, 1980; PIZZI, 1993; CARNEIRO et al., 2001; PAIVA et al., 2002; MORI et al., 2003). Os taninos condensados constituem mais de 90% da produção mundial de taninos comerciais, ultrapassando a marca de 350.000 t ano<sup>-1</sup> (GUANGCHENG et al., 1991). Eles são mais indicados na produção de adesivos.

Os taninos são empregados para curtir couro desde a antiguidade. Atualmente, além da indústria coureira, os taninos encontram aplicações como corante corporal, na indústria farmacêutica, na fabricação de plásticos, fungicidas, bebidas, velas e painéis de barros, às quais dão a coloração preta e são também responsáveis por sua impermeabilização (RAYGORODSKY, 2016). Os extratos tanantes também possuem utilidades como floculantes, coagulantes e auxiliares de floculação para tratamento de águas de abastecimentos e efluentes, como agentes de suspensão, dispersantes e fluidificantes para lama de perfuração e como adesivos para a indústria de madeira (TANAC, 2016).

O interesse na quantificação do tanino presente em diferentes matrizes deve-se, em parte, ao fator econômico, isto é, emprego industrial, bem como por sua atividade biológica (CAMILLO, 1997).

Há poucos trabalhos referentes a avaliação desse composto fenólico em canafístula. Entretanto, investigações fitoquímicas demonstraram que as cascas caulinares de canafístula possuem entre 6 e 8% de taninos (REITZ et al., 1978). Trugilho et al. (1997) estimou uma média de 10,62% de teor desse composto em *P. dubium*.

### 2.2.3 Flavonóides

Os flavonóides são metabolitos secundários de plantas biossintetizados a partir da via dos fenilpropanóides (SIMÕES et al., 2000). Estes representam um dos grupos mais importantes e diversificados entre os produtos de origem vegetal e natural, sendo uma classe amplamente distribuída no reino vegetal (MACHADO et al., 2008). Esses metabólitos podem ser encontrados nas frutas, vegetais, sementes, flores e cascas de árvores, também em vinhos, cereais e ocasionalmente em corantes alimentares. Dessa forma, tornam-se parte íntegra da dieta humana (SIMÕES et al., 2000).

O interesse econômico dos flavonoides é decorrente de suas diferentes propriedades. De acordo com Machado et al. (2008) ensaios biológicos usando combinações isoladas revelam que os flavonoides exibem uma grande ação sobre os sistemas biológicos demonstrando efeitos antimicrobiano, antiviral, antiulcerogênico, citotóxico, antineoplásico, antioxidante, anti-hepatotóxico, anti-hipertensivo, hipolipidêmico, anti-inflamatório (PELZER, 1998).

Não existem trabalhos referentes a quantificação de flavonóides em canafístula na literatura. Contudo, Araújo (2008) verificou uma média de 4,41% de teor de flavonóides em cascas de Umbu (*Spondias tuberosa* Arruda) e 3,75% em cascas de Aroeira (*Myracrodruon urundeuva* Allemao).

### 2.3 Divergência Genética

A divergência genética faz referência ao grau de heterogeneidade ou nível de variação genética de uma população ou de indivíduos de uma determinada espécie (ESTOPA, 2003). A divergência ou diversidade genética entre e dentro de populações encontradas em suas condições naturais, em bancos de germoplasma ou desenvolvidas nos programas de melhoramento genético pode ser predita pelas diferenças entre os valores fenotípicos mensurados em suas unidades (indivíduos, famílias, etc.) (DINIZ FILHO, 2000 apud CRUZ et al., 2011).

A divergência genética em plantas perenes tem sido normalmente realizada com base em descritores botânicos, morfológicos e químicos por apresentarem baixo custo. As análises desses dados têm sido obtidas por técnicas univariadas, o que pode gerar dificuldade na obtenção das estimativas relativas à divergência e na seleção de

indivíduos para intercruzamentos (OLIVEIRA et al., 2007). E por técnicas multivariadas, as quais permitem avaliar o indivíduo por vários aspectos, proporcionando uma visão mais ampla de cada acesso (CRUZ et al., 2004).

A utilização de técnicas multivariadas para estimar a divergência genética, tem se tornado comum entre os melhoristas de plantas, em diferentes espécies perenes, como eucalipto, mata-pasto e buriti (CASTRO et al., 2013; LIMA et al., 2015; GOMES et al., 2011). Dentre as análises multivariadas mais utilizadas, citam-se análise por componentes principais e variáveis canônicas e os métodos aglomerativos, que utilizam a distância Euclidiana ou a distância generalizada de Mahalanobis na predição da divergência genética (CRUZ et al., 2004).

### 2.3.1 Análise de Agrupamento

A técnica multivariada de análise de agrupamento é uma maneira de se obter grupos homogêneos, por um esquema que possibilite reunir os indivíduos em um determinado número de grupos, de modo que exista grande homogeneidade dentro de cada grupo e heterogeneidade entre eles (JOHNSON e WICHERN, 1992; CRUZ e REGAZZI, 2001).

Na análise de agrupamento, várias questões surgem, como por exemplo, o número final de grupos desejados, a adequação da partição obtida e o tipo de medida de similaridade a ser utilizada. Com relação ao número de grupos desejados, o que se faz mais comumente é utilizar vários números de grupos e, por algum critério de otimização, selecionar o mais conveniente (CRUZ et al., 2004). Segundo Manly (2008) o conceito de uma análise de agrupamento é a utilização dos valores das variáveis para planejar um esquema para agrupar os objetos em classes de modo que objetos similares estejam na mesma classe, sendo que o número de classes não é usualmente conhecido.

Segundo Cruz et al. (2011) os métodos de agrupamento mais utilizados são os de otimização e os hierárquicos. Silva (2012) explica que nos métodos de otimização ocorre o ajustamento de algum critério de agrupamento para a formação dos grupos, enquanto que nos hierárquicos os materiais são agrupados por uma técnica que se repete em vários níveis até que o dendrograma seja gerado.

### 2.3.2 Medidas de Dissimilaridade

Um critério que quantifique a distância entre dois objetos é entendido como medida de dissimilaridade e, quanto menores os valores destas medidas, mais similares são os objetos comparados. Um grande número de distâncias tem sido proposto e usado e cada uma delas, produz um determinado tipo de agrupamento (MINGOTI, 2005).

As medidas de dissimilaridade são de grande importância em estudos de divergência genética em que se procura identificar genitores a serem utilizados em programas de hibridação. As medidas de dissimilaridade para caracteres quantitativos mais utilizadas nos estudos genéticos são: a distância euclidiana, o quadrado da distância euclidiana, a distância euclidiana média e a distância generalizada de Mahalanobis (CRUZ et al., 2011).

### 2.3.3 Métodos Hierárquicos

Os métodos hierárquicos são os mais amplamente difundidos (SIEGMUND et al., 2004) e abrangem basicamente duas etapas. A primeira se refere à estimação de uma medida de similaridade ou dissimilaridade entre os indivíduos, e a segunda refere-se à adoção de uma técnica de formação de grupos (SANTANA e MALINOVSKI, 2002).

Segundo Cruz et al. (2011), os principais métodos de agrupamento hierárquicos são: o método do vizinho mais próximo, o método do vizinho mais distante, o método UPGMA (Unweighted Pair-Group Method using Arithmetic Averages), o método do centroide, o método WPGMC (Weighted Pair-Group Method Using Arithmetic Averages) e o método da variância mínima de Ward. Todos esses métodos operam sobre a matriz de distâncias, dispensando recorrer aos dados originais.

Em pesquisas sobre diversidade genética, por apresentar vantagem sobre os outros métodos, considerando médias aritméticas das medidas de dissimilaridade, o método da ligação media entre grupos (UPGMA) vem sendo amplamente empregado. Este método evita caracterizar a dissimilaridade por valores extremos entre os indivíduos considerados (CRUZ e CARNEIRO, 2003), como ocorre com os métodos do vizinho mais próximo e do vizinho mais distante. Outra razão que também favorece o



método UPGMA é que ele tende a gerar valores mais altos do coeficiente de correlação cofenética (SOKAL e ROHLF, 1962).

### 3. MATERIAL E MÉTODOS

#### 3.1 Histórico da área experimental

Em julho de 2012, foi realizada a coleta de sementes de árvores matrizes superiores de *P. dubium* com base em características fenotípicas desejáveis, como altura, diâmetro, condições de copa, sanidade, forma do fuste e quantidade de sementes (CARVALHO et al., 2015)

As matrizes foram selecionadas em três procedências no estado de Mato Grosso do Sul e uma no estado de Minas Gerais, sendo: 15 na Zona das Monções em Ivinhema- MS; 10 na Serra de Maracajú no município de Maracajú- MS, 15 na Serra da Bodoquena em Bonito- MS e 24 na Serra da Bocaina em Lavras- MG, totalizando 64 matrizes e 4 procedências.

A partir das matrizes foram produzidas mudas nas dependências do Viveiro Florestal da Faculdade de Ciências Agrárias da Universidade Federal da Grande Dourados (UFGD) e levadas para área de plantio, localizada na Fazenda de Ciências Agrárias da UFGD. A área experimental está localizada nas coordenadas geográficas 22°14'08"S, 54°59'13"W e altitude de 434m. O clima é classificado como Aw segundo Köppen- Geiger (PEEL et al., 2007) e o solo classificado originalmente como Latossolo Vermelho distroférrico típico – LVdf (EMBRAPA, 1999).

O plantio das mudas foi realizado no mês de fevereiro de 2013, utilizando-se o espaçamento de 3 metros entre linhas e 2 metros entre plantas. O delineamento utilizado foi alfa látice 8 x 8, distribuídos em 4 repetições, ou seja, cada repetição possui 8 blocos que são compostos de 8 parcelas, sendo estas compostas de 6 plantas, totalizando 64 tratamentos (progênies) por repetição

A primeira adubação de base foi feita com 10 dias após o plantio com fertilizante NPK 06:30:06 em dosagem de 110 g planta<sup>-1</sup> dividido em duas covetas laterais a 15cm da muda. A adubação de cobertura foi realizada após 180 dias do plantio com o fertilizante NPK 20:00:20 + 0,5% B e 0,5% Zn, na dosagem de 90 g planta<sup>-1</sup>, ao redor das mudas. O controle de plantas daninhas foi realizado por meio de roçadas e capinas sempre que necessário.

#### 3.2 Caracterização da população em estudo e do experimento

Em 2015 selecionou-se ao acaso, 30 progênies de canafístula a partir da população composta por 64 progênies implantadas na FAECA-UFGD em fevereiro de 2013 e citadas no item 3.1. A identificação e a procedências das progênies selecionadas pode ser verificada na Tabela 1.

As progênies selecionadas foram avaliadas quanto à altura de planta em metros, com auxílio de uma régua graduada, sendo a medida tomada da base até o ápice da planta. De cada uma das 30 progênies, foram coletadas casca em metros e coletadas cascas caulinares visando à obtenção de compostos fenólicos. A parcela experimental foi composta por 6 de cada progênie, com espaçamento de 2 metros entre plantas a uma altura de 1,30m do solo, representada como diâmetro a altura do peito (DAP).

O delineamento experimental utilizado foi inteiramente casualizado. Cada parcela foi composta por uma linha com 6 plantas, com espaçamento de 2 metros entre plantas.

**TABELA 1.** Procedências das 30 progênies de canafístula selecionadas para avaliação de compostos fenólicos.

<b>Região de Origem</b>	<b>Município</b>	<b>Identificação das Progênies</b>
Serra da Bodoquena	Bonito – MS	MS1, MS2, MS3, MS4, MS6, MS7, MS8, MS9
Serra de Maracajú	Maracajú – MS	MS17, MS18, MS19
	Guia Lopes – MS	MS22, MS23, MS24, MS25, MS27
Serra das Monções	Ivinhema – MS	MS29, MS30, MS35 e MS36
	Angélica- MS	MS31, MS32, MS33, MS34
Serra da Bocaina	Lavras - MG	MG1, MG5, MG11, MG18, MG23, MG24

### 3.3 Obtenção dos compostos fenólicos

Após a coleta, as cascas foram picadas com o auxílio de um facão e levadas à uma estufa de secagem de circulação e renovação de ar (modelo TE-394/3) durante 72 horas, regulada a uma temperatura de 45°C. Após o período de secagem, as cascas foram moídas por meio de um moinho de rotação tipo ciclone (modelo TE-651/2) a fim de se obter um material mais fino e uniformizado.

Para obtenção do extrato bruto metanólico foram utilizados 5 gramas das cascas moídas de cada progênie e 40mL de solvente metanol. Foi realizada filtração e posteriormente remoção do solvente em evaporador rotativo sob pressão reduzida e temperatura entre 65°C.

A avaliação do teor de fenóis totais foi feita por espectrofotometria de UV, utilizado o método de Folin e Ciocalteu (1927). Foi realizada uma curva de calibração, onde o branco foi: 100µl de metanol HPLC (MeOH/HPLC); 1,5mL de carbonato de sódio (Na<sub>2</sub>CO<sub>3</sub>); 1mL de água destilada; 0,5mL de folin diluído. Para o preparo da curva, foi utilizado ácido gálico (0,010g/10mL) em diferentes volumes (10,0; 20,0; 30,0; 40,0; 50,0 e 60µl), que foram completados com MeOH/HPLC até 100µl. Posteriormente, foram adicionados 1,5mL de carbonato de sódio (Na<sub>2</sub>CO<sub>3</sub>); 1mL de água destilada; 0,5mL de folin diluído. A leitura foi realizada após 30 minutos em espectrofotômetro (modelo Biospectro SS-22) à 760 nm em triplicata a cada 5 minutos. Para cada amostra foi utilizado 100µl de solução do extrato; 1,5 mL de carbonato de sódio (Na<sub>2</sub>CO<sub>3</sub>); 1mL de água destilada; 0,5 mL de folin diluído. A absorbância das amostras foi medida após 30 minutos em espectrofotômetro à 760nm, em forma de triplicata a cada 5 minutos.

A avaliação do teor de taninos condensados foi realizada pelo método de Broathurst e Jones disponível em Rocha et al. (2011). Primeiramente, foi realizada uma curva de calibração utilizando uma solução de catequina (0,010g/10mL) em diferentes volumes (2,5; 5,0; 10,0; 20,0; 30,0 e 40,0µl), que foram completados até o volume final de 5mL com reagente de vanilina (4%). Essas soluções foram colocadas em tubos de ensaio e levadas ao banho-maria a 30°C durante 20 minutos e lidas a 500nm em triplicata a cada 5 minutos, utilizando somente o reagente de vanilina como branco (5mL). Para leitura da amostra foram utilizados 4mL do reagente de vanilina e 1mL de solução do extrato bruto metanólico de casca de canafístula que reagiram por 20

minutos em banho-maria à 30°C. A leitura das absorvâncias foi feita em espectrofotômetro (Bioespectro SP-22) à 500nm em triplicata a cada 5 minutos.

A avaliação do teor de flavonóides foi realizada pelo método de Lin e Tang (2007). Para a curva de calibração, utilizou-se solução de quercetina (0,025g/25mL) em diferentes volumes: 1; 2,5; 5; 10; 15; 30; 40; 50; 60; 70 100µl, que foram completadas com MeOH/HPLC até 500µL. A leitura foi feita após 40 minutos em espectrofotômetro à 415nm em triplicata a cada 5 minutos. Para a leitura das amostras foram utilizados 500µl de solução do extrato; 1500µl de álcool etílico 95%; 100µl de cloreto de alumínio 10%; 100mL de acetato de sódio 1molL<sup>-1</sup> e 2800 µl de água destilada. A leitura foi realizada após 40 minutos em espectrofotômetro à 415nm em triplicata a cada 5 minutos.

### 3.3.1 Análise das absorvâncias

Para a análise das leituras das absorvâncias de cada teste foram utilizadas as equações das retas geradas a partir das curvas de calibração realizadas (Figuras 1, 2 e 3). Os gráficos foram construídos usando o software OriginPro 9.0<sup>®</sup> (©OriginLab Corporation).

Equações das retas:

$$\text{Fenóis totais} - Y = 15,624x + 0,1096$$

$$\text{Taninos condensados} - Y = 12,229x + 0,0009$$

$$\text{Flavonóides} - Y = 14,799x - 0,0701$$

onde: Y: média das leituras das absorvâncias da amostra;

X: concentração do reagente existente no extrato em estudo.

Gráficos das curvas de calibração:

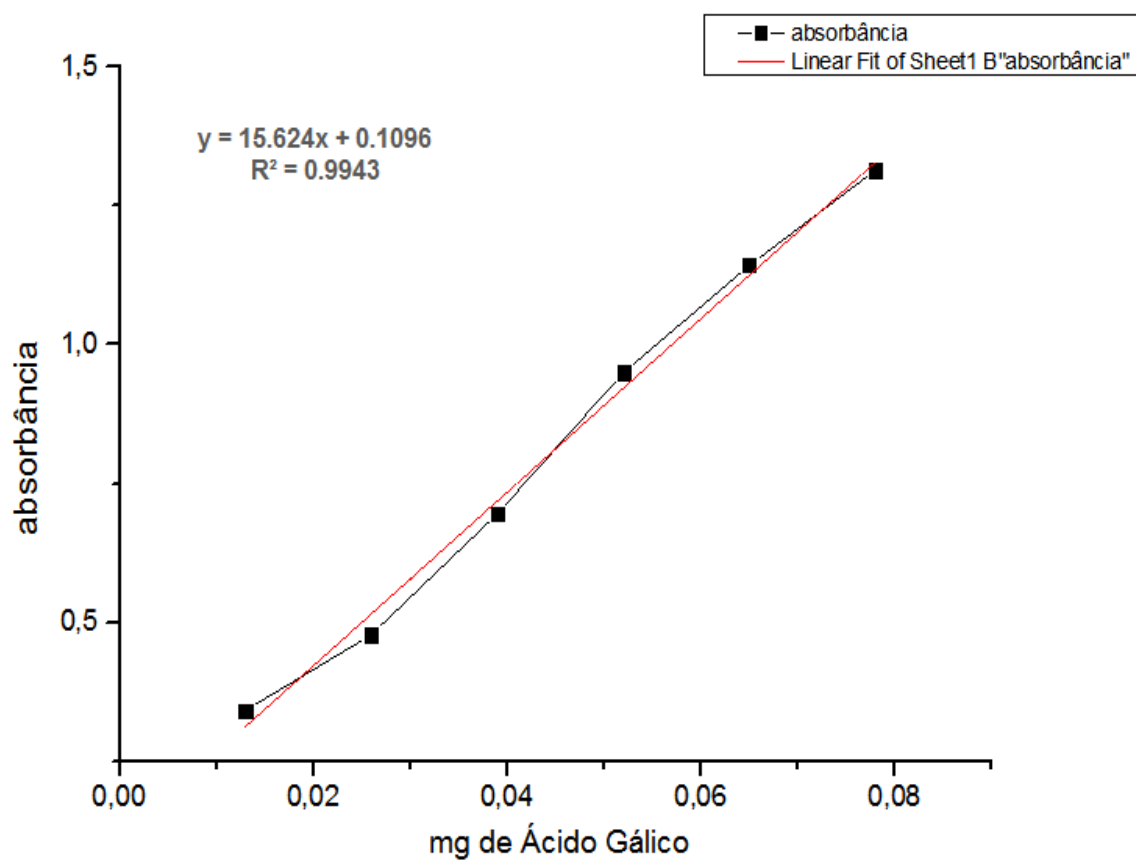


Figura 1. Curva de calibração para fenóis obtida a partir de cascas canafistula.

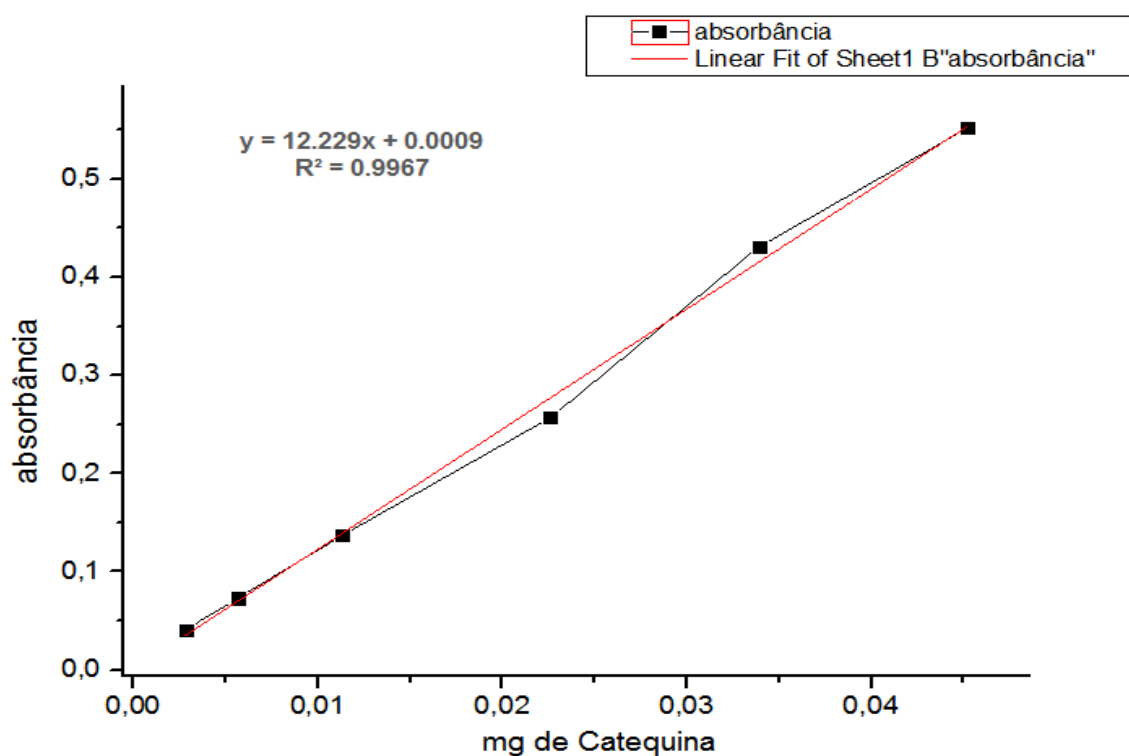
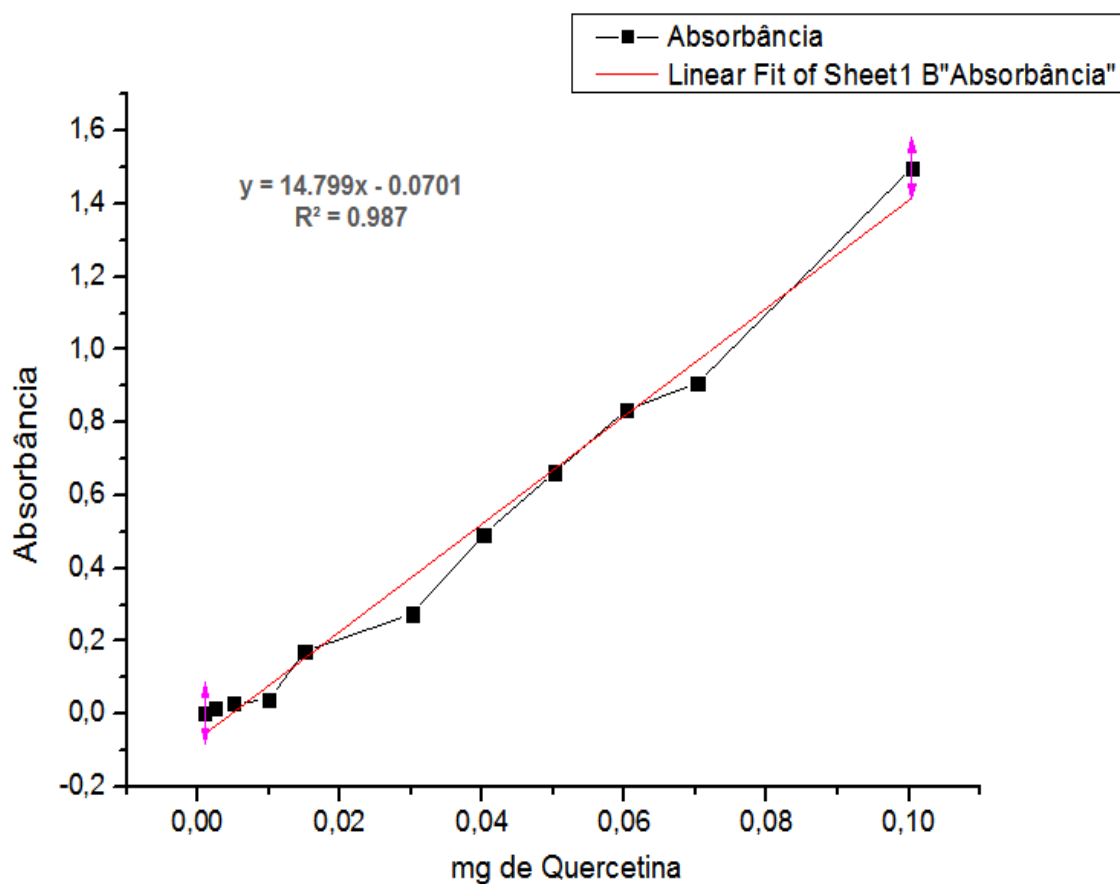


Figura 2. Curva de calibração para taninos obtida a partir de cascas de canafistula.



**Figura 3.** Curva de calibração para flavonoides obtida a partir de cascas de canafistula.

Com os valores de x encontrados para cada amostra analisada fez-se os cálculos para obtenção da concentração dos constituintes (mg/g):

Valor de x — — — — — volume adicionado da amostra na cubeta

A — — — — — volume de reagente preparado

$$C = A/m$$

onde: C: concentração final (mg/g) presente no extrato em estudo;

A: concentração da solução padrão no volume preparado;

m: massa (g) do extrato.

Os resultados dos cálculos descritos acima podem ser verificados nas tabelas 2, 3 e 4.

**Tabela 2.** Dados da quantificação de fenóis em progênies de canafístula. Dourados-MS, 2016.

Extrato	Absorbância	Valor X	Valor A	M. pesada (g)	Valor C (mg/g de extrato)
MS27	0.366	0.016	1.641	0.012	137.905
MS02	0.245	0.009	0.867	0.010	84.137
MS06	0.416	0.020	1.961	0.011	186.770
MS18	0.370	0.017	1.667	0.012	144.928
MS24	0.514	0.026	2.588	0.011	244.182
MG01	0.324	0.014	1.372	0.010	135.866
MG11	0.531	0.027	2.697	0.011	252.068
MG18	0.500	0.025	2.499	0.011	237.973
MG24	0.439	0.021	2.108	0.010	204.689
MS08	0.508	0.025	2.550	0.011	238.311
MS33	0.388	0.018	1.782	0.011	163.475
MS29	0.704	0.038	3.804	0.011	358.906
MS32	0.380	0.017	1.731	0.010	171.354
MS22	0.346	0.015	1.513	0.010	146.899
MS03	0.209	0.006	0.636	0.011	58.367
MG23	0.412	0.019	1.935	0.011	180.886
MS25	0.366	0.016	1.641	0.010	160.889
MG05	0.348	0.015	1.526	0.011	142.604
MS17	0.559	0.029	2.876	0.011	273.938
MS35	0.402	0.019	1.871	0.011	174.905
MS09	0.475	0.023	2.339	0.010	229.285
MS04	0.420	0.020	1.987	0.010	191.028
MS07	0.293	0.012	1.174	0.011	109.704
MS30	0.472	0.023	2.320	0.011	220.906
MS19	0.399	0.019	1.852	0.011	176.407
MS31	0.379	0.017	1.724	0.010	165.795
MS36	0.260	0.010	0.963	0.010	92.560
MS34	0.458	0.022	2.230	0.010	220.782
MS23	0.436	0.021	2.089	0.011	189.918
MS01	0.288	0.011	1.142	0.011	104.755

Valor X: concentração do reagente existente no extrato em estudo; valor A: concentração da solução padrão no volume preparado; valor C: concentração final (mg/g) presente no extrato em estudo.



**Tabela 3.** Dados da quantificação de taninos em progênies de canafístula. Dourados-MS, 2016.

Extrato	Absorbância	Valor X	Valor A	M. pesada (g)	Valor C (mg/g de extrato)
MS33	0.384	0.031	0.313	0.010	30.123
MS35	0.305	0.025	0.249	0.010	24.143
MS01	0.322	0.026	0.263	0.012	22.252
MS07	0.300	0.024	0.245	0.011	23.074
MG23	0.342	0.028	0.279	0.010	26.820
MS34	0.290	0.024	0.236	0.010	23.641
MS24	0.411	0.034	0.335	0.010	33.203
MS02	0.286	0.023	0.233	0.011	21.389
MS23	0.302	0.025	0.246	0.010	24.378
MS22	0.392	0.032	0.320	0.010	31.050
MS06	0.395	0.032	0.322	0.010	31.288
MS19	0.723	0.059	0.590	0.012	51.347
MS09	0.290	0.024	0.236	0.010	23.177
MG11	0.558	0.046	0.456	0.011	41.795
MS17	0.351	0.029	0.286	0.011	27.266
MS29	0.484	0.040	0.395	0.010	39.505
MS25	0.423	0.035	0.345	0.011	32.563
MG01	0.273	0.022	0.223	0.010	21.395
MS03	0.305	0.025	0.249	0.011	22.814
MG18	0.723	0.059	0.590	0.010	57.329
MS31	0.602	0.049	0.492	0.011	46.372
MS27	0.281	0.023	0.229	0.010	22.905
MS08	0.580	0.047	0.474	0.011	42.662
MS36	0.168	0.014	0.137	0.011	12.310
MS04	0.297	0.024	0.242	0.010	23.739
MS32	0.371	0.030	0.303	0.011	27.513
MS30	0.327	0.027	0.267	0.010	26.144
MS18	0.212	0.017	0.173	0.010	17.615
MG05	0.129	0.010	0.105	0.011	9.700
MG24	0.399	0.033	0.326	0.010	32.554

Valor X: concentração do reagente existente no extrato em estudo; valor A: concentração da solução padrão no volume preparado; valor C: concentração final (mg/g) presente no extrato em estudo.

**Tabela 4.** Dados da quantificação de flavonóides em progênies de canafístula. Dourados-MS, 2016.

Extrato	Absorbância	Valor X	Valor A	M. pesada (g)	Valor C (mg/g de extrato)
MS32	0.111	0.012	0.612	0.020	29.993
MG11	0.075	0.010	0.490	0.021	23.798
MG01	0.124	0.013	0.656	0.020	32.146
MS24	0.095	0.011	0.558	0.021	27.210
MS06	0.114	0.012	0.622	0.021	29.904
MS23	0.174	0.016	0.825	0.021	39.841
MG05	0.140	0.014	0.710	0.020	34.796
MS35	0.074	0.010	0.487	0.021	23.520
MS34	0.053	0.008	0.416	0.020	20.589
MS17	0.066	0.009	0.460	0.021	22.322
MS33	0.070	0.009	0.473	0.021	22.867
MS04	0.076	0.010	0.494	0.021	23.962
MS36	0.209	0.019	0.943	0.020	46.224
MS29	0.028	0.007	0.331	0.021	16.012
MS22	0.057	0.009	0.429	0.021	20.745
MS07	0.084	0.010	0.521	0.021	25.397
MS02	0.223	0.020	0.990	0.021	47.609
MS31	0.009	0.005	0.267	0.020	13.362
MS27	0.178	0.017	0.838	0.021	40.107
MS19	0.097	0.011	0.565	0.021	27.143
MS01	0.161	0.016	0.781	0.021	37.538
MG18	0.080	0.010	0.507	0.020	24.982
MS03	0.126	0.013	0.663	0.021	31.701
MS08	0.101	0.012	0.578	0.020	28.337
MG24	0.112	0.012	0.615	0.021	29.866
MS18	0.146	0.015	0.730	0.021	35.443
MS25	0.160	0.016	0.777	0.021	37.376
MG23	0.083	0.010	0.517	0.020	25.481
MS30	0.123	0.013	0.652	0.021	31.670
MS09	0.091	0.011	0.544	0.020	27.079

Valor X: concentração do reagente existente no extrato em estudo; valor A: concentração da solução padrão no volume preparado; valor C: concentração final (mg/g) presente no extrato em estudo.

### 3.4 - Análise estatística

Os dados referentes aos compostos fenólicos foram transformados para  $\sqrt{x}$  por não apresentarem normalidade segundo o teste de Shapiro-Wilk (1965). Em seguida, foram realizadas análises de variância individual para teor de fenóis, teor de taninos, teor de flavonoides e altura de plantas.

No estudo multivariado de divergência genética foram utilizados a distância euclidiana média como medida de dissimilaridade e distância média (UPGMA) para identificar a similaridade entre grupos.

O corte no dendrograma foi realizado pelo método de Mojena (1977) segundo o estimador:

$$PC = média + k\sigma$$

onde PC: ponto de corte; k: constante baseado em resultado de simulação, sendo igual a 1,25 (MILLIGAN e COOPER, 1985); e  $\sigma$ : desvio padrão.

O ajuste entre a matriz de distâncias e o dendrograma foi estimado pelo coeficiente de correlação cofenética (r) (SOKAL e ROHLF, 1962). A identificação da importância das características foi feita com base no método de Singh (SINGH, 1981).

As análises estatístico-genéticas foram realizadas com o auxílio do programa estatístico Genes (CRUZ, 2013).

## 4. RESULTADOS E DISCUSSÃO

### 4.1 Quantificação de compostos fenólicos

A análise de variância mostrou não haver diferença significativa para a fonte de variação procedência quanto aos compostos fenólicos e a altura de plantas (Tabela 5). O fator ambiental pode ter contribuído para esse resultado, uma vez que as progênes, apesar de serem oriundas de diferentes regiões, estão cultivadas sob as mesmas condições ambientais. Segundo Gobbo-Neto e Lopes (2007) os metabólitos secundários representam uma interface entre o vegetal e o meio ambiente, onde a produção dos mesmos é frequentemente afetada por fatores ambientais. Ainda de acordo com os mesmos autores, o estágio de desenvolvimento da planta e a idade da mesma, assim como os diferentes órgãos vegetais, são de grande importância e podem interferir na quantidade total de metabólitos produzidos, quanto nas proporções relativas dos elementos da mistura.

O teor de fenóis das 30 progênes de canafístula variou de 8,40 a 35,50% (Tabela 6). A variação dos compostos fenólicos em plantas pode estar associada a vários fatores, como idade e crescimento da planta e parte vegetal coletada para quantificação (Sakamoto et al., 2005).

As estimativas de tanino variaram de 1 a 5,73% (Tabela 6), estes valores estão próximos aos observados na literatura em diferentes espécies lenhosas. Investigações fitoquímicas demonstraram que as cascas caulinares de canafístula possuem entre 6 e 8% de taninos (SAKITA e VALLILO, 1990; REITZ et al., 1978). Segundo Hergert (1962) os taninos podem atingir entre 2 e 40% da massa seca da casca de diversas espécies.

**Tabela 5.** Resumo da análise de variância de diferentes procedências de canafístula. Dourados-MS, 2016.

F.V.	G. L.	Quadrado médio			
		Fenóis	Taninos	Flavonóides	Altura
Procedência	3	6914,99	185,77	33,79	0,45
Resíduo	26	3593,63	106,42	69,04	0,21
Total	29	10508,62	292,19	102,484	0,66
CV%		33,30	35,57	28,42	13,29

As estimativas inferiores a 2% de tanino, encontradas no presente trabalho, podem ter relação com a idade das plantas. A coleta das cascas foi realizada quando as árvores se encontravam com dois anos de idade. Os percentuais de flavonoides obtidos nas progênies de canafístula variaram de 1,33 e 4,76% (Tabela 6). Na literatura tem sido relatado valores entre 0,07 e 4,41% em espécies lenhosas.

**Tabela 6.** Valores da quantificação dos compostos fenólicos em progênies de canafístula. Dourados-MS, 2016.

Progênies	Procedência da Matriz	Fenóis (%)	Taninos (%)	Flavonóides (%)
Lavras – MG				
MG01	Serra da Bocaina	13,60	2,14	3,21
MG05	Serra da Bocaina	14,30	1,00	3,47
MG11	Serra da Bocaina	25,20	4,18	2,38
MG18	Serra da Bocaina	23,80	5,73	2,50
MG23	Serra da Bocaina	18,10	2,68	2,54
MG24	Serra da Bocaina	20,50	3,25	2,98
Bonito – MS				
MS01	Serra da Bodoquena	10,50	2,22	3,75
MS02	Serra da Bodoquena	8,40	2,13	4,76
MS03	Serra da Bodoquena	5,80	2,28	3,17
MS04	Serra da Bodoquena	19,10	2,37	2,39
MS06	Serra da Bodoquena	18,70	3,12	2,99
MS07	Serra da Bodoquena	11,00	2,30	2,54
MS08	Serra da Bodoquena	23,80	4,26	2,83
MS09	Serra da Bodoquena	22,90	2,31	2,70
Maracajú – MS				
MS17	Serra de Maracajú	27,40	2,72	2,23
MS18	Serra de Maracajú	14,50	1,76	3,54
MS19	Serra de Maracajú	17,60	5,13	2,71
Guia Lopes – MS				
MS22	Serra de Maracajú	14,70	3,10	2,07
MS23	Serra de Maracajú	19,00	2,43	3,98
MS24	Serra de Maracajú	24,40	3,32	2,72
MS25	Serra de Maracajú	16,10	3,25	3,73
MS27	Serra de Maracajú	13,80	2,29	4,01
Ivinhema – MS				
MS29	Monções	35,90	3,95	1,60
MS30	Monções	22,10	2,61	3,16
MS35	Monções	17,50	2,41	2,35
MS36	Monções	9,30	1,23	4,62
Angélica – MS				
MS31	Monções	16,6	4,63	1,33
MS32	Monções	17,10	2,75	2,99
MS33	Monções	16,30	3,01	2,28
MS34	Monções	22,00	2,36	2,06

#### 4.2 Dissimilaridade genética em progênies de canafístula

Na Tabela 7 estão apresentadas as medidas de dissimilaridade, estimadas pela distância euclidiana média, entre os 30 pares de acessos mais e menos divergentes. A combinação entre MG23 e MG29 ( $d_{ii}' = 0,70$ ) foi a mais divergente, seguida pela combinação entre MS07 e MG23 ( $d_{ii}' = 0,68$ ), uma vez que estes pares de progênies apresentaram as estimativas mais elevadas da distância euclidiana média. As menores estimativas de divergência foram observadas entre os pares MS09 e MS23 ( $d_{ii}' = 0,10$ ).

A amplitude dos valores de dissimilaridade (0,10 a 0,70) é um indicativo da presença de pouca variabilidade genética entre as progênies para as características avaliadas. Isto pode ser reforçado pelo fato que a maior estimativa de divergência ocorreu entre progênies coletadas na mesma região em Lavras –MG (MG22 e MG29). Em contrapartida, a menor divergência ocorreu em progênies de procedências distintas – Guia Lopes, MS (MS23) e Bonito, MS (MS09).

A contribuição relativa dos caracteres para divergência foi calculada de acordo com Singh (1981) (Tabela 8), esta análise é realizada para se conhecer a característica que mais influencia na divisão dos grupos e na formação do dendrograma. No presente trabalho, as características que mais contribuíram para a explicação da divergência genética entre as 30 progênies de canafístula foram os fenóis, com 35,5%, seguido pelo tanino e altura de planta, com valores de 24,04% e 23,57%, respectivamente.

**Tabela 7.** Estimativas da dissimilaridade ( $d_{ii}'$ ) para as 30 combinações de acessos mais divergentes e mais similares, respectivamente, mediante a avaliação de 04 características (%fenóis, %taninos, %flavonoides e altura de plantas) em 30 progênies de canafístula. Dourados-MS, 2016.

Combinação entre os acessos mais divergentes *		$d_{ii}'$	Combinação entre os acessos mais similares *		$d_{ii}'$
MG01	MG23	0,533469	MG01	MS25	0,061970
MG05	MG23	0,523598	MG05	MS01	0,109910
MG11	MG23	0,587848	MG11	MS08	0,046380
MG18	MG05	0,504145	MG18	MS03	0,017860
MG23	MG11	0,534603	MG23	MS24	0,060740
MG24	MG11	0,671608	MG24	MS32	0,057978
MS01	MG23	0,558855	MS01	MS27	0,028892
MS02	MG23	0,648649	MS02	MS29	0,060412
MS03	MG05	0,505334	MS03	MG18	0,017846
MS04	MG11	0,590928	MS04	MS36	0,031998

MS06	MG11	0,626129	MS06	MS32	0,077539
MS07	MG23	0,680972	MS07	MS33	0,104354
MS08	MG23	0,565207	MS08	MG11	0,046328
MS09	MG05	0,500459	MS09	MS23	0,010353
MS17	MG11	0,702209	MS17	MS04	0,179924
MS18	MG05	0,565673	MS18	MS25	0,029995
MS19	MG23	0,570599	MS19	MS27	0,039601
MS22	MG24	0,502176	MS22	MS23	0,091453
MS23	MG05	0,500719	MS23	MS09	0,010353
MS24	MG11	0,556813	MS24	MS31	0,037969
MS25	MG05	0,537267	MS25	MS18	0,029995
MS27	MG23	0,561541	MS27	MS01	0,028892
MS29	MG23	0,702209	MS29	MS02	0,060412
MS30	MG05	0,502964	MS30	MS03	0,028681
MS31	MG11	0,558119	MS31	MS24	0,037969
MS32	MG11	0,641845	MS32	MG24	0,057978
MS33	MG23	0,613632	MS33	MS19	0,101202
MS34	MG24	0,517926	MS34	MS22	0,097070
MS35	MG05	0,505219	MS35	MS09	0,032927
MS36	MG11	0,578023	MS36	MS04	0,031998

**Tabela 8.** Contribuição relativa de 04 características (%fenóis, %taninos, %flavonoides e altura de plantas) em 30 progênies de canafistula, obtida pelo método proposto por Singh (1981). Dourados-MS, 2016.

Característica	Contribuição relativa	Contribuição relativa (%)
Fenóis	6890564,47	35,51
Taninos	4666348,62	24,04
Flavonoides	3273141,00	16,868
Altura	4574366,33	23,57
Total		100,00

Na avaliação dos grupos formados por meio da técnica de agrupamento hierárquico de UPGMA, observou-se a formação de cinco grupos (Figura 4). O primeiro grupo foi constituído por 8 progênies (MS09, MS23, MG18, MS03, MS30, MS35, MS22 e MS34). Os grupos II, III e IV reuniram 6 progênies cada, II (MS04, MS24, MS36, MS31, MG23 e MS17); III (MS07, MS33, MS01, MS27, MS19 e MG05); IV (MS18, MS25, MG01, MG24, MS32 e MS06). O grupo V apresentou o menor número de progênies, 4 (MG11, MS08, MS02 e MS29).

Os diferentes grupos formados foram compostos por progênies oriundas de matrizes de diferentes regiões, evidenciando a não diferença significativa encontrada na análise de variância realizada. A não formação de grupos contendo progênies procedentes de matrizes das mesmas regiões pode ser explicada pelas condições edafoclimáticas, no plantio e condução da cultura, iguais, tendo o fator ambiental se sobressaído ao genético.



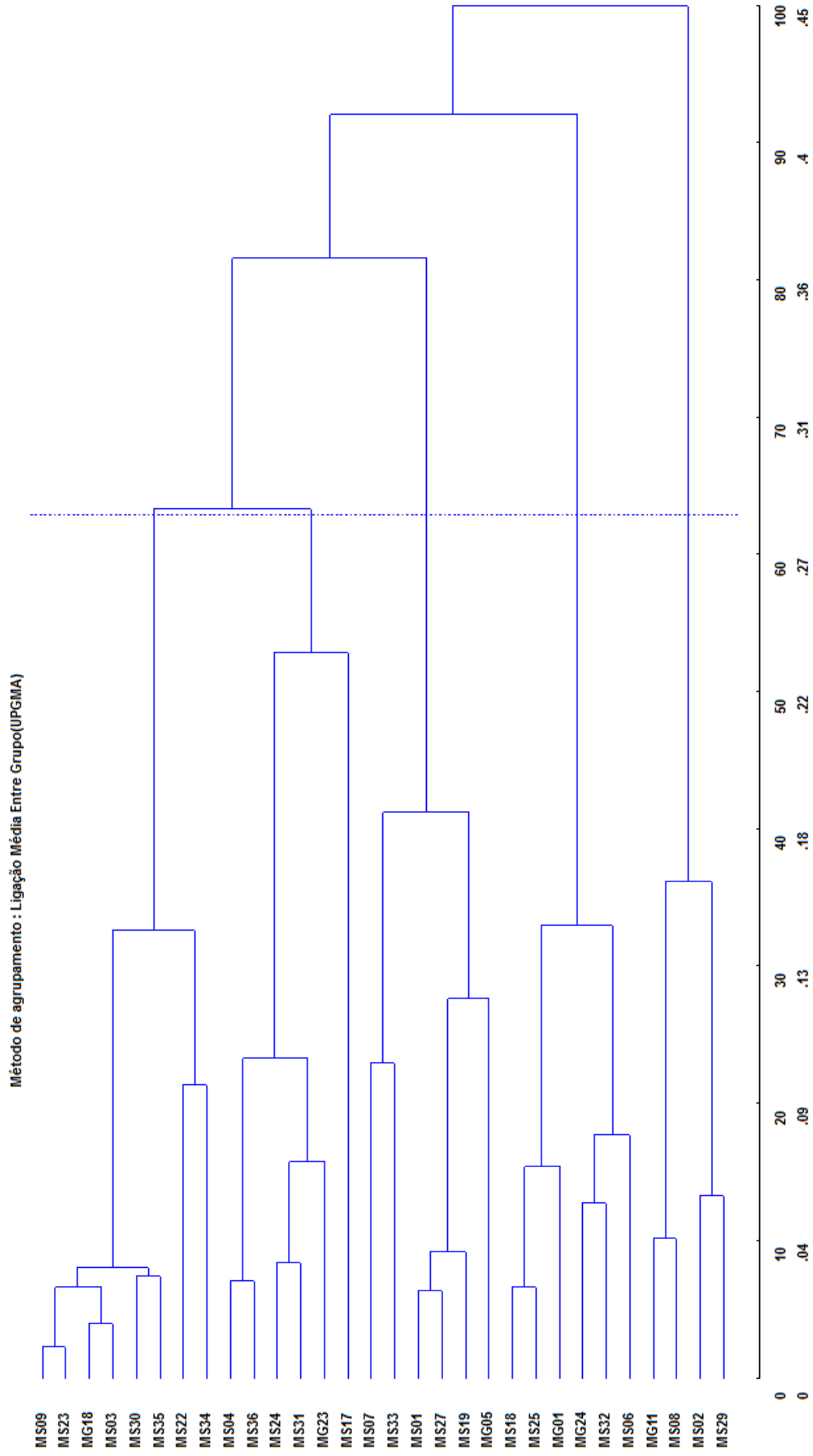


Figura 1. Dendrograma representativo da dissimilaridade genética entre de progênie de canafístula, obtidos pelo método UPGMA, utilizando a distância euclidiana média. Dourados-MS, 2016.

## 5 CONCLUSÕES

1. Os métodos de agrupamentos foram eficientes em representar a divergência genética entre as progênies de canafístula avaliadas.

2. As características avaliadas contribuíram de forma semelhante para a divergência entre as progênies de canafístula.

3. As progênies pertencentes aos grupos I (MS09, MS23, MG18, MS03, MS30, MS35, MS22 e MS34) e V (MG11, MS08, MS02 e MS29) são as mais promissoras para incremento de variabilidade genética.

4. É imprescindível a realização de estudos futuros que permitam a elucidação da influência da idade e de fatores ambientais às progênies, os quais podem afetar a produção dos compostos fenólicos, alterando o agrupamento formado.

## 6 REFERÊNCIAS

AGOSTINI-COSTA, T. S.; LIMA, A.; LIMA, M. V. Determinação de tanino em pedúnculo de caju: método da vanilina versus método do butanol ácido. **Química Nova**, Brasília, v. 26, n. 5, p. 763-765, 2003.

ARAÚJO, T. A. S.; **Taninos e flavonóides em plantas medicinais da caatinga: um estudo de etnobotânica quantitativa**. 2008. 68f. Dissertação (mestrado) CCS. Ciências Farmacêuticas – Universidade Federal de Pernambuco, Recife-PE.

BRAZ FILHO, R. Contribuição da fitoquímica para o desenvolvimento de um país emergente. **Química Nova**, Campos dos Goytacazes, v.33, n. 1, p. 229-239, 2010.

BATE-SMITH, E. C.; SWAIN, T. Flavonoid compounds. **Comparative biochemistry**, New York, v. 3, p. 755-809, 1962.

CAMILLO, S. B. A. **Influência dos fatores de sítio, espaçamento e idade na concentração e produção de tanino em povoamentos de *Acacia mearnsii* De Wild**. 1997. 48f. Dissertação (Mestrado em Engenharia Florestal) - Universidade Federal de Santa Maria, Santa Maria-RS.

CARNEIRO, A. C. O.; VITAL, B. R.; PIMENTA, A. S.; MORI, F. A. Reatividade dos taninos da casca de *Eucalyptus grandis* para produção de adesivos. **Cerne**, Lavras, v. 7, n. 1, p. 1-9, 2001.

CARVALHO, L. P. DE, LANZA, M. A., FALLIERI, J., SANTOS, J. W. DOS. Análise da diversidade genética entre acessos de banco ativo de germoplasma de algodão. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v.38, n.10, 1149-1155, 2003b.

CARVALHO, P. E. R. **Espécies Florestais Brasileiras: recomendações silviculturais, potencialidades e uso de madeira**. Brasília: EMBRAPA-CNPQ, 1994. 640p.

CARVALHO, P. E. R. Canafístula. **Embrapa Florestas**, 2002.

CARVALHO, P. E. R. **Espécies Arbóreas Brasileiras**. Brasília: Embrapa Informação Tecnológica; Colombo: Embrapa Florestas, 1039 p., 2003a.

CARVALHO, R. P.; DAVIDE, L. M. C.; BORGES, F. L. G.; DAVIDE, A. C.; DANIEL, O. Respostas morfofisiológicas entre procedências de canafístula submetidas a diferentes condições hídricas e nutricionais. **Pesquisa Florestal Brasileira**, Colombo, v. 35, n. 83, p. 179-188, 2015.

CASTRO, A.F.N. M.; CASTRO, R. V. O.; CARNEIRO, A.C. O.; LIMA J.E.; SANTOS, R. C.; PEREIRA, B.L. C.; ALVES, I.C.N. Análise multivariada para seleção de clones de eucalipto destinados à produção de carvão vegetal. **Pesquisa agropecuária brasileira**, Brasília, v.48, n.6, p.627-635, 2013.

CRUZ, C. D. Genes: a software package for analysis in experimental statistics and quantitative genetics. **Acta Scientiarum Agronomy**, v. 35, n. 3, p. 271-276, 2013.

CRUZ, C. D.; REGAZZI, A. J. **Divergência genética: Modelos biométricos aplicados ao melhoramento genético**. Viçosa: Ed. da UFV, 2001. p. 287-324.

CRUZ, C.D.; CARNEIRO, P.C.S. **Divergência genética: Modelos biométricos aplicados ao melhoramento genético**. Viçosa: UFV, v.2, 2003.

CRUZ, C. D.; FERREIRA, F. M.; PESSONI, L. A. **Biometria aplicada ao estudo da diversidade genética**. Visconde do Rio Branco: Suprema, 2011. 620p.

CRUZ, C. D., REGAZZI, A. J., CARNEIRO, P. C. S. **Modelos biométricos aplicados ao melhoramento genético**. 3. ed. Viçosa: Editora UFV, v.1, 2004. 480p.

DINIZ FILHO, J. A. **Métodos filogenéticos comparativos**. Ribeirão Preto: Holos, 2000. 120p.

DUARTE, M. R.; KRENTKOWSKI, F. L. Diagnose morfoanatômica de canafístula: *Peltophorum dubium* (Spreng.) Taub. (Fabaceae). **Visão Acadêmica**, Curitiba, v.15, n.3, jul. - set., 2014.

EMBRAPA. **Espécies arbóreas brasileiras**. Acesso em: 01/04/2016.

ESTOPA, R.A. **Diversidade genética em populações naturais de Candeia (*Eremanthus erythropappus*)**. 2003. 43f. Monografia (Graduação em engenharia florestal) – Departamento de Ciências florestais, Universidade Federal de Lavras, Lavras-MG.

FERREIRA, M.G.M. **Efeito do sombreamento na produção de mudas de quatro espécies florestais nativas**. 1977. 41f. Tese Mestrado. Universidade Federal de Viçosa, Viçosa-MG.

FOLIN, C.; CIOCALTEU, V. Tyrosine and tryptophan determination in proteins. **Biol Chem**, v.73, p.627-650, 1927.

GOBBO-NETO, L.; LOPES, N. P. Plantas medicinais: fatores de influência no conteúdo de metabólitos secundários. **Química Nova**, v. 30, n. 2, p. 374, 2007.

GOMES, L. R. P.; LOPES, M. T. G.; BENTES, J. L. D.; BARROS, W. S.; NETO, P. D. C.; CONTIM, L. A. S. Genetic diversity in natural populations of Buriti (*Mauritia flexuosa* L. f.). **Crop Breeding and Applied Biotechnology**, v. 11, n. 3, p. 216 - 223, 2011.

GONDIN, T. M. S.; BELTRÃO, N. E. M.; PEREIRA, W. E.; OLIVEIRA, A. P.; FILHO, J. L. S. Plasticidade fenotípica de mamoneira precoce sob diferentes arranjos espaciais em consórcio com feijão caupi. **Ciência Agrônoma**, v. 45, n. 1, p. 128-137, 2014.

GUANGCHENG, Z.; YUNLU, L.; YAZAKI, Y. Extractive yields, stiasny values and polyflavonoid contents in barks from six acacia species in Australia. *Australian Forestry*, v.54, p.154-156. 1991.

GUERRA, M. P.; NODARI, R. O.; REIS, A.; GRANDO, J. L. Comportamento de canafístula (*Peltophorum dubium* (Sprengel) Taubert em viveiro, submetida a diferentes métodos de quebra de dormência e semeadura. **Boletim de Pesquisa Florestal**, Curitiba, n.5, p. 1-15, 1982.

HARBORNE, J.B.; WILLIAMS, C.A. Advances in flavonoid research since 1992. **Phytochemistry**, Oxford, v. 52, p. 481- 504, 2000.

HERGERT, H. L. Economic importance of flavonoid compounds: wood and bark. **The chemistry of flavonoid compounds**, New York, p. 553-95, 1962.

INOUE, M. T.; RODERJAN, C. V.; KUNIYOSHI, Y. S. **Projeto Madeira do Paraná**. Curitiba: FUPEF, 1984. 260 p.

INOUE, M. T.; GALVÃO, F. Desempenho assimilatório de *Mimosa scabrella*, *Peltophorum dubium*, *Schinus terebinthifolius* e *Matayba elaeagnoides*, em dependência da intensidade luminosa. **Acta Forestalia Brasiliensis**, v. 1, p. 89-98, 1986.

JAMAL, C. M.; SILVEIRA, D.; RONCHI, R.; ANDRADE, M. A.; BATITUCCI, M. C.; BRASILEIRO, B. G.; SILVA, M. B. O uso de extratos vegetais no controle alternativo da podridão pós- colheita da banana. SIMPÓSIO NACIONAL DO CERRADO, Brasília, DF, **Embrapa Cerrados**, p. 1-9. 2008.

JOHNSON, R. A.; WICHERN, D. W. Applied Multivariate Statistical Analysis. **Englewood Cliffs**, New Jersey, 642p. 1992.

LARCHER, W.; **Ecofisiologia Vegetal**. São Paulo: RiMa,. 2000. 531p.

LEME, M.C.J.; DURIGAN, M.E.; RAMOS, A. Avaliação do potencial forrageiro de espécies florestais. SEMINÁRIO SOBRE SISTEMAS AGROFLORESTAIS NA REGIÃO SUL DO BRASIL, Anais. Colombo: **EMBRAPA-CNPQ**, p.147-155. 1994.

LIMA, R.A.; LOPES, M.T.G.; BENTES, J.L.S.; VALENTE, M.S.F.; PEREIRA, J.O.; MUNIZ, G.I.B. Diversidade e estrutura genética de *Senna reticulata*. **Floresta**, Curitiba, PR, v. 45, n. 3, p. 507 -514, 2015.

LORENZI, H. **Árvores brasileiras: Manual de identificação e cultivo de plantas arbóreas nativas do Brasil**. 3.ed. Nova Odessa: Instituto Plantarum, 2001. 162p.

LORENZI, H. **Árvores brasileiras: manual de identificação e cultivo de plantas arbóreas nativas do Brasil**. Nova Odessa, Editora Plantarum, 2002. 382p.

MACHADO, H.; NAGEM, T. J.; PETERS, V. M.; FONSECA, C. S.; OLIVEIRA, T. T. Flavonóides e seu potencial terapêutico. **Boletim do Centro de Biologia da Reprodução**, Juiz de Fora, v. 27, n. 1/2, p. 33-39, 2008.

MANLY, B. F. J. **Métodos estatísticos multivariados**: uma introdução (tradução Sara Ianda Carmona). 3ed. Porto Alegre: Bookman, 2008. 229p.

MATTEI, V. L.; ROSENTHAL M. D. Semeadura direta de canafístula (*Peltophorum Dubium* (Spreng.) taub. no enriquecimento de capoeiras. **Revista Árvore**, Viçosa-MG, v.26, n.6, p.649-654, 2002.

METCHE, M. Tanins, nature et propriétes, Groupe Polyphénols. **Nancy**, v.10, p. 11-32, 1980.

MILLIGAN, G. W.; COOPER, M. C. An examination of procedures for determining the number of clusters in a data set. **Psychometrika**, v. 50, n. 2, p. 159-179, 1985.

MINGOTI, S. A. **Análise de dados através de métodos de estatística multivariada**: uma abordagem aplicada. Belo Horizonte: Editora UFMG, pp. 297, 2005.

MODES, K. S.; VIVIAN, M. A.; LILGE, D. S.; MELO, R. R.; SANTINI, E. J.; HASELEIM, C. R. Utilização da madeira de canafístula (*Peltophorum dubium* (Spreng.) Taub.) na confecção de chapas de madeira aglomeradas. **Ciência florestal**, v. 22, n. 1, p. 147-159, 2012.

MOJENA, R. Hierarchical grouping method and stopping rules: an evaluation. **Computer Journal**, v. 20, p. 359-363, 1977.

MORI, F.A.; MORI, C.L.S.O.; MENDES, L.M.; SILVA, J.R.M.; MELO, V.M. Influência do sulfito e hidróxido de sódio na quantificação em taninos da casca de barbatimão (*Stryphnodendron adstringens*). **Floresta e Ambiente**, v. 10, n.1, p. 86-92, 2003.

PAIVA, S. R.; HERINGER, A. P.; FIGUEIREDO, M. R.; KAPLAN, M. A. C. Taninos condensados de espécies de Plumbaginaceae. **Floresta e Ambiente**, v. 9, n. 1, p.153-157, 2002.

PEEL, M. C.; FINLAYSON, B. L.; MCMAHON, T. A. Updated world map of the Köppen-Geiger climate classification. **Hydrology and Earth System Sciences Discussions**, v. 4, n. 2, p. 439-473, 2007.

PELZER, E. L. et al. Acute and chronic antiinflammatory effects of plant flavonoids. **II Farmaco**, v. 53, p. 421-424, 1998.

PIZZI, A. Tanin-Based adhesives. Wood Adhesives. **Chemistry and technology**, New York, p. 177-246, 1993.

RAYGORODSKY, B.; **Uma panela que virou um prato**. Disponível em: <[http://basilico.uol.com.br/viajar/viajar\\_vg\\_003.shtml](http://basilico.uol.com.br/viajar/viajar_vg_003.shtml)>. Acesso em: 17/02/2016.

REITZ, R.; KLEIN, R. M.; REIS, A. Projeto madeira de Santa Catarina. **Sellowia**, n.34/35, p. 525, 1978.

ROCHA, W. S.; LOPES, R. M.; SILVA, D. D.; VIEIRA, R. F.; SILVA, J. D.; AGOSTINI-COSTA, T. D. S. Compostos fenólicos totais e taninos condensados em frutas nativas do cerrado. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 33, n. 4, p. 1215-1221, 2011.

SAKITA, M.N.; VALLILO, M. L. Estudos fitoquímicos preliminares em espécies florestais do Parque Estadual do Morro do Diabo. **Revista do Instituto Florestal**, São Paulo, v. 2, n. 2, p. 215-226, 1990.

SALERNO, A. R.; SCHALLENBERGER, T. C. H.; STUKER, H. Quebra da dormência em sementes de canafístula. **Agropecuária Catarinense**, v. 9, n. 1, p. 9-11, 1996.

SALVAT, A.; ANTONACCI, L.; FORTUNATO, R. H.; SUAREZ, E. Y.; GODOY, H. M. Antimicrobial activity in methanolic extracts of several plant species from Northern Argentina. **Phytomedicine**, Jena, v. 11, n. 2, p. 230-234, 2004.

SÁNCHEZ-MORENO, C. Compuestos polifenólicos: efectos fisiológicos. Actividad antioxidante. **Alimentaria**, Lisboa, enefeb, p.29-40, 2002.

SANTANA, C. M.; MALINOVSKI, J. R. Uso da análise multivariada no estudo de fatores humanos em operadores de motosserra. **Cerne**, v.8, n.2, p.101-107, 2002.

SANTOS, M. A. I. D. **Folhas de mandioca: caracterização de compostos fenólicos, atividades antioxidante e inseticida**. 2014. 111f. Tese (Doutorado em Agroquímica) – Universidade Federal de Lavras, Lavras- MG.

SANTOS, P. L. D.; PRANDO, M. B.; MORANDO, R.; PEREIRA, G. V. N.; KRONKA, A. Z. Utilização de extratos vegetais em proteção de plantas. **Enciclopédia Biosfera**, p. 2562-2576, 2013.

SANTOS, S. C.; MELLO, J. P. C.; **Em Farmacognosia: da planta ao medicamento**; Simões, C. M. O.; Schenckel, E. P., orgs. Ed. UFSC: Porto Alegre; 3a ed., 2003.

SARTORI, C. J.; CASTRO, A. H. F.; MORI, F. A. Teores de Fenóis Totais e Taninos nas Cascas de Angico-vermelho (*Anadenanthera peregrina*). Floresta e Ambiente, Lavras, 2014.

SCHALLER, A. **Induced plant resistance to herbivory**. Hardcover: Springer, 464 p, 2008.

SEBBENN, A. M.; DEGEN, B.; AZEVEDO, V. C. R.; SILVA, M. B.; LACERDA, A. E.; CIAMPI, A. Y.; KANASHIRO, M.; CARNEIRO, F.; TOMPSON, I.; LOVELESS L. D. Modelling the long-term impacts of selective logging on genetic diversity and demographic structure of four tropical species in the Amazon forest. **Forest Ecology and Management**, v. 254, p. 335-349, 2008.

SENNA, S. N.; FREITAS, M. L. M.; ZANATTO, A. C. S.; MORAIS, E.; ZANATA, M. MORAES, M. L. T.; SEBBENN, A. M. Variação e parâmetros genéticos em teste de progênes de polinização livre de *Peltophorum dubium* (Sprengel) taubert em Luiz Antonio -SP. **Scientia Forestalis/Forest Sciences**, v. 40, n. 95, p. 345-352, 2012.

SHAPIRO, S. S.; WILK, M. B. An Analysis of Variance Test for Normality (Complete Samples). **Biometrika**, v. 52, n. 3/4, p. 591-61, 1965.

SINGH, D. The relative importance of characters affecting genetic divergence. **The Indian Journal of Genetic and Plant Breeding**, v. 41, n. 1, p. 237-245, 1981.

SIEGMUND, K. D.; LAIRD, P. W.; LAIRD OFFRINGA, I. A. A. Comparison of cluster analysis methods using DNA methylation data. **Bioinformatics**, v.20, n.12, p.1896-1904, 2004.

SILVA, A. R. D. **Métodos de agrupamento: avaliação e aplicação ao Estudo de divergência genética em acessos de alho**. 2012. 66f. Dissertação (Mestrado em Estatística Aplicada e Biometria) – Universidade Federal de Viçosa, Viçosa-MG.

SOARES, M.; WELTER, L.; KUSKOSKI, E. M.; GONZAGA, L.; FETT, R. Compostos Fenólicos e atividade antioxidante da casca de uvas Niágara e Isabel. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v, 30, n. 1, p. 59-64, 2008.

SOKAL, R. R.; ROHLF, F. J. The comparison of dendrograms by objective methods. **Taxon**, v.11, p.30-40, 1962.

TANAC, S. A.; Unidade Taninos. Disponível em: <[www.tanac.com.br](http://www.tanac.com.br)>. Acesso em: 17/02/2016.

TRONCOSO, M. F.; BIRON, V. A.; LONGHI, S. A.; RETEGUI, L. A.; WOLFENSTEINTODEL, C. *Peltophorum dubium* and soybean Kunitz-type trypsin inhibitors induce human Jurkat cell apoptosis. **Int. Immunopharmacol.**, Amsterdam, v. 7, n. 5, p. 625- 636, 2007.

TRUGILHO, P. F; CAIXETA, R. P.; LIMA, J. T.; MENDES, L. M. Avaliação do conteúdo em taninos condensados de algumas espécies típicas do cerrado mineiro. **Cerne**, Lavras, v. 3, n. 1, p. 1-13, 1997.

ZUCKER, W.V. Tannins: does structure determine function? An ecological perspective. **The American Naturalist**, Lancaster, v. 121 n. 3, p. 335-365, 1983.