



CLASSES FITOQUÍMICAS DE METABÓLITOS SECUNDÁRIOS EM EXTRATOS ETANÓLICOS FOLIARES DE ESPÉCIES DO CERRADO BRASILEIRO

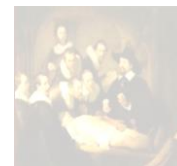
Antonio Carlos Pereira de Menezes Filho¹; Carlos Frederico de Souza Castro¹

1. Mestrando pelo Programa de Pós Graduação em Agroquímica, pelo IFGoiano, Campus Rio Verde. *E-mail: astronomoamadorgoias@gmail.com
2. Professor pelo Programa de Pós-Graduação em Agroquímica, Engenharia e Sustentabilidade, pelos cursos de Licenciatura em Química, Engenharia de Alimentos e Tecnólogo em Biotecnologia pelo IFGoiano, Campus Rio Verde.

RESUMO

O domínio Cerrado representa um importante banco genético vegetal com grande variedade de espécies nativas, onde muitas delas apresentam características fitoquímicas importantes utilizadas nas indústrias farmacêutica, agrícola e de alimentos. As espécies avaliadas neste estudo apresentam compostos fitoquímicos importantes para uso fitoterápico. O objetivo deste estudo foi avaliar os constituintes fitoquímicos produzidos como metabólitos secundários, em extratos foliares etanólicos das espécies: *Anacardium humile*, *Annona crassiflora*, *Byrsonima coccolobifolia*, *Byrsonima verbacifolia*, *Salvertia convallariodora* e *Terminalia argentea*. Foram utilizados testes qualitativos para ácidos orgânicos, açúcares redutores, alcaloides, antraquinonas, catequinas, cumarinas, depsídeos e depsidonas, duplas olefinas, fenóis simples, flavonoides, glicosídeos cardiotônicos, polissacarídeos, compostos purínicos, saponinas e taninos. Os resultados obtidos apresentaram ácidos orgânicos, açúcares redutores, alcaloides, antraquinonas, catequinas, cumarinas, depsídeos e depsidonas, fenóis simples, flavonoides, glicosídeos cardiotônicos, saponinas espumílicas e taninos. Não houve detecção qualitativa para os compostos olefínicos, polissacarídeos e purínicos. As espécies vegetais do domínio Cerrado avaliadas apresentam alto potencial para serem estudadas quanto aos teores quantitativos dos compostos fitoquímicos avaliados neste estudo de prospecção qualitativa, muitos destes compostos apresentam ações anti-inflamatórias, anticancerígena e também como, agente antioxidante no combate aos radicais livres como o oxigênio singlet. Além dos estudos fitoquímicos, a conservação do material genético, ecológico e o uso como fitoterápicos pela população, envolvem diretamente programas de preservação do domínio Cerrado garantindo fluxo contínuo de compostos químicos naturais para o tratamento de patologias, uso na dieta de alimentos funcionais na alimentação humana e como agentes inseticidas naturais na agricultura.

Palavras-chave: Prospecção fitoquímica; Cerrado; Plantas medicinais.



PHYTOCHEMICAL CLASSES OF SECONDARY METABOLITES IN FOLIARY ETHANOLIC EXTRACTS FROM SPECIES OF BRAZILIAN CERRADO

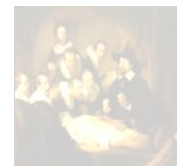
ABSTRACT

The Cerrado domain represents an important plant genetic bank with a great variety of native species, in which many of them present important phytochemical characteristics used in the pharmaceutical, agricultural and food industries. The species evaluated in this study present important phytochemical compounds for phytotherapeutic use. The objective of this study was to evaluate the phytochemical constituents produced as secondary metabolites in ethanolic foliar extracts of the species: *Anacardium humile*, *Annona crassiflora*, *Byrsonima coccolobifolia*, *Byrsonima verbacifolia*, *Salvertia convallariodora* and *Terminalia argentea*. Qualitative tests were used for organic acids, reducing sugars, alkaloids, anthraquinones, catechins, coumarins, depsides and depsidones, double olefins, simple phenols, flavonoids, cardiotoxic glycosides, polysaccharides, purine compounds, saponins and tannins. The results obtained presented organic acids, reducing sugars, alkaloids, anthraquinones, catechins, coumarins, depsides and depsidones, simple phenols, flavonoids, cardiotoxic glycosides, foam saponins and tannins. There was no qualitative detection for the olefin, polysaccharide and purine compounds. The Cerrado plant species evaluated present high potential to be studied on the quantitative levels of the phytochemical compounds evaluated in this qualitative prospecting study. Many of these compounds present anti-inflammatory and anticarcinogenic action and the antioxidant against free radicals such as singlet oxygen. In addition to the phytochemical studies, conservation of the genetic material, ecological and its use as phytotherapeutic by the population, directly involve programs of preservation of the closed Cerrado domain guaranteeing continuous flow of natural chemical compounds for pathologies treatment, for its use in the diet of functional foods in human feeding and as natural insecticidal agents in agriculture.

Keywords: Phytochemical prospecting; Cerrado; Medicinal plants.

INTRODUÇÃO

O Cerrado é o segundo maior bioma em diversidade florística do Brasil (8). Atualmente este bioma passou-se a ser considerado como domínio apresentando cerca de 11.000 espécies de plantas nativas e dessas 4.400 são endêmicas desse bioma muito importante mundialmente. Atualmente este é um ambiente considerado de transição, pois faz delimitação com todos os biomas brasileiros (34, 35).



Este domínio apresenta centenas espécies vegetais, que frequentemente são procuradas pela população que busca pelas espécies potencialmente fitoterápicas. Estudo realizado pela Organização Mundial de Saúde (OMS) avaliou o uso de fitoterápicos pela população mundial, no qual cerca de 80% da população em países em desenvolvimento repetem as práticas terapêuticas transmitidas através das gerações com o uso plantas para a cura e prevenção de doenças (38). Somente no Brasil esse total ultrapassa 82% da população que busca meios fitoterápicos para tratamento de doenças (15, 39).

As plantas são bancos fitoquímicos naturais apresentando rica variedade de compostos para uso terapêutico, bem como para uso inseticida e como alelopática. Com isso o interesse científico e econômico busca por novos compostos, e o Cerrado é um excelente bioma para se estudar a complexidade de moléculas que as espécies da flora produzem (17).

O isolamento dos primeiros compostos fitoquímicos ocorreu no Reino Unido no século XIX, onde compostos das classes dos ácidos orgânicos e bases orgânicas foram verificados e posteriormente receberam o nome de alcaloides. Outros fatos importantes dessa época foram os isolamentos da morfina, quinina e estricnina em compostos orgânicos extraídos de vegetais (1, 23).

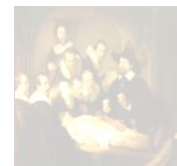
Estas moléculas fitoquímicas são distribuídas na natureza, limitando-se entre espécies do mesmo gênero ou entre espécies correlacionadas. As principais classes de fitoquímicos do metabolismo secundário são: os grupos dos alcaloides, compostos fenólicos e terpenóides (9).

Desse modo, objetivou-se avaliar neste estudo, através de uma prospecção fitoquímica preliminar, os principais compostos químicos obtidos nos extratos etanólicos foliares das espécies vegetais *A. humile*, *A. crassiflora*, *B. coccolobifolia*, *B. verbacifolia* e *S. convallariodora*.

MATERIAL E MÉTODOS

Coleta do material foliar

Foram coletadas folhas sadias e sem ataque por insetos e herbívoros de (cajuzinho-do-campo) *Anacardium humile*, (araticum) *Annona crassiflora*, (murici-



bravo) *Byrsonima coccolobifolia*, (muricizinho-do-cerrado) *Byrsonima verbacifolia*, (molina) *Salvertia convallariodora* e (capitão) *Terminalia argentea* em uma área de reserva permanente (APP) localizada na Universidade de Rio Verde – GO, com localização geográfica: 17°47'14.9"S 50°57'59.2"W.

O material vegetal foi coletado nas primeiras horas da manhã e armazenado em embalagens plásticas de polietileno. As folhas foram levadas para o laboratório de Química Tecnológica no Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia Goiano, Campus Rio Verde – GO, onde foram lavadas em água corrente e deixadas para secagem sobre folhas de papel toalha.

Preparo dos extratos etanólicos

As folhas foram picadas utilizando uma tesoura após assepsia em uma solução de álcool 70% (m/v). Foram adicionados 100 g de folhas em frasco de cor âmbar acrescido com 300 mL de álcool etílico 95% (P.A, ACS). Logo em seguida foi homogeneizado manualmente por 1 minuto e deixado em descanso por 10 dias em local ao abrigo de luz e calor.

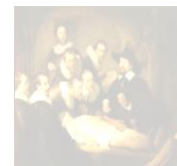
Após os 10 dias, os extratos foram filtrados em papel de filtro qualitativo gramatura (80 g/m²) e o sobrenadante foi coletado e centrifugado em tubo cônico de 50 mL a 3000 rpm por 15 minutos em centrífuga. O sobrenadante foi armazenado em frasco de cor âmbar em geladeira a 8 ± 1,0 °C até análises.

Determinação qualitativa para ácidos orgânicos

Para determinação qualitativa de ácidos orgânicos, foram utilizados 3 mL do extrato etanólico foliar dissolvidos em 5 mL de água destilada. Logo após a amostra foi filtrada em papel de filtro qualitativo (pequeno) gramatura (80 g/m²), e 2 mL do sobrenadante foi adicionado em um tubo de ensaio acrescidos com 500 µL dos reativos de Pascová (A e B). A descoloração do reativo indica a presença positiva de ácidos orgânicos na amostra (18).

Testes para alcaloides

MENEZES FILHO ACP, CASTRO CFS. Classes fitoquímicas de metabólitos secundários em extratos etanólicos foliares de espécies do cerrado brasileiro. Revista Saúde e Ciência online, v. 8, n. 1, (janeiro a abril de 2019). p. 45-61.



Para análise de alcaloides, cerca de 2 mL de extrato foliar etanólico foi acrescido com 3 mL de uma solução aquosa de HCl 10% (m/v). Sendo em seguida aquecido por 10 minutos a $100 \pm 1,0$ °C em banho-maria. Em seguida, a solução foi esfriada a temperatura ambiente de $25 \pm 1,0$ °C. Logo após, a solução foi separada em igual quantidade em dois tubos de ensaios (4).

No tubo 1, foi adicionado 500 µL do reativo de Mayer (1,36 g de HgCl₂ em 60 mL de água e 5 g de KI em 10 mL de água destilada para 100 mL de solução);

No tubo 2, foi adicionado 500 µL do reativo de Wagner (1,27 g de I₂ e 2 g de KI diluído em 5 mL de água destilada, completando-se para 100 mL). Homogeneizando-se manualmente por 1 minuto.

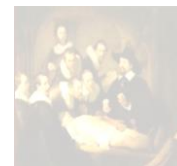
Uma leve turbidez ou precipitado se forma no fundo dos tubos, apresentando coloração (de roxa a alaranjada, ao branco, creme e marrom) evidenciando a presença de alcaloides.

Determinação de glicosídeos cardiotônicos

Foi preparado inicialmente uma solução composta por 10 mL do extrato foliar etanólico, acrescidos com 4 mL de uma solução aquosa de acetato de chumbo 10 % (m/v) e 5 mL de água destilada. A solução foi aquecida até fervura em banho-maria a $100 \pm 1,0$ °C por 10 minutos. Logo em seguida a solução foi filtrada em papel de filtro qualitativo gramatura (80 g/m²) e adicionou-se 10 mL de clorofórmio (P.A – ACS), homogeneizou-se manualmente por 1 minuto, e deixou-se em descanso para separação da fase clorofórmica. Logo em seguida coletou-se em igual quantidade a fase clorofórmica e distribuiu-se em 4 tubos para ensaios (46) modificado.

A solução contida nos tubos foi logo em seguida evaporada em estufa com circulação e renovação de ar forçada a $60 \pm 1,0$ °C.

No tubo 1, foi adicionado 1 mL do reagente de Baljet composto por 500 µL de ácido acético (P.A – ACS), e 3 mL de clorofórmio (P.A – ACS). A coloração se torna roxa, laranja-roxeada ou violeta, indicando a presença de glicosídeos cardiotônicos.



No tubo 2, foi adicionado 1 mL do reativo de Kedde (Solução A composta por ácido 3,5- dinitrobenzóico a 3 % (m/v) em 10 mL metanol (P.A – ACS), e Solução B composta por hidróxido de potássio a 5,7% (m/v)). A coloração apresenta tons de rosa ao azul-violeta indicando a presença de cardenólidos. Os compostos bufadienólidos não reagem (46).

Tubo 3, foi realizado a reação de Keller-Killiani. Cerca de 1 mL de ácido acético (P.A – ACS), acrescidos com 200 µL de uma solução de cloreto férrico III a 5% em metanol (P.A – ACS) (m/v) e 1 mL de ácido sulfúrico (P.A - ACS). Há formação de um anel na cor vermelho acastanhado, e cor da fase acética azul esverdeada.

No tubo 4, realizou-se a reação de Raymond-Marthoud. Ao extrato, depois de filtrado, adicionou-se cerca de 200 µL de uma solução de cloreto férrico III a 10% em metanol (P.A – ACS), e 100 µL de uma solução de acetato de chumbo a 10% (m/v). A solução foi homogeneizada por 1 minuto em Vortex. O resultado positivo apresenta coloração de amarela a roxo.

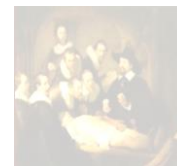
Teste para fenóis e duplas ligações olefinas

A determinação qualitativa de fenóis foi utilizando 3 mL do extrato foliar etanólico, acrescidos de 5 mL de solução aquosa de cloreto férrico III 10% (m/v). Homogeneizou-se em Vortex por 10 segundos. A presença de coloração intensa entre o vermelho, castanho e laranja, indica grupos fenólicos –OH enólicos (52).

Para duplas ligações olefinas foram utilizados 3 mL do extrato foliar etanólico, acrescidos com 2 mL de água destilada e 3 mL de uma solução aquosa de permanganato de potássio 0,01% (m/v). A solução foi homogeneizada por 10 segundos em Vortex. Logo em seguida foram adicionadas 200 µL de uma solução aquosa de NaCO₃ 7,5% (m/v) e homogeneizado novamente por mais 10 segundos em Vortex (52).

A descoloração indica presença de duplas ligações olefinas.

Compostos cumarínicos, flavonoides e taninos



Os compostos cumarínicos foram identificados qualitativamente. Em tubo de ensaio foi acrescido 3 mL de extrato foliar etanólico e tampou-se com um disco de papel filtro qualitativo gramatura (80 g/m²) impregnado com uma solução aquosa de NaOH 10% (m/v). O tubo foi levado para aquecimento em banho-maria por 10 minutos a 100 ± 1,0 °C (46) modificado.

Logo após esfriar a temperatura ambiente de 25 ± 1,0 °C, o papel filtro foi retirado e avaliado em uma câmara escura com luz ultravioleta em 254 e 365 nm. A fluorescência com cores amarela ou verde, indica a possível presença de compostos cumarínicos.

Para os compostos flavonoides, uma alíquota de 2 mL do extrato etanólico foliar, foi acrescida com 200 µL de uma solução de acetato de chumbo 10% (m/v), e homogeneizou-se por 30 segundos em Vortex. A presença de precipitado corado indica compostos flavonoides (46).

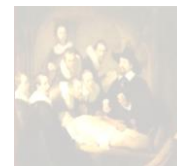
Os taninos foram verificados utilizando-se um tubo de ensaio, onde foi adicionado 2 mL da solução de extrato etanólico foliar com 10 mL de água destilada. Logo em seguida a solução foi filtrada e adicionou-se 300 µL de uma solução de cloreto férrico III 10% (m/v) metanólica. A presença de coloração azul indica resultado positivo para taninos hidrolisáveis e para coloração verde taninos condensados (46).

Determinação para antraquinonas

Para o teste qualitativo de antraquinonas, um tubo de ensaio foi adicionado com 5 mL do extrato foliar aquoso e 5 mL de clorofórmio (P.A – ACS), com agitação vigorosa por 1 minuto. Logo em seguida foi deixado em repouso por 1 minuto. A fração clorofórmica foi recolhida em um tubo de ensaio (42) modificado.

A fase recolhida foi acrescida com 1 mL de uma solução aquosa de NaOH 5% (m/v). Coloração roxa em fase aquosa indica a possível presença de antraquinonas (reação de Bornträger).

RESULTADOS E DISCUSSÃO



Na tabela 1 estão apresentados os resultados da prospecção fitoquímica dos extratos etanólicos foliares de *A. crassiflora*, *B. coccolobifolia*, *B. verbacifolia*, *S. convallariodora* e *T. argentea*.

Nos estudos para ácidos orgânicos, foi possível verificar a presença desta classe fitoquímica em todos os seis extratos etanólicos foliares avaliados. Em estudo realizado analisando o extrato etanólico das folhas de *T. serratifolia* o resultado encontrado foi positivo para a presença de ácidos orgânicos (14). Os ácidos orgânicos possuem ação bacteriostática para o grupo de bactérias gram-negativas e ação fungicida devido ao seu baixo pH (14).

Açúcares redutores foram observados em todos os extratos avaliados neste estudo. Estudo avaliando os extratos brutos nas frações hexânica, aceto etílica e metanólica avaliando os extratos foliares de *C. zeylanicum*, foram encontrados resultados positivos para açúcares redutores (18). Resultado positivo também foi observado no extrato foliar de *T. serratifolia* e para o estudo avaliando o extrato hidroalcoólico foliar de *E. munlungu* (14, 11).

Os açúcares redutores mais conhecidos são a glicose e a frutose presente nos tecidos vegetais de várias espécies. A glicose atua no sistema nervoso central (SNC) suprindo energia e agindo de forma positiva no sistema gástrico. A frutose atua como fonte de energia para o sistema muscular (3, 5, 18).

Neste estudo todos os extratos apresentaram reação positiva para alcaloides. Resultados positivos também foram encontrados no extrato hidroalcoólico de *A. affine* (27). Estudo realizado com extratos foliares de plantas do cerrado mato-grossense revelou a presença de alcaloides em *H. speciosa*, *Q. grandiflora*, *K. coriaceae* e *P. rígida*, não sendo observado em *L. paniculata* (25).

Algumas classes podem estar ou não presentes nos compostos metabólitos, bem como também no método de avaliação utilizado pode ser ou não detectado, outra possível discussão são os níveis de detecção (concentração) do composto. Algumas classes de alcaloides podem estar associadas a compostos tóxicos, e outras são amplamente empregadas com ação terapêutica na analgesia, como vasoconstritor, em narcóticos, bem como nas ações amebicidas e antimalárica (1, 2, 27).

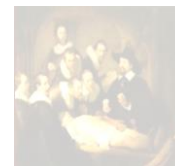


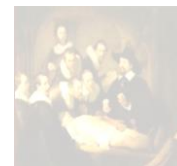
Tabela 1. Perfil fitoquímico qualitativo dos extratos etanólicos foliares de *Anacardium humile*, *Annona crassiflora*, *Byrsonima coccolobifolia*, *Byrsonima verbacifolia*, *Salvertia convallariodora* e *Terminalia argentea*.

Classe dos metabólicos secundários	Resultados
Ácidos orgânicos	(+) a, b, c, d, e, f*
Açúcares redutores	(+) a, b, c, d, e, f*
Alcaloides	(+) a, b, c, d, e, f*
Antraquinonas	(+) a, b, c, d, e, f*
Catequinas	(+) b, c, d, e (-) a, f*
Cumarinas	(+) a, e (-) b, c, d, f*
Depsídeos e depsidonas	(+) a, b, c, d, e, f*
Duplas ligações olefinas	(-) a, b, c, d, e, f*
Fenóis	(+) a, b, c, d, e, f*
Flavonoides	(+) a, b, c, d, e, f*
Glicosídeos cardiotônicos	
Baljet	(+) a, d, e, f (-) b, c*
Kedde	(+) a, b, c, d, e, f*
Keller-Killiani	(+) a, b, c, d, f (-) e*
Raymond-Marthoud	(+) a, b, c, d, e, f*
Polissacarídeos	(-) a, b, c, d, e, f*
Purinas	(-) a, b, c, d*
Saponinas espumídicas	(+) a, c, d, e, f (-) b*
Taninos	(Az) a, f (Vd) b, c, d, e*

Fonte: Autores. **A. humile* (+/-)^a, *A. crassiflora* (+/-)^b, *B. coccolobifolia* (+/-)^c, *B. verbacifolia* (+/-)^d, *S. convallariodora* (+/-)^e e *T. argentea* (+/-)^f. (Az) Azul taninos pirogálicos e (Vd) Verde taninos catéquicos.

A presença de antraquinonas foi observada em todos os extratos foliares deste estudo através do teste qualitativo de Bornträger. Em um trabalho realizado avaliando o extrato foliar de *A. affine*, os pesquisadores não encontraram a presença de compostos antraquinônicos (27). Alguns grupos de fitocompostos podem ou não haver correlação entre alguns grupos de plantas. Já para o extrato foliar de *D. mollis* o resultado foi positivo para antraquinonas (32). Traços de compostos antraquinônicos foram observados nos extratos foliares de *P. pseudocaryophyllus* coletados em duas áreas de preservação no estado de Minas Gerais e no Distrito Federal (39). Os compostos antraquinônicos possuem ação purgativa, agindo diretamente nos movimentos peristálticos dos intestinos grosso e delgado (33).

As catequinas foram avaliadas apresentando resultados positivos neste estudo para os extratos de *A. crassiflora*, *C. coccolobifolia*, *B. verbacifolia* e *S. convallariodora* e negativo para *A. humile* e *T. argentea*. Compostos catequínicos foram avaliados em extratos hidroalcoólicos de *P. barbatus*, *L. alba* e *P. anisum* sendo observado



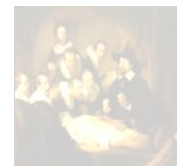
resultado positivo apenas em *P. barbatus* (50). As catequinas possuem ação redutora de gordura atuando diretamente no metabolismo dos lipídios (18). Uma abordagem quimiotaxonômica ou filogenética em táxons do mesmo gênero ou família pode estar ou não correlacionados com a ocorrência de uma dada classe química, entre os vegetais isso ocorre naturalmente (59).

Compostos cumarínicos foram observados apenas nos extratos de *A. humile* e *S. convallariodora*. Outros pesquisadores (7) avaliaram os principais compostos foliares de *T. triangulares* e obtiveram resultado positivo para compostos cumarínicos. Já (46) não encontraram cumarinas no extrato etanólico de *E. uniflora*. O mesmo foi verificado por (39) onde não encontraram a presença de cumarinas em extratos foliares de *P. pseudocaryophyllus* coletados em dois estados brasileiros. A possibilidade de um mesmo táxon apresentar ou não determinado composto, pode ter como influência a coleta em regiões diferentes que influenciam na variabilidade fitoquímica tão intensa ao ponto de a mesma espécie em uma dada região do país não apresentar determinados metabólitos secundários (59).

As cumarinas são um grupo derivado do ácido cinâmico por ciclização de cadeia lateral do ácido *o*-cumárico possuindo isômeros naturais identificados, sendo conhecidos por cromonas (5H-1-benzopiran-5-onas). Para esta classe de fitoquímicos são atribuídas uma grande variedade de atividades fitoterapêuticas e importantes reações bioquímicas (22), antimicrobiana, antiviral, anti-inflamatória e antitumoral (26; 29).

Para as classes de depsídeos e depsidonas, todos os extratos foliares neste estudo apresentaram resultados positivos para a presença destes compostos. No estudo realizado avaliando o extrato foliar de *E. mulungu* apresentou resultado positivo para depsídeos e depsidonas (11). O mesmo foi observado nos extratos foliares, cascas e caules de *S. adstringens* (barbatimão) (28). Este grupo químico já possui dados científicos sobre ações fitoterápicas como agente antioxidante, antiviral, antitumoral, analgésica e antipirética (19, 36; 37, 58).

Duplas olefinas não foram encontradas em nenhum dos extratos foliares avaliados neste estudo. Quando comparado com outras espécies vegetais como a *E. copacabanensis* o seu extrato foliar na fase com diclorometano os colaboradores obtiveram resultado positivo para a presença de grupos olefínicos (14). As duplas



olefinas são capazes de formarem compostos estruturais resinosos e oleosos apresentando também aromas adocicados (14).

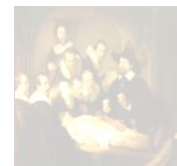
Os fenóis foram detectados em todas as amostras de extratos etanólicos neste estudo. Trabalho realizado avaliando os extratos hidroalcoólicos das folhas de *P. barbatus* e *P. anisum* apresentaram resultados positivos para presença qualitativa de fenóis e negativo para o extrato de *L. alba* (50). Os ácidos fenólicos em conjunto com as classes de flavonoides são encontrados nas estruturas dos tecidos vegetais possuindo atividade alelopática e como agente antioxidante (47).

Flavonoides são compostos pertencentes aos grupos fenólicos de maior importância quanto a suas ações antioxidantes (46). Alguns autores (16) atribuem a várias ações fitoterapêuticas de *S. adstringens* (barbatimão) aos flavonoides que são compostos por prodelphinidís e prorobinetinidíns. Estudo realizado utilizando os extratos, foliar e de inflorescências de *E. munlungu* apresentaram resultado positivo para o extrato foliar e negativo para o extrato das inflorescências (11).

A classe flavonólica apresenta núcleo estrutural do tipo C6-C3-C6 sendo sintetizados através da rota do ácido chiquímico e do ácido acético (10, 48). Como propriedades fitoterapêuticas, os flavonoides possuem ações, antioxidante, antitumoral, antibacteriana, bem como no tratamento de doenças pulmonares, sarcoidose e nos tratamentos adjuvantes em portadores de doenças hepáticas (17, 20, 40, 53).

Os glicosídeos cardiotônicos foram analisados neste estudo apresentaram para o reativo de Baljet, resultados positivos para os táxons *A. humile*, *B. verbacifolia*, *S. convallariodora* e *T. argentea*. O reativo de Kedde também apresentou positivo para todos os extratos. Já o reativo de Keller-Killiani apresentou positivo para os extratos de *A. humile*, *A. crassiflora*, *B. coccolobifolia*, *B. verbacifolia* e *T. argentea*. O reativo de Raymond-Marthoud foi positivo para todos os extratos avaliados. Os vários reativos apresentados podem ou não reagir a determinados subgrupos fitoquímicos.

O processo reacional dos reativos de Baljet e Kedde ocorre devido à presença de anel lactônico pentagonal insaturado dos cardenolídeos, já o reativo de Keller-Killiani reage na presença de desoxioses (desoxiaçúcares) nas extremidades livres, e o reativo de Raymond-Marthoud determina a presença qualitativa de geninas (62).



Os complexos glicosídeos foram avaliados no extrato foliar de *E. uniflora*, onde foram encontrados resultados positivos para os reativos de Lieberman, Salkowski, Baljet e Raymond-Marthoud e negativo para os reativos de Kedde e Keller-Killiani (46). Resultados positivos também foram encontrados para o extrato etanólico bruto de *T. serratifolia* (14).

Os compostos glicosídeos são encontrados em dois grandes grupos, um com compostos de cadeia apresentando 23 carbonos onde o anel lactônico insaturado está ligado ao C-17 pentacíclico, conhecidos por cardenólídeos e o segundo grupo apresentando 24 carbonos hexacíclicos chamados de bufadienólídeos (22, 58).

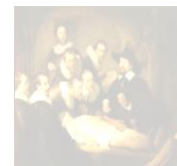
Estes compostos cardiotônicos possuem ação ativa e direta no miocárdio para tratamento da insuficiência cardíaca e em intoxicações (46, 54). As agliconas ou geninas são caracterizadas pelo núcleo estrutural ciclopentanoperodrofenantreno (22).

Os testes para polissacarídeos e compostos purínicos apresentaram resultados negativos em todos os extratos foliares avaliados neste estudo. Estudo avaliativo para o extrato etanólico de folhas de *A. excelsum* avaliando a presença de polissacarídeos não apresentaram resultados positivos para mucilagem e amido (51). Compostos polissacarídeos também não foram observados no extrato hidroalcoólico de *A. affine* (27). O mesmo também não foi observado nos extratos foliares aquosos, alcoólicos e clorofórmicos de *G. affinis* e *G. spectabilis* (43).

Extratos brutos de *C. zeylanicum* não apresentaram reações positivas para polissacarídeos nas frações hexânica, aceto etílica e metanólica (18). O mesmo não foi observado para compostos purínicos no extrato bruto etanólico das folhas de *T. serratifolia* (14).

Os compostos polissacarídeos são utilizados para o tratamento complementar na fase inflamatória durante o processo de cicatrização em lesões cutâneas e como antisséptico (44, 20). Os compostos purínicos são utilizados na indústria farmacêutica para produção de medicamentos com ação em distúrbios neurológicos e na indústria de defensivos agrícolas na produção de pesticidas. As purinas são derivadas de aminoácidos como, a glicina e L-glutamina. Estes compostos apresentam estrutura química cíclica com no mínimo um átomo estrutural de nitrogênio no anel (56).

Compostos saponínicos apresentaram resultados positivos para os extratos de *A. humile*, *B. coccolobifolia*, *B. verbacifolia*, *S. convallariodora* e *T. argentea*, e



negativo para *A. crassiflora* avaliados. Em estudo com nove espécies vegetais em uma comunidade do assentamento rural Vale Verde – TO, os autores constataram a presença para saponinas nos extratos de *B. gaudichaudii*, *H. courbaril*, *G. americana*, *M. urundeuva*, *S. guianensis* e *S. obovatum* e negativo para *A. othoniamum*, *V. brasiliana* e *C. pachystachya* (6).

As saponinas são associadas em várias atividades com ações, hemolítica, antiviral, anti-inflamatória e na redução da falha congestiva cardíaca inibindo o fluxo de sódio (17, 45). Alguns autores apresentam resultados inibitórios em testes larvicidas utilizando compostos saponínicos extraídos de *C. borivilianum* e *M. sativos* (12, 13).

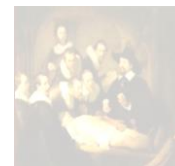
Taninos pirogálicos foram detectados nos extratos de *A. humile* e *T. argentea* e para taninos catéquicos em *A. crassiflora*, *B. coccolobifolia*, *B. verbacifolia* e *S. convallariodora*. Estudo avaliando a presença de taninos em extrato etanólico foliar de *A. excelsum* não apresentaram compostos tanínicos através do teste de vanilina clorídrica (51). Compostos tanínicos apresentam atividade oxidante, capturando radicais livres como oxigênio singleto e o nitrogênio (21,31), e apresentam ações cicatrizante, vasoconstritora e adstringente (24).

A diversidade de compostos químicos pode apresentar variação entre táxons dentro ou fora do mesmo gênero e família, a abordagem randômica conforme o seguinte exemplo: 10000 diferentes tipos de plantas podem simbolizar entre 50000 – 100000 possibilidades de haver estruturas de compostos fitoquímicos (59, 60, 61).

CONCLUSÃO

As análises de prospecção fitoquímica realizadas nas seis espécies vegetais do domínio Cerrado revelaram a presença de fitocompostos pertencentes às classes dos ácidos orgânicos, açúcares redutores, alcaloides, antraquinonas, catequinas, depsídeos e depsídonas, fenóis simples, flavonoides, glicosídeos cardiotônicos, saponinas e taninos. Não foram encontradas presenças dos compostos olefínicos, polissacarídeos e purínicos.

Os principais compostos analisados apresentam importante resultado como potencialmente ativo em modelos biológicos e para farmacologia. No entanto é



necessário que novos estudos sejam realizados para quantificação e isolamento dos metabólitos secundários encontrados nos extratos etanólicos foliares analisados.

AGRADECIMENTOS

Os autores agradecem ao Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia Goiano, Campus Rio Verde – GO, pela estrutura física laboratorial, ao FINEP, CNPq, CAPES e FAPEG pela bolsa de mestrado para o primeiro autor.

REFERÊNCIAS

1. Almeida MR, Lima JÁ, Santos NP, Pinto AC. Pereirina: o primeiro alcaloide isolado no Brasil? Rev Bras Farmac. 2009. 19(4): 54-60.
2. Alonso JR. Fitomedicina: curso para profissionais da área da saúde. São Paulo: Pharmabooks, 2008. 195 p.
3. Araújo JR, Martel F. Regulação da absorção intestinal de glicose: uma breve revisão. Arq Med. 2009. 23(2): 35-43.
4. Barbosa WLR, Quignard E, Tavares ICdeC, Pinto LdoN, Oliveira FQde, Oliveira RMde. Manual para análise fitoquímica e cromatográfica de extratos vegetais. 2001. Belém-Pará. p. 19. Rev Cient. 2004. 4: 1-19.
5. Barreiros CR, Bossolan G, Trindade PEC. Frutose em humanos: efeitos metabólicos, utilização clínica e erros inatos associados. Rev Nutri. 2005. 18(3): 377-389.
6. Bessa NGF, Borges JCM, Beserra FP, Carvalho RHA, Pereira MAB, Facundes R, Campos SL, Ribeiro LU, Quirini MS, Chagas Júnior AF, Alves A. Prospecção fitoquímica preliminar de plantas nativas do cerrado de uso popular medicinal pela comunidade rural do assentamento vale verde – Tocantins. Rev Bras PI Med. 2013; 15(4), supl. I:692-707.
7. Brasileiro BG, Bardosa JB, Jamal CM, Coelho OGL, Ronchi R, Pizziolo VR. Caracterização anatômica, composição química e atividade citotóxica de *Talinum triangulare* (Jacq.) Willd (Portulacaceae). Rev Cien Nat. 2016. 38(2): 665-74.
8. Bueno ML, Oliveira-Filho ATde, Pontara V, Pott A, Damasceno-Júnior GA. Flora arbórea do Cerrado de Mato Grosso do Sul. Rev Iheringia. 2018. 73(supl.): 53-64.
9. Castro HG, Ferreira FA, Silva DJH, Mosquim PR. Contribuição ao estudo das plantas medicinais: metabólitos secundários. 2ª Ed. Viçosa: Editora UFV, 2004.
10. Cazarolli LH, Zanatta L, Alberton EH, Figueiredo MSRB. Mini-revisão sobre metabólitos secundários. Med Chem. 2008. 8(1): 1429-1435.
11. De Bona AP, Batutucci MCP, Andrade MA, Riva JAR, Perdigão TL. Estudo fitoquímico e análise mutagênica das folhas e inflorescências de *Erythrina munlugu* (Mart. ex Benth.) através do teste de micronúcleo em roedores. Rev Bras PI Med. 2012. 14(2): 344-351.
12. Deore SL, Khadabadi SS. Larvicidal activity of the saponin fractions of *Chlorophytum borivillianum* Santapau and Fernandes. J Ent Nemato. 2009. 1: 64-6.

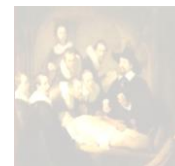
MENEZES FILHO ACP, CASTRO CFS. Classes fitoquímicas de metabólitos secundários em extratos etanólicos foliares de espécies do cerrado brasileiro. Revista Saúde e Ciência online, v. 8, n. 1, (janeiro a abril de 2019). p. 45-61.



13. D'addbbo T, Carbonara T, Leonetti P, Radicci V, Tava A, Avato P. Control of plant parasitic nematodes with active saponins and biomass from *Medicago sativa*. *Phy Rev*. 2011. 10: 503-19.
14. Duarte JL, Mota LJT, Almeida SSMdaSde. Análise fitoquímica das folhas de *Tabebuia serratifolia* (Vahl.) Nicholson (Ipê Amarelo). *Rev Est Cient*. 2014. 4(1): 33-43.
15. Félix-Silva J, Tomaz IM, Silva MG, Santos KSCR, Silva-Júnior AA, Carvalho MCRD, Soares LAL, Fernandes-Pedrosa MF. Identificação botânica e química de espécies vegetais de uso popular no Rio Grande do Norte, Brasil. *Rev Bras PI Med*. 2012. 14(3): 548-555.
16. Ferreira EC, Silva JLLda, Souza RFde. Propriedades medicinais e bioquímicas da planta *Stryphnodendron adstringens* "Barbatimão". *Rev Pers Online: Biol & Saúde*. 2013. 11(3): 14-32.
17. Godinho CS, Silva CMda, Mendes CSO, Ferrreira PRB, Oliveira DAde. Estudo fitoquímico de espécies arbóreas do cerrado. *Rev Multitexto*. 2015. 3(1): 64-70.
18. Gomes NM, Martins RL, Almeida SSMS. Análise preliminar fitoquímica do extrato bruto das folhas de *Nephrolepis pectinata*. *Rev Est Cien (UNIFAP)*. 2017; 7(1):77-85.
19. Hidalgo ME, Fernández E, Quilhot W, Lissi E. Antioxidant activity of depsides and depsidones. *Phytoch*. 1994; 37(6): 1585-87.
20. Howes LG, James MJ, Florin T, Walker C. *Expert Opin. Invest Drugs*. 2007. 16(1): 1255.
20. Jayaprakasam D, Alexander-Lindo RL, DeWitt DL, Nair MG. Terpenoids from stinking toe (*Hymenaea courbaril*) fruits with cyclooxygenase and lipid peroxidation inhibitory activities. *Food Chem*. 2007. 105: 485-490.
21. Khanbabaee K, Van Ree T. Tannins: Classification and definition. *Natural Product Repor*. 2001; 18:641-49.
22. Kloss LC, Albino AM, Souza RGde, Lima RA. Indentification od classes of secondary metabolites of the ethanol extract of *Piper umbellatum* L. (Piperaceae). *South American J Basic Educ, Tech and Techno*. 2016; 3(2): 118-128.
23. Lima RA, Bay-Hurtado F, Meneguetti DUdeO, Facundo JB, Militão JSLT, Facundo VA. Approach phytochemistry of secondary metabolites of *Maytenus guianensis* Klotzsch ex Reissek (Celastraceae). *Rev Cien Nat*. 2016. 38(3): 1479-1486.
24. Lima RC. Atividade cicatrizante e avaliação toxicológica pré-clínica do fitoterápico sanativo. 2006. 65 f. Dissertação (Mestrado em Ciências Farmacêuticas) – Pós-graduação em Ciências Farmacêuticas, Universidade Federal de Pernambuco, Recife, 2006.
25. Lima Neto GA, Kaffashi S, Luiz WT, Ferreira WR, Dias da Silva YSA, Pazin GV, Violante IMP. Quantificação de metabólitos secundários e avaliação da atividade antimicrobiana e antioxidante de algumas plantas selecionadas do Cerrado de Mato Grosso. *Rev Bras PI Med*. 2015; 17(4) supl III: 1069-1077.
26. Loghkin AV, Sckanyan EI. Natural coumarins: methods of isolation and analysis. *Pharm Chem*. 2006; 40(2): 337-346.
27. Luna JG, Souza DMB, Jimenez GC, Silva Neto JF, Evêncio Neto J. Análises fitoquímicas em extrato das folhas de *Anthurium affine* Schott (milho de urubu). *Rev Med Vet*. 2016; 10(1-4): 1-4.
28. Macedo FMde, Martins GT, Rodrigues CG, Oliveira DAde. Triagem fitoquímica do barbatimão [*Stryphnodendron adstringens* (Mart) Coville]. *Rev Bras Bio*. 2007. 5(supl. 2): 1166-68.

MENEZES FILHO ACP, CASTRO CFS. Classes fitoquímicas de metabólitos secundários em extratos etanólicos foliares de espécies do cerrado brasileiro.

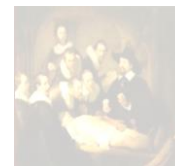
Revista Saúde e Ciência online, v. 8, n. 1, (janeiro a abril de 2019). p. 45-61.



29. Machado AEH, Miranda JÁ, Severino DE, Oliveira AMFP. Photophysical properties of two new psoralen analogues. *J Photch Photob.* 2001; 14(6): 72-6.
30. Mantovani D, Porcu OM. Avaliação fitoquímica do extrato de *Lippia alba* para utilização como antioxidante natural em alimentos. *Rev Tecn.* 2009; 18:69-74.
31. Marmitt DJ, Rempel C. Análise fitoquímica das folhas de três espécies de *Bauhinia forficata* Link comparando com um espécime de *Bauhinia variegata* L. *Rev Três Cora.* 2016; 14(2): 229-237.
32. Martins LV, Martins GT, Oliveira DAde, Pimenta AS. Prospecção fitoquímica preliminar de *Dimorphandra mollis* Benth (Fabaceae-Mimosoideae). *Rev Bras Bio.* 2007; 5 (supl. 2): 828-830.
33. Martins ER, Castro DMde, Castellani DC, Dias JE. Plantas medicinais. Viçosa: Editora UFV: Universidade Federal de Viçosa, 1998, 200p.
34. Mendonça RC, Felfili JM, Walter BMT, Silva-Jr MC, Rezende AV, Filgueiras TS, Nogueira PE, Fagg CW. 2008. Flora vascular do cerrado: Checklist com 12.356 espécies. In *Cerrado: ecologia e flora* (Sano SM, Almeida SP, Ribeiro JF, eds.). Embrapa, Planaltina, p. 417-1279.
35. Myers N, Mittersmeier RA, Mittermeier CG, Fonseca GAB, Kent J. Biodiversity hotspots for Conservation priorities. *Nature.* 2000. 403(6772): 853-858.
36. Neamati N, Hong H, Mazumder A, Wang S, Sunder S, Nicklaus MC, Milne GWA, Proksa B, Pommier Y. Depsides and depsidones as inhibitors through 3D database seraching. *J Med Chem.* 1997; 40(6): 942-951.
37. Okuyama E, Umeyama K, Yamazaki M, Kinoshita Y, Yamamoto Y. Usnic acid and diffract acid ass analgesic and antipyretic components of *Usnea diffracta*. *Plant Med.* 1995; 61: 113-15.
38. Oliveira CFde, Oliveira FFde, Oliveira VBde, Miguel OG, Miguel MD. Parâmetros de controle de qualidade de *Psychotria fractistipula* L.B. Sm., Klein & Delprete (Rubiaceae): Umidade, Cinzas e prospecção fitoquímica. *Rev Vis Acad.* 2014. 15(4): 17-23.
39. Paula J AM, Paula JR, Bara MTF, Rezende MH, Ferreira HD. Estudo farmacognóstico das folhas de *Pimenta pseudocaryophyllus* (Gomes) L.R. Landrum – Myrtaceae. *Rev Bras Farmac.* 2008. 18(2): 265-278.
40. Robbers JE, Speedie MK, Tyler VE. *Farmacologia e Farmacobiotechnologia.* 1ª Ed. São Paulo: Editorial Premier, 1997.
41. Rocha MS, Figueiredo RW, Araújo MAM, Moreira-Araújo RSR. Caracterização físico-química e atividade antioxidante (*in vitro*) de frutos do cerrado piauiense. *Rev B de Fruti.* 2013; 35(4): 933-941.
42. Santos RI. Metabolismo básico e origem dos metabólitos secundários. In: Simões CMO, Schenkel EP, Gosmann G, Mello JCP, Mentz LA, Petrovick PR. 2004. *Farmacognosia: da planta ao medicamento.* Florianópolis: UFSC, p. 1104.
43. Sakita MN, Aguiar OT. Triagem fitoquímica e aspectos botânicos de *Gomidesia affinis* (Camb.) Legr. e *Gomidesia spectabilis* (DC.) Berg. *Resumo Expandido. Biológico.* 2006. 68(Supl.): 817-820.
44. Schirato GV, Monteiro FMF, Silva FdeO, Filho JLdeL, Leão AMdosAC, Porto ALF. The polysaccharide from *Anacardium occidentale* L. in the inflammatory phase of the cutaneous wound healing. *Cien Rural.* 2006. 36(1): 149-154.
45. Schneider G, Wolfling J. Synthetic cardenolides and related compounds. *Current Organic Chem.* 2004. 8(14): 1381-1403.

MENEZES FILHO ACP, CASTRO CFS. Classes fitoquímicas de metabólitos secundários em extratos etanólicos foliares de espécies do cerrado brasileiro.

Revista Saúde e Ciência online, v. 8, n. 1, (janeiro a abril de 2019). p. 45-61.



46. Silva ACO, Lima RA. Identification class of secondary metabolites in ethanolic extract of fruit and leaves of *Eugenia uniflora* L. R. Eletr em Gest, Edu e Tecno. 2016; 20(1):381-8.
47. Silva CPda, Ricci TG, Arruda ALde, Pagliosa FM, Macedo MLR. Extratos vegetais de espécies de plantas do Cerrado Sul-Matogrossense com potencial de bioherbicida e bioinseticida. Rev Uniciências. 2017; 21(1): 25-34.
48. Silva LRda, Oliveira AA, Lima RA. Identificação dos metabólitos secundários do extrato etanólico das folhas de *Schinus terebinthifolius* Raddi. Rev SOUTH AMERICAN J Basic Educ Tech Techno. 2015. 2(2): 84-93.
49. Silva RMde, Lima RA. Prospecção fitoquímica do extrato etanólico de *Bauhinia forficata* L. e seu potencial candidacida. SOUTH AMERICAN J Basic Edu Tech Techno. 2017; 4(1): 54-65.
50. Souza CAS, Almeida LN, Cruz ES, Silva JAC, Nascimento Júnior FS, Serafini MR. Controle de qualidade físico-químico e caracterização fitoquímica das principais plantas medicinais comercializadas na feira-livre de Largato-SE. Scien Plen. 2017; 13(09): 1-8.
51. Trindade RCdosS, Kikuchi TYS, SILVA RJF, Vale VV, Oliveira ABde, Dolabela AF, Coelho-Ferreira MR. Estudo farmacobotânico das folhas de *Aspidosperma excelsum* Benth. (Apocynaceae). Rev Fitos. 2016, 10(3): 220-372.
52. Ugaz OL. Investigación fitoquímica. 2ª Ed., Pontificia Universidad Catolica del Peru, Fondo Editorial, Lima, Peru, 1994.
53. Verdi LG, Brighente IMC, Pizzolatti MG. Gênero *Baccharis* (Asteraceae): aspectos químicos, econômicos e biológicos. Rev Quím Nova. 2005. 28(1): 85-94.
54. Vichery M, Vickery B. Secondary plant metabolism. Hon Kong: The Macmillan Press Ltda, 1981.
55. Vlientinck AJ, De Bruyne T, Apers S, Pieters LA. Plant derived leading compounds for chemotherapy of human immunodeficiency virus (HIV) infection – an update (1998 – 2007). Plant Deriv Leading Comp. 2008. 74: 1323-37.
56. Vizzotto M, Krolow AC, Weber GEB. Metabólitos secundários encontrados em plantas e sua importância. Embrapa Clima Temperado, 1ª Ed. 16 p. Documentos, 316. Pelotas, RS, 2010.
57. Yamamoto CH, De Sousa OV, Dutra RC, Pimenta DS. Estudo comparativo da composição química e da atividade biológica dos óleos essenciais das folhas de *Eremanthus erythropappus* (DC) McLeisch. Rev Bras Farm. 2008. 89(2): 113-6.
58. Yamamoto Y, Miura Y, Kinoshita Y, Higuchi M, Yamada Y, Murakami A, Ohigashi H, Koshimizu K. Screening of tissue culture and thalli of lichens and some of their active constituents for inhibition of tumor promoter-induced Epstein-Barr virus activation. Chem Pharm Bull. 1995; 43(8): 1388-1390.
59. Maciel MAM, Pinto AC, Veiga Jr VF, Grynberg NF, Echevarria A. Plantas medicinais: a necessidade de estudos multidisciplinares. Quim Nova. 2002; 25(3): 429-438.
60. Cordell GA. Changing strategies in natural products chemistry. Phytoche. 1995; 40(6): 1585-1612.
61. Malone MH. The pharmacological evaluation of natural products – general and specific approaches to screening ethnopharmaceuticals. J Ethopharmacol. 1983; 8(2): 127-147.
62. Robbers J, Speedie E, Tyler MK, Varro E. Farmacognosia e Biotecnologia. Ed. Premier, 1997.

MENEZES FILHO ACP, CASTRO CFS. Classes fitoquímicas de metabólitos secundários em extratos etanólicos foliares de espécies do cerrado brasileiro. Revista Saúde e Ciência online, v. 8, n. 1, (janeiro a abril de 2019). p. 45-61.