

UNIVERSIDADE ANHANGUERA-UNIDERP

FERNANDA MUSSI FONTOURA

**EFEITOS SAZONAIS NOS CONSTITUÍNTES QUÍMICOS E NA
ATIVIDADE ANTIFÚNGICA DE *Sterculia apetala* (Jacq.) Karst EM
ÁREAS DE OCORRÊNCIA DE *Anodorhynchus hyacinthinus* Latham
NO PANTANAL DE MIRANDA, MS**

CAMPO GRANDE – MS

2013

FERNANDA MUSSI FONTOURA

**EFEITOS SAZONAIS NOS CONSTITUÍNTES QUÍMICOS E NA
ATIVIDADE ANTIFÚNGICA DE *Sterculia apetala* (Jacq.) Karst EM
ÁREAS DE OCORRÊNCIA DE *Anodorhynchus hyacinthinus* Latham
NO PANTANAL DE MIRANDA, MS**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-graduação em Meio Ambiente e Desenvolvimento Regional da Universidade Anhanguera-Uniderp, como parte dos requisitos para a obtenção do título de Mestre em Meio Ambiente e Desenvolvimento Regional.

Comitê de Orientação

Profa. Dra. Rosemary Matias

Profa. Dra. Neiva M. R. Guedes

Prof. Dr. Silvio Favero

CAMPO GRANDE – MS

2013

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP)
Ficha catalográfica elaborada pela Biblioteca Anhanguera – Uniderp

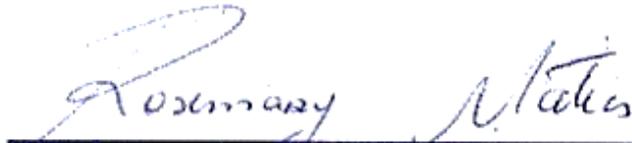
F774e Fontoura, Fernanda Mussi.
Efeitos sazonais nos constituintes químicos e na antifúngica de *Sterculia apetala* (Jacq.) Karst em ocorrência de *Anodorhynchus hyacinthinus* Latham no Pantanal de Miranda, MS / Fernanda Mussi Fontoura. -- Campo Grande, 2013.
59f.
Dissertação (mestrado) – Universidade Anhanguera - Uniderp, 2013.
“Orientação: Profa. Dra. Rosemary Matias.”
1. Pantanal – Mato Grosso do Sul 2. Arara Azul 3. *Sterculia apetala* – Estudo químico 4. *Sterculia apetala* – Atividade biológica I.
Título.

CDD 21.ed. 918.17191
598.042

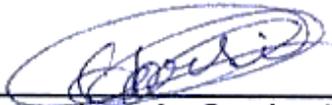
FOLHA DE APROVAÇÃO

Candidata: **Fernanda Mussi Fontoura**

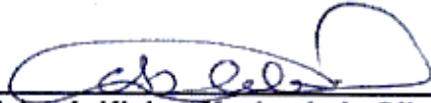
Dissertação defendida e aprovada em 26 de setembro de 2013 pela Banca Examinadora:



Profª. Doutora Rosemary Matias (Orientadora)
Doutora em Química



Prof. Doutor Joaquim Corsino (Universidade Federal de Mato Grosso do Sul-UFMS)
Doutor em Química: Área de Concentração de Produtos Naturais



Prof. Doutor Ademir Kleber Morbeck de Oliveira (Universidade Anhanguera-Uniderp)
Doutor em Ecologia

AGRADECIMENTOS

No final de mais uma importante etapa da minha vida, olho para trás e vejo claramente que nessa caminhada, em nenhum momento estive sozinha. E, em primeiro lugar, agradeço a Deus, que me deu essa oportunidade de crescimento profissional e pessoal, colocando na minha vida as pessoas certas, nas horas certas e me amparando nos momentos mais difíceis. Agradeço também à minha família, de sangue e em Cristo, que me apoiaram em todas as ocasiões, sempre torcendo e intercedendo por mim. Em especial, aos meus amados pais, Isoli Paulo e Tânia Mara, pois todas as minhas conquistas são o reflexo da educação e valores que deles recebi. Às minhas “orientadoras-mães”, Rosemary e Neiva, que sempre me receberam de braços abertos e não mediram esforços, acreditando e realizando junto comigo todo este trabalho. Também dedico essa pesquisa aos professores: Ademir Morbeck, Juliana Ludwig, José Bono, Silvio Favero e Mauro Soares, pela paciência, e por despenderem de seu tempo para sanar minhas intermináveis dúvidas. Agradeço, com muito carinho, à minha “amiga-irmã”, Karen Santos, que sempre esteve ao meu lado, me auxiliando em laboratório, além das horas de boas conversas e risadas; aos funcionários da Universidade Anhanguera Uniderp: Helder, Sueli, Alci, Evaneza, Elen e Márcia que, ao passar pelos respectivos laboratórios, me ensinaram e ajudaram, tornando-se fundamentais no desenvolvimento do trabalho, além da amizade e carinho que levarei para vida toda. Agradeço a todos os estagiários que participaram dessa pesquisa, desde as coletas no Pantanal até as análises em laboratório; ao grande amigo César que me ensinou com paciência e sabedoria tudo sobre trabalho e pesquisa de campo e, em especial, ao meu querido e namorado-estagiário Mateus que me auxiliou de bom grado, sendo compreensivo e companheiro em todos os momentos. Com muito carinho, agradeço também aos amigos queridos: Lia, Emília, Aline, Evelyn, Bruno, Raphaela, Kássima, Munira, João Roberto, demais colegas de mestrado e a todos que sempre tiveram uma palavra de entusiasmo e um bom conselho quando eu mais precisei. E por fim, agradeço ao Projeto Arara Azul pelo apoio logístico durante as coletas e à CAPES (Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior) pela concessão da bolsa de estudos durante todo o período do curso de mestrado.

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Araras azuis (acima), instalação de ninhos artificiais pela equipe de campo do Projeto Arara Azul (à esquerda) e araras utilizando as caixas como ninho (à direita).....	9
Figura 2. Manduvi adulto (à esquerda) e seu fruto, flores e folhas (à direita).....	10
Figura 3. Casal de araras azuis fora do ninho (à esquerda) e filhotes dentro da cavidade.....	11
Figura 4. Principais fatores que podem influenciar o acúmulo de metabólitos secundários em plantas (GOBBO-NETO e LOPES, 2007).....	17
Figura 5. Aparência típica de <i>Trichoderma</i> sp. crescendo na madeira. Fonte: Robert L. Anderson (mycorant.com).....	19
Figura 6. Média histórica mensal da temperatura, umidade e precipitação dos anos de 2008 à 2011 em comparação ao ano de 2012, no município de Miranda-MS. Fonte: Centro de Monitoramento de Tempo, do Clima e dos Recursos Hídricos de MS - CEMTEC (AGRAER, 2010).....	44
Figura 7. Espectros de absorção na região UV-visível do extrato etanólico das cascas de <i>S. apetala</i> das amostras SN2 (sem ninho) e CN4 (com ninho), em Janeiro (Jan) e Agosto (Ago) de 2012.....	47
Figura 8. Efeito do extrato etanólico das cascas de <i>S. apetala</i> de árvores sem ninho (SN) e com ninho (CN) coletadas em janeiro e agosto de 2012, sobre o crescimento micelial de <i>Trichoderma</i> sp.....	49

LISTA DE TABELAS

Tabela 1. Teor de fenóis totais das árvores sem ninho (SN1 à SN8) e com ninho (CN1 à CN8) de *S. apetala* em janeiro e agosto de 2012, coletadas no Pantanal de Miranda-MS..... 43

Tabela 2. Teor de flavonóides totais das árvores sem ninho (SN1 à SN8) e com ninho (CN1 à CN8) de *S. apetala* em janeiro e agosto de 2012, coletadas no Pantanal de Miranda-MS..... 45

LISTA DE QUADROS

Quadro 1. Principais classes de metabólitos secundários encontrados em espécies do gênero <i>Sterculia</i> (F=folhas; M=madeira; S=sementes; Fr=frutos; R=raiz).....	13
Quadro 2. Resultados da análise fitoquímica e rendimento das cascas de <i>S. apetala</i> das amostras SN (sem ninho) coletadas em janeiro (jan) e agosto (ago) de 2012, no Pantanal de Miranda-MS. C. F= Compostos Fenólicos, Tan.= Taninos, Flav.= Flavonóides, Cum.= Cumarinas, Trit.= Triterpenos, Estr.= Esteroides, Alcal.= Alcalóides, Glic.Card.= Glicosídeos Cardiotônicos, (+) pouco intenso, (++) intensidade moderada, (+++) muito intenso, (+/-) parcial, (-) negativo.....	40
Quadro 3. Resultados da análise fitoquímica e rendimento das cascas de <i>S. apetala</i> das amostras CN (com ninho) coletadas em janeiro (jan) e agosto (ago) de 2012, no Pantanal de Miranda-MS. C. F= Compostos Fenólicos, Tan.= Taninos, Flav.= Flavonóides, Cum.= Cumarinas, Trit.= Triterpenos, Estr.= Esteroides, Alcal.= Alcalóides, Glic.Card.= Glicosídeos Cardiotônicos, (+) pouco intenso, (++) intensidade moderada, (+++) muito intenso, (+/-) parcial, (-) negativo.....	41

SUMÁRIO

Resumo Geral.....	4
1 Introdução Geral.....	5
2 Revisão de Literatura.....	7
2.1 O Pantanal e a Arara azul.....	7
2.2 <i>Sterculia apetala</i>	9
2.3 Estudo químico e atividade biológica com espécies do gênero <i>Sterculia</i>	13
2.4 Variabilidade química sazonal.....	16
2.5 O metabolismo secundário e a atividade antifúngica.....	18
3 Referências Bibliográficas	20
Artigo I.....	30
Efeitos sazonais nos constituintes químicos e na atividade antifúngica de <i>Sterculia apetala</i> (Jacq.) Karst em áreas de ocorrência de <i>Anodorhynchus hyacinthinus</i> Latham no Pantanal de Miranda, MS.....	30
Resumo.....	30
Abstract.....	32
Introdução	33
Material e Métodos	35
Resultados e discussão.....	38
Conclusão	51
Referências Bibliográficas	51
Conclusão Geral	59

Resumo Geral

No Pantanal Sul, mais de 90% dos ninhos de arara-azul (*Anodorhynchus hyacinthinus*) são encontrados no manduvi (*Sterculia apetala*). Considerando que esta arbórea é apontada como espécie-chave para a conservação da arara-azul (espécie ameaçada de extinção) e também para outras espécies da fauna pantaneira e que estudos que possam contribuir para a conservação desta espécie são importantes para o desenvolvimento regional sustentável e conseqüentemente para a sociedade, este trabalho tem por objetivo detectar as principais classes de substâncias químicas presentes nas cascas de *S. apetala* com e sem ninho de arara-azul, em diferentes épocas do ano, além de verificar seu potencial fungicida. As análises fitoquímicas foram de caráter qualitativo (via úmida) e, através da quantificação dos fenóis totais e flavonoides totais, foram selecionadas uma amostra com ninho e outra sem ninho para verificar seu potencial antifúngico, frente à *Trichoderma* sp. através da porcentagem de inibição do crescimento micelial (PIC) para cada uma das amostras, em relação a testemunha. A investigação fitoquímica mostrou que as classes de compostos químicos sofreram variações sazonais, com predominância de compostos fenólicos e derivados. Das amostras selecionadas, todas apresentaram potencial antifúngico frente à *Trichoderma* sp., independente da dose testada e, foi encontrada ainda, uma forte correlação entre os maiores teores de compostos fenólicos com a atividade antifúngica no período de cheia (janeiro), e aos maiores teores de flavonoides totais somados com a presença de cumarinas, no potencial antifúngico no período de seca (agosto). Esses dados podem ser citados como um dos fatores que podem influenciar na escolha majoritária do manduvi pela arara-azul como sítio de nidificação, no Pantanal de Miranda, MS, onde as características ambientais promovem em *Sterculia apetala* importantes respostas metabólicas.

1 Introdução Geral

O Pantanal, considerado uma das maiores planícies de inundação da América Latina, possui como uma de suas principais características um ciclo sazonal de chuvas, com um período de seca e outro de cheia. Tal grau de inundação cria, anualmente, um gradiente de *habitats*, devido a características específicas de cada área em relação a condições hidrológicas, geomorfológicas, edáficas e climáticas (ALHO e GONÇALVES, 2005).

Para se adaptarem as diferentes condições ambientais, as plantas produzem metabólitos secundários provenientes do seu metabolismo primário. Do ponto de vista químico, essas características ambientais da região pantaneira podem alterar as expressões fenotípicas da vegetação ali presente, apta a sofrer modificações resultantes da interação de processos bioquímicos, fisiológicos, ecológicos e evolutivos (HARTMANN, 1996).

Assim, os metabólitos secundários representam uma interface química entre as plantas e o ambiente circundante, portanto, sua síntese é frequentemente afetada pelo aspecto dinâmico das condições ambientais (KUTCHAN, 2001) como forma de proteção ou adaptação às condições vigentes. Fatores fisiológicos críticos, tais como fotossíntese, comportamento estomatal, mobilização de reservas, expansão foliar e crescimento, podem ser alterados por estresse hídrico resultando em alterações no metabolismo secundário da planta (SALISBURY e ROSS, 1991).

Considera-se ainda que a influência da sazonalidade sobre a constituição química de uma espécie vegetal pode alterar a quantidade do princípio ativo desejado (TAIZ e ZEIGER, 2004), alterando também a amplitude das ações biológicas desempenhadas por seus extratos e frações (GOBBONETO e LOPES, 2007). Sob o ponto de vista científico, somente cerca de 5% das espécies de plantas têm sido estudadas fitoquimicamente e uma porcentagem menor avaliada sob os aspectos biológicos, sendo que a maioria das substâncias químicas ainda é desconhecida.

Tratando-se de plantas do gênero *Sterculia*, estudos fitoquímicos realizados com diferentes órgãos botânicos relatam um perfil químico diversificado. Espécies como *Sterculia foetida* L. (chichá-fedorento) (PAWLOWSKY, 1985), *S. tomentosa* Guill & Perr. e *S. tragacantha* Lindl. (pau-corda) (MIRALLES *et al.*, 1993) apresentam alto conteúdo de ácidos graxos

ciclopropenoídicos (AGCP). O ácido estercúlico, mais comumente encontrado (SONNTAG, 1982), é um inibidor da α -dessaturase, a qual converte o ácido esteárico em ácido oleico, sendo potencialmente nocivo para o homem (DEWICK, 2002).

Pertencente a este gênero, *Sterculia apetala* (Jacq.) Karst., popularmente conhecida como “manduvi” ou “amendoim-de-bugre”, é uma árvore de grande porte, podendo ser definida como uma árvore de floresta madura, ou seja, árvores que se estabelecem a partir de sucessão secundária (JANZEN, 1972). Na região do Pantanal Sul, o manduvi é considerado como uma espécie-chave para a conservação da biodiversidade por oferecer alimento para a fauna no período de seca, e locais para nidificação para várias espécies, como no caso da arara-azul (*Anodorhynchus hyacinthinus* Latham), espécie ameaçada de extinção, que nidifica em cavidades nesta árvore (SANTOS JR *et al.*, 2006; GUEDES e CANDISANI, 2011).

Assim como ocorre com *Sterculia apetala*, a composição química das espécies vegetais, especialmente das plantas não-cultivadas, ainda está longe de ser descrita em sua totalidade. Os trabalhos realizados até o momento têm descrito a avaliação de atividades biológicas, seja em relação às suas funções dentro da própria espécie vegetal, seja quanto às suas potencialidades de uso para outras finalidades, principalmente para fins farmacológicos.

Considerando que a presença dos metabólitos primários e secundários de uma espécie vegetal pode ser influenciada direta e indiretamente pela sazonalidade, a finalidade deste trabalho é verificar o efeito da sazonalidade na composição química das cascas de manduvi em áreas de ocorrência de Arara-azul, no Pantanal de Miranda, verificando o potencial antifúngico dessa espécie arbórea.

2 Revisão de Literatura

2.1 O Pantanal e a Arara azul

Inserido na Bacia do Alto Paraguai (BAP), o Pantanal é formado por planícies deprimidas que são preenchidas anualmente por deposições aluviais. Essas planícies inundáveis atuam regulando a hidrologia do rio Paraguai, influenciando o clima, retendo sedimentos e funcionando como filtro biológico de resíduos orgânicos e nutrientes vindos dos afluentes. Os padrões e processos são regulados pelo ciclo anual de inundações e secas, que cria anualmente um gradiente de *habitats*, devido a características específicas de cada área em relação a condições hidrológicas, geomorfológicas, edáficas e climáticas, sendo este o fenômeno ecológico mais importante da planície (GUEDES e VICENTE, 2012).

Essa região é considerada uma das maiores áreas úmidas do mundo e foi declarado Patrimônio Nacional pela Constituição Brasileira de 1988, abrigando sítios de relevante importância internacional pela Convenção de Ramsar de Zonas Úmidas de Importância Internacional e, possuindo ainda, áreas de Reserva da Biosfera declaradas pela *United Nations Educational, Scientific and Cultural Organization* (UNESCO) em 2000 (ALHO e GONÇALVES, 2005).

Atualmente, a base da economia regional é a criação extensiva de gado de corte, uma vez que a agricultura é pouco recomendada, devido às enchentes periódicas e aos solos pouco férteis. A atividade turística vem se expandindo nos últimos anos, e mais recentemente, em alguns municípios da BAP, têm sido instalados alguns empreendimentos de mineração (OLIVEIRA *et al.*, 2012). A implantação desses grandes projetos econômicos, aliados à processos de ocupação vêm, sistematicamente, modificando a paisagem pantaneira, resultando na descaracterização do hábitat e, conseqüentemente, no desequilíbrio ecológico (ALVES *et al.*, 2012).

Com o crescimento da demanda por matérias-primas resultante do aumento populacional, novas áreas são abertas para a produção de alimentos, combustíveis e energia. Porém esses recursos muitas vezes são limitados e o principal resultado desse desenvolvimento não-sustentado é a fragmentação dos *habitats*, descaracterização e até a perda dos ambientes naturais. Por conseqüência, espécies da fauna e flora sofrem com o decréscimo das

populações, podendo caminhar rumo a extinção (PRIMACK e RODRIGUES, 2002; MARENGO e DIAS, 2007; MMA, 2007).

Algumas espécies de araras, periquitos, papagaios e outras aves da família dos psitacídeos estão nessa situação. Na região Neotropical, é um dos grupos de aves mais ameaçados de extinção, devido, principalmente, à ação combinada de captura para o tráfico e perda de *habitat* (GUEDES e CANDISANI, 2011).

Segundo o Ministério do Meio Ambiente (MMA), o Brasil é o país mais rico do mundo em biodiversidade e também em espécies da família Psittacidae, incluindo as araras azuis (*Anodorhynchus hyacinthinus*), que são os maiores representantes da família. Encontram-se no Brasil 85 espécies, sendo que destas 28 estão enquadradas em alguma categoria de ameaça. Duas espécies podem ser consideradas extintas: *Anodorhynchus glaucus* (Vieillot, 1816) (arara-azul-pequena), pois não foi avistada nos últimos 50 anos e *Cyanopsitta spixii* (Wagler, 1832) (ararinha-azul), que desapareceu da natureza em 2001 e hoje é encontrada apenas em cativeiro. *Anodorhynchus leari* (Bonaparte, 1856) (arara-azul-de-lear), está criticamente ameaçada e das outras 14 espécies, sete estão ameaçadas, seis vulneráveis e uma quase ameaçada (MMA, 2007, CBRO, 2011).

A espécie *A. hyacinthinus* é a maior representante da família dos psitacídeos, chegando a medir 1 metro de comprimento. Na natureza, são aves sociais que vivem aos pares, casais, famílias ou bandos, com populações sedentárias que podem fazer pequenas migrações diárias para alimentação e/ou reprodução. Ocupa grandes áreas do Brasil Central até o Chaco Boliviano e Paraguai. Especialmente no estado de Mato Grosso do Sul, ela ocorre em toda planície pantaneira; porém o desmatamento e a captura de indivíduos na natureza são alguns dos fatores que levaram a espécie à ameaça de extinção (GUEDES *et al.*, 2008; GUEDES e CANDISANI, 2011).

Nos últimos 22 anos, essa situação tem sido revertida no Pantanal Sul, devido a ação do Projeto Arara Azul, que vem contribuindo para a conservação da espécie na natureza, através de pesquisas sobre a biologia básica da espécie, como alimentação, reprodução, competição, comportamento, predação, sobrevivência e mortalidade de filhotes e outros estudos para

verificar os fatores que estavam levando a redução da população silvestre (GUEDES *et al.*, 2008; GUEDES e CANDISANI, 2011).

Como resultado das pesquisas de campo, foram desenvolvidas técnicas de manejo de cavidades, ovos e filhotes, além da instalação de ninhos artificiais (Figura 1) que beneficiaram também as outras grandes araras (*Ara ararauna* (Linnaeus, 1758) – arara-canidé; *Ara choloferus* (Gray, 1859) – arara-vermelha) e mais 22 espécies que utilizam cavidades para se reproduzir no Pantanal. Hoje, a arara-azul ainda encontra-se ameaçada de extinção, mas com boa perspectiva de sobrevivência à longo prazo, se novas medidas de manejo forem adotadas (GUEDES e CANDISANI, 2011).



Figura 1. Araras azuis (acima), instalação de ninhos artificiais pela equipe de campo do Projeto Arara Azul (à esquerda) e araras utilizando as caixas como ninho (à direita).

2.2 *Sterculia apetala*

Popularmente conhecida como “Manduvi” ou “Amendoim-de-bugre”, *Sterculia apetala* é uma árvore de grande porte, com flores hermafroditas e unissexuais, apétalas, avermelhadas e vistosas folhas lobadas (Figura 2). Pode ser definida como uma árvore de floresta madura, ou seja, árvores que se estabelecem a partir de sucessão secundária (JANZEN, 1972). É suscetível a formação de cavidades para nidificação de aves e alguns mamíferos por sua madeira ser macia, implicando na facilidade de quebra de galhos e ação de microrganismos (GUEDES e CANDISANI, 2011).



Figura 2. Manduvi adulto (à esquerda) e seu fruto, flores e folhas (à direita).

Na região do Pantanal Sul, SANTOS JR. *et al.* (2007) verificaram uma preferência por *S. apetala* como local para nidificação por parte das araras-azuis, onde aproximadamente 94% dos ninhos ocupados localizavam-se nesta espécie arbórea (Figura 3). Fatores como a escassez de cavidades somada com a disputa pelos ninhos com outras espécies na época de reprodução podem ser considerados limitantes para a reprodução da arara-azul. Outro dado importante refere-se à presença de larvas de insetos entre as serragens que formam a cama, trazendo grandes riscos aos filhotes (CARVALHO *et al.*, 2006).



Figura 3. Casal de araras azuis fora do ninho (à esquerda) e filhotes dentro da cavidade.

Além de ser utilizado como local para nidificação, o manduvi possui grande produção anual de frutos e sementes, de junho a novembro (LORENZI, 2011), onde a procura por sementes de *S. apetala* pela fauna neste período é grande devido à quantidade de recurso alimentar nutritivo que é oferecida numa época de aparente escassez (RAGUSA-NETTO, 2004). Essas características tornam *S. apetala* uma espécie arbórea de grande valor para a manutenção da biodiversidade no Pantanal, sendo considerada assim, uma espécie-chave para a conservação (SANTOS JR *et al.*, 2007).

Entretanto, a falta de planejamento no uso do solo e dos recursos naturais, baseada na exploração imediatista, gerou para região pantaneira sérios problemas com graves consequências. Dentre os principais problemas ambientais destacam-se o desequilíbrio ecológico provocado pelo desmatamento para a introdução da pecuária extensiva. Assim, árvores jovens podem se tornar raras na população de manduvi no Pantanal, como resultado da quebra do processo de recrutamento de novos indivíduos pelas queimadas, desmatamentos, pastoreio seletivo ou pisoteio pelo gado bovino (JANZEN, 1972; GUEDES e CANDISANI, 2011).

Estudos realizados por SANTOS JR *et al.* (2007) evidenciaram que, no aspecto populacional de *S. apetala*, houve uma menor frequência de jovens tanto na estrutura etária quanto na estrutura de tamanho. Pelo fato de que a maior parte dos ninhos de *A. hyacinthinus* estarem concentrados na categoria de árvores adultas (entre 60 e 90 anos de idade), essa ave possivelmente dependerá do aporte de sítios reprodutivos artificiais e ações de manejo disponibilizados pelo Projeto Arara Azul, considerando que o local de nidificação é um fator limitante para a espécie.

2.3 Estudo químico e atividade biológica com espécies do gênero *Sterculia*

Enquanto que o metabolismo primário das plantas fornece as substâncias envolvidas nas funções básicas essenciais da vida celular, o metabolismo secundário assume importância especial (metabolismo especializado) pela bioprodução de diversas substâncias orgânicas destinadas à sua manutenção e sobrevivência. São produzidos pelas plantas como resposta ao ambiente em que estão inseridas, despertando grande interesse por seu amplo espectro de atividades biológicas (BRAZ FILHO, 2010).

O gênero *Sterculia*, um dos maiores da família Malvaceae, é uma rica fonte de alcalóides, saponinas, flavonóides e glicosídeos, que são conhecidos pelo seu amplo leque de atividades biológicas, como antimicrobianas, antifúngicas, inseticidas, citotóxicas, antioxidantes e anti-inflamatórias. O órgão botânico com maior número de trabalhos a respeito da composição química são as amêndoas, as quais são ricas em ácidos graxos ciclopropanoídicos (SONNTAG, 1982; CHAVES *et al.*, 2004). Espécies como *Sterculia foetida* (chichá-fedorento) (PAWLOWSKI, 1985), *S. tomentosa* (kukuki) e *S. tragacantha* (pau-corda) (MIRALLES *et al.*, 1993) possuem alto conteúdo de ácidos graxos ciclopropanoídicos (AGCP). O ácido estercúlico, mais comumente encontrado (SONNTAG, 1982), é um inibidor da Δ -desaturase, a qual converte o ácido esteárico em ácido oleico, sendo potencialmente nocivo para o homem, uma vez que pode alterar a permeabilidade das membranas e inibir a reprodução (DEWICK, 2002; CHAVES *et al.*, 2004; AUED-PIMENTEL *et al.*, 2004).

Investigações fitoquímicas de outras espécies do gênero *Sterculia* mostraram um perfil químico diversificado, com isolamento várias classes de metabólitos secundários em diferentes partes da planta (Quadro 1).

Quadro 1. Principais classes de metabólitos secundários encontrados em espécies do gênero *Sterculia* (F=folhas; M=madeira; S=sementes; Fr=frutos; R=raiz).

Nome científico	Nome popular	Órgão botânico	Tipo de extrato	Metabólitos secundários
<i>S. colorata</i> Roxb.	Estercúlia-escarlate	F	-	Flavonóides e triterpenos (NAIR <i>et al.</i> , 1978)
<i>S. pallens</i> Wall. ex Hochr.	Estercúlia-pálida	F	-	Flavonóides (RANGANATHAN e NAGARAJAN, 1980)
<i>S. urens</i> Roxb	Karayagu mmi	M	-	Compostos fenólicos e terpenóides (ANJANEYULU e RAJU, 1987)
<i>S. lychnophora</i> Hance	Porca-malva	S	Etanólico	Alcalóides (WANG <i>et al.</i> , 2006)
<i>S. striata</i> A. St.-Hill & Naudin	Chichá	M	Etanólico	Esteroides, triterpenos, ácido betulínico, flavonóides, alcalóides, taninos (COSTA <i>et al.</i> , 2010)
		S	Óleo essencial	Ácidos-graxos ciclopropenoí-dicos (AUED-PIMENTEL, <i>et al.</i> , 2004)

Continuação do quadro 1

S. <i>scaphigera</i> Wall	Pang da hai	Fr		Histamina (HAYMAN, <i>et al.</i> , 1988)
		S	Etanólico	Fenóis, terpenoides, flavonóides (DHAGE <i>et al.</i> , 2013)
S. <i>tavia</i> Baill.	-	M	Etanólico	Sesquiterpeno-ides (DAI <i>et al.</i> , 2012)
S. <i>foetida</i> L.	Chichá- fedorento	S	Óleo essencial	Ácidos-graxos ciclopropenoí-dicos (BAO <i>et al.</i> , 2002)
		-	Etanólico	Flavonóides, saponinas, alcalóides (SHAMSUNDAR e PARAMJYOTHI, 2010)
		F	Etanólico	Taninos, desoxi- açúcares, leucoantociani-nas, núcelos de benzopirano (VITAL <i>et al.</i> , 2010); Taraxer-14- en-3β-ol (NAIK <i>et al.</i> , 2004)
		R		lupeol, n-triacontanol, beta-sitosterol, stigmasterol e beta- sitosterol-3-O-Beta-D- glucopyranosídeo (VITAL <i>et al.</i> , 2010)
		S		Ácido estercúlico, triglicerídeos (VITAL <i>et al.</i> , 2010)

Continuação do quadro 1

<i>S. villosa</i> Roxb.	-	F	Etanólico	Alcalóides, glicosídeos, taninos, flavonóides, açúcares redutores, resinas (TANIA <i>et al.</i> , 2013)
<i>S. setigera</i> Delile	-	M	Acetônico Metanólico	Alcalóides, taninos, triterpenoides (TOR- ANYIIN <i>et al.</i> , 2011)
<i>S.</i> <i>rhynopetala</i>	-	M	Metanólico	Taninos, alcalóides, antraquinonas, glicosídeos, flavonóides, saponinas, cumarinas (OGUNDARE e OLAJUYIGBE, 2012)
			Clorofórmico	Taninos, alcalóides, antraquinonas, glicosídeos, flavonóides, saponinas, cumarinas, fenóis (OGUNDARE e OLAJUYIGBE, 2012)
			Hexânico	Taninos. Alcalóides, antraquinonas, glicosídeos, flavonóides, saponinas, cumarinas, fenóis (OGUNDARE e OLAJUYIGBE, 2012)

Em países como a Guatemala, Panamá e algumas regiões da China, espécies de *Sterculia* são amplamente utilizadas na medicina popular. Pesquisas realizadas por MURALLES *et al.* (2006) confirmam o potencial

antimicrobiano do extrato etanólico de *S. apetala* frente à *Gardnerella vaginalis*, validando experimentalmente sua ação farmacológica como planta medicinal de uso popular no nordeste da Guatemala. O extrato etanólico das folhas e das cascas de *S. apetala* apresentou baixa atividade para o fungo *Fonsecaea pedrosoi* (ALDANA, 2005), porém demonstrou potencial antifúngico para *Epidermophyton floccosum*, confirmando seu uso medicinal para doenças de pele (SVETAZ *et al.*, 2009). O extrato metanólico do caule de *S. africana* (Lour) Fiori., foi fortemente ativo para *Candida albicans* e *C. glabrata*, entretanto o extrato das folhas apresentou baixa atividade fungicida (HAMZA *et al.*, 2006).

2.4 Variabilidade química sazonal

Variações temporais e espaciais no conteúdo total, bem como as proporções relativas de metabólitos secundários em plantas ocorrem em diferentes níveis (sazonais e diárias; intraplanta, inter e intraespecífica) e, apesar da existência de um controle genético, a expressão pode sofrer modificações resultantes da interação de processos bioquímicos, fisiológicos, ecológicos e evolutivos (HARTMANN, 1996).

Sendo assim, os metabólitos secundários representam uma interface química entre as plantas e o ambiente circundante (Figura 4); portanto, sua síntese é frequentemente afetada pelo aspecto dinâmico das condições ambientais como forma de proteção ou adaptação às condições vigentes (KUTCHAN, 2001). Fatores fisiológicos críticos, tais como fotossíntese, comportamento estomatal, mobilização de reservas, expansão foliar e crescimento, podem ser alterados por situações de estresse ambiental, levando à modificações na rota biossintética do vegetal. Essas alterações no metabolismo secundário induzem à produção de substâncias de defesa como respostas às mudanças de seu *habitat*. (SALISBURY e ROSS, 1991). Logo, estudos detalhados sobre a composição química permitem um melhor entendimento das adaptações das plantas ao ambiente em que se encontram.

Na literatura são citadas variações sazonais no conteúdo de praticamente todas as classes de metabólitos secundários, como por exemplo, óleos essenciais (ANGELOPOULOU *et al.*, 2002; SCHWOB *et al.*, 2004), lactonas sesquiterpênicas (SCHMIDT *et al.*, 1998; ZIDORN e STUPPNER, 2001), ácidos fenólicos (GRACE *et al.*, 1998; ZIDORN e STUPPNER, 2001),

flavonóides (BROOKS e FEENY, 2004) cumarinas (WILT e MILLER, 1992), saponinas (NDAMBA *et al.*, 1994), alcalóides (ROCA-PÉREZ *et al.*, 2004), taninos (OSIER *et al.*, 2000; SALMINEM *et al.*, 2001), glicosídeos cianogênicos (KAPLAN *et al.*, 1983), entre outros. Considera-se ainda que a influência da sazonalidade sobre a constituição química de uma espécie vegetal pode alterar a quantidade do princípio ativo desejado (TAIZ e ZEIGER, 2004) e, por consequência, a amplitude das ações biológicas desempenhadas por seus extratos e frações (GOBBO-NETO e LOPES, 2007).

Como exemplo, estudos realizados sob influência pluviométrica demonstraram correlação positiva de um monoterpene presente no óleo essencial de *Santolina rosmarinifolia* L. (PALÁ-PAÚL *et al.*, 2001) e a correlação negativa entre a produção de saponinas, como a lemmatoxina em *Phytolacca dodecandra* (L'Herit) (NDAMBA *et al.*, 1994).

Existem, ainda, vários relatos de que o estresse hídrico geralmente leva a um aumento na produção de alguns tipos de metabólitos secundários (WATERMAN e MOLE, 1989), como é o caso das antocianinas nas folhas de *Arabidopsis thaliana* (L.) Heynh. (JUNG, 2004) e alcalóides nas folhas de *Tabernaemontana pachysiphon* Stapf. (HÖFT *et al.*, 1996). Em contrapartida, a chuva contínua pode resultar na perda de substâncias hidrossolúveis das folhas e raízes por lixiviação; sabe-se que isto se aplica a algumas plantas produtoras de alcalóides, glicosídeos e até mesmo óleos voláteis (WATERMAN e MOLE, 1994; EVANS, 1996).

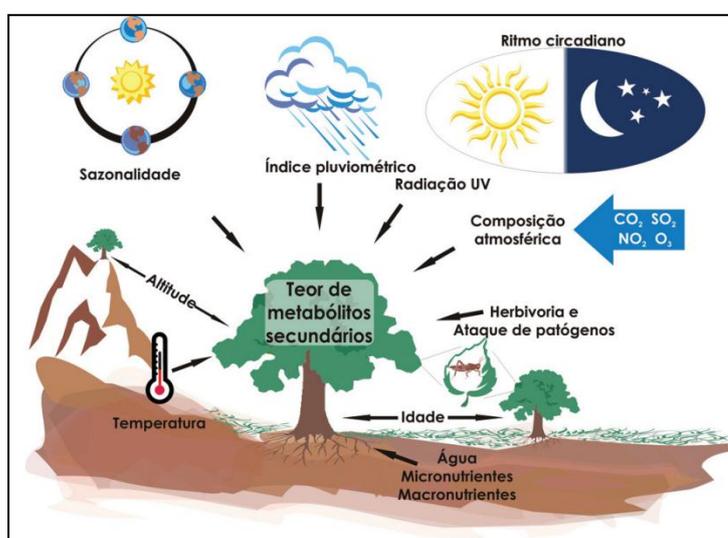


Figura 4. Principais fatores que podem influenciar o acúmulo de metabólitos secundários em plantas. (GOBBO-NETO e LOPES, 2007).

2.5 O metabolismo secundário e a atividade antifúngica

Várias espécies vegetais são utilizadas na medicina popular como fitoterápicos e, o isolamento e a determinação estrutural dos metabólitos secundários são investigados como estratégias de controle alternativo, devido ao amplo espectro de atividades biológicas que esses compostos químicos desempenham (HUIE, 2002; BRAZ-FILHO, 2010).

Essas substâncias destacam-se por sua atividade antifúngica, os compostos fenólicos (fenóis simples, ácidos fenólicos, quinonas, xantonas, flavonas, flavonóis e flavonóides, taninos e cumarinas), terpenóides e óleos essenciais, alcalóides, lectinas e polipeptídios (COWAN *et al.*, 1999)

A atividade antimicrobiana dos flavonóides é provavelmente devido a sua habilidade de se complexar com proteínas e com a parede celular do microrganismo. Quanto mais lipofílico for o flavonóide, mais facilmente pode ocorrer a atividade antifúngica. Plantas em resposta a infecções causadas por microrganismos sintetizam flavonóides e quando testados *in vitro* apresentam ação antimicrobiana (COWAN *et al.*, 1999). O mecanismo de ação antifúngica dos compostos terpênicos ainda não está elucidado, mas existem relatos de que envolva a ruptura da membrana celular.

As cascas de *S. apetala*, na medicina popular, são utilizadas para tratamento de doenças de pele por suas propriedades antifúngicas (MORTON, 1981), relatadas também para diversas espécies do gênero que apresentam atributos semelhantes em diferentes partes da planta (CHADHA, 1976; GIRÓN *et al.*, 1991; NAIK *et al.*, 2004; TANIA *et al.*, 2013). FENNER *et al.* (2006) e TANIA *et al.* (2013) relatam ação antifúngica em espécies de *Sterculia*, decorrentes de sua composição química, sendo que os metabólitos secundários como flavonóides, alcalóides, compostos fenólicos e ácidos graxos são os principais compostos a inibir o crescimento desses microrganismos (RANGANATHAN e NAGARAJAN, 1980; ANJANEYULU e RAJU, 1987; HAYMAN *et al.*, 1988).

Estudos envolvendo o conhecimento da diversidade da microbiota de espécies florestais nativas relatam a ocorrência de fungos como *Aspergillus* sp., *Penicillium* sp., *Trichoderma* sp. (Figura 5), *Mucor* sp. e *Fusarium* sp. como responsáveis pelo apodrecimento da madeira (SCHOENLEIN-CRUSIUS e

MILANEZ, 1998), e também são associados com infecções em animais silvestres (FRIEND *et al.*, 1999; ALBANO, 2009).



Figura 5. Aparência típica de *Trichoderma* sp. crescendo na madeira. Fonte: Robert L. Anderson (mycorant.com)

Em contrapartida, comunidades de fungos parasitas do lenho (em árvores vivas) e posteriormente, fungos sapróbios (em árvores mortas) atuam na madeira de espécies arbóreas, gerando modificações químicas e estruturais que facilitam a criação de cavidades por vertebrados, insetos ou por processos abióticos. Aves escavadoras e de ocupação secundária geralmente dependem de fungos para a criação de condições favoráveis para formação de cavidades (ROBLEDO e URCELAY, 2009).

Sendo assim, a produção de substâncias químicas pelo vegetal pode ser utilizada como estratégia de proteção da planta frente a fungos e/ou microrganismos possivelmente patogênicos.

3 Referências Bibliográficas

ALBANO, A. P. N. **Fungos e micoses em animais silvestres recebidos por Centros de Triagem**. 2009. 82f. Dissertação (Mestrado em Veterinária) – Faculdade de Veterinária, Universidade Federal de Pelotas, Pelotas.

ALDANA, N. E. D. C. **Actividad de diecisiete extractos de doce plantas nativas guatemaltecas contra *Fonsecaea pedrosoi***. 2005. 54f. Dissertação (Mestrado em Biología Química) Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia, Universidad de San Carlos de Guatemala, Guatemala.

ALHO, C. J. R.; GONÇALVES, H. C. **Biodiversidade do Pantanal: ecologia e conservação**. Campo Grande: Editora da Universidade para o Desenvolvimento do Estado e da Região do Pantanal, 2005. 142 p.

ALVES, G. L.; CENTENO, C. V.; MIANUTTI, J.; BRITO, S. H. A. Relações sociais e pesquisa ambiental no Pantanal Sul-Matogrossense: quando o pesquisador precisa ser cidadão. In: ALVES, G. L.; MERCANTE, M. A.; FAVERO, S. **Pantanal Sul-Mato-Grossense-ameaças e propostas**. Campinas: Autores Associados Ltda., 1ed., 2012. 208 p.

ANGELOPOULOU, D.; DEMETZOS, C.; PERDETZOGLU, D. Diurnal and seasonal variation of the essential oil labdanes and clerodanes from *Cistus monspeliensis* L. leaves. **Biochemical Systematics and Ecology**, Oxford. v. 30, n. 3, p. 189-203, mar. 2002.

ANJANEYULU, A. S. R.; RAJU, S. N. Terpenoids and phenolics from the bark and heartwood of *Sterculia urens* Roxb. **Journal of the Indian Chemical Society**, Calcutta, v. 64, p. 323–324, abr. 1987.

AUED-PIMENTEL, S.; KUMAGAI, E. E.; KUS, M. M. M.; CARUSO, M. S. F.; TAVARES, M.; ZENEBON, O. Ácidos graxos trans em óleos vegetais refinados poli-insaturados comercializados no estado de São Paulo, Brasil. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, Campinas, v. 29, n. 3, p. 646-651, set. 2004.

BAO, X.; KATZ, S.; POLLARD, M.; OHLROGGE, J. Carbocyclic fatty acids in plants: Biochemical and molecular genetic characterization of cyclopropane fatty acid synthesis of *Sterculia foetida*. **Proceedings of the National Academy of Sciences**, Washington, v. 99, n. 10, p. 7172-7177, may. 2002.

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

BROOKS, J. S.; FEENY, P. Seasonal variation in *Daucus carota* leaf-surface and leaf-tissue chemical profiles. **Biochemical Systematics and Ecology**, Oxford, v. 32, n. 9, p. 769–782, set. 2004.

CARVALHO, T. D.; GUEDES, N. M. R.; FAVERO, S. Artropodofauna associada a ninhos de Arara Azul no Pantanal de Miranda, Mato Grosso do Sul, Brasil. **Bio(In)formação**, Campo Grande , n. 1, p. 100-112, fev. 2006.

CBRO. Comitê Brasileiro de Registros Ornitológicos. **Listas das aves do Brasil**. 10 ed., 2011. 38 p. Disponível em: <<http://www.cbro.org.br/>>. Acesso em: 8 jul. 2013.

CHADHA, Y. R. **The Wealth of India**. v. 10. New Delhi: CSIR Publication, 1976. 44 p.

CHAVES, M. H.; BARBOSA, A. S.; NETO, J. M. M. Caracterização química do óleo da amêndoa de *Sterculia striata* St. Hil. Et Naud. **Química Nova**, São Paulo, v. 27, n. 3, p. 404-408, nov. 2004.

COSTA, D. A.; CHAVES, M. H.; SILVA, W. C. S.; COST, C. L. S. Constituintes químicos, fenóis totais e atividade antioxidante de *Sterculia striata* St. Hil. et Naudin. **Acta Amazonica**, Manaus, v. 40, n. 1, p. 207-212, mar. 2010.

COWAN, M. M. Plant products as antimicrobial agents. **Clinical Microbiology Reviews**, Washington, v. 12, n. 4, p. 564-582, oct. 1999.

DAI, Y.; HARINANTENAINA, L.; BRODIE, P. J.; CALLMANDER, M. W.; RANDRIANASOLO, S.; RAKOTOBÉ, E.; RASAMISON, V. E.; KINGSTON, D. G. I. Isolation and synthesis of two antiproliferative calamenene-type sesquiterpenoids from *Sterculia tavia* from the Madagascar Rain Forest. **Bioorganic & Medicinal Chemistry**, Oxford, v. 20, p. 6940–6944, out. 2012.

DHAGE, P.; KASTURE, S. B.; MOHAN, M. Analgesic, anti-inflammatory, antioxidant and antiulcer activity of ethanolic extract of *Sterculia scaphigera* Hance (Sterculiaceae) seeds in mice and rats. **International Journal of Biological & Pharmaceutical Research**, India, v. 4, n. 1, p. 35-45, mar. 2013.

DEWICK, P. M. The biosynthesis of C5–C25 terpenoid compounds. **Natural Products Reports**, London, v. 19, n. 2, p. 181-222, jan. 2002.

EVANS, W. C. **Trease and evans pharmacognosy**. 14 ed. London: WB Saunders Company, 1996. 612 p.

FENNER, R.; BETTI, A. H.; MENTZ, L. A.; RATES, S. M. K. Plantas utilizadas na medicina popular brasileira com potencial atividade antifúngica. **Brazilian Journal of Pharmaceutical Sciences**, Porto Alegre, v. 42, n. 3, p. 369-394, jul. 2006.

FRIEND, M.; FRANSON, J. C.; CIGANOVICH, E. A. **Field manual of wildlife diseases: general field procedures and diseases of birds / Biological Resources**, Division (Information and technology report; 1999–001). Washington, D.C, 1999. 438 p.

GIRÓN, L. M.; FREIRE, V.; ALONZO, A.; CÁCERES, A. Ethnobotanical survey of the medicinal flora used by de Caribs of Guatemala. **Journal of Ethnopharmacology**, Copenhagen, v. 34, p. 173-187, sep. 1991.

GOBBO-NETO, L.; LOPES, N. P. Plantas medicinais: fatores de influência no conteúdo de metabólitos secundários. **Química Nova**, São Paulo, v. 30, n. 2, p. 374-381, out. 2007.

GRACE, S. C.; LOGAN, B. A.; ADAMS, W. W. Seasonal differences in foliar content of chlorogenic acid, a phenylpropanoid antioxidant, in *Mahonia repens*. **Plant, Cell and Environment**, Colorado, v. 21, n. 5, p. 513-52, may. 1998.

GUEDES, N. M. R.; BIANCHI, C.; BARROS, Y. *Anodorhynchus hyacinthinus*. In: MACHADO, A. B. M.; DRUMMOND, G. M.; PAGLIA, A. P. **Livro Vermelho da Fauna Brasileira Ameaçada de Extinção**. 2 vol. Brasília, MMA – Ministério de Meio Ambiente, 2008. 1420 p.

GUEDES, N. M. R.; CANDISANI, L. **Joias azuis no céu do Pantanal - A história do Projeto Arara Azul que está ajudando na conservação da biodiversidade**. São Paulo: DBA Editora, 2011. 128 p.

GUEDES, N. M. R.; VICENTE, E. Biodiversidade e perda de *habitats* no Pantanal. En: ALVES, G. L.; MERCANTE, M. A.; FAVERO, S. **Pantanal Sul-Mato-Grossense-ameaças e propostas**. Campinas: Autores Associados Ltda. 1ed., 2012. 208p.

HAMZA, O. J. M.; BEUKEL, C. J. P. B.; MATEE, M. I. N.; MOSHI, M. J.; MIKX, F. H. M.; SELEMANI, H. O.; MBWAMBO, Z. H.; VAN DER VEN, A. J. A. M.; VERWEIJ, P. E. Antifungal activity of some Tanzanian plants used traditionally for the treatment of fungal infections. **Journal of Ethnopharmacology**, Leiden, v. 108, n. 1, p. 124-132, nov. 2006.

HARTMANN, T. Diversity and variability of plant secondary metabolism: a mechanism view. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, Netherland, v. 80, p. 177-188, mar. 1996.

HAYMAN, A. R.; GRAY, D. O.; ELLIOT, S. D. Isolation of histamine from the fruits of *Sterculia scaphigera*. **Fitoterapia**, Milano, v. 59, n. 4, p. 338, ago. 1988.

HÖFT, M.; VERPOORTE, R.; BECK, E. Growth and alkaloid contents in leaves of *Tabernaemontana pachysiphon* Stapft (Apocynaceae) as influenced by light

intensity, water and nutrient supply. **Oecologia**, Berlin, v. 107, n. 2, p.160-169, jan. 1996.

HUIE, C. W. A review of modern sample-preparation techniques for the extraction and analysis of medicinal plants. **Analytical Bioanalysis Chemistry**, Hong Kong, v. 373, p. 23-30, may. 2002.

JANZEN, D. H. Escape in space by *Sterculia apetala* seeds from the bug *Dysdercus fasciatus* in a Costa Rican deciduous forest. **Ecology**, New York, v. 53, n. 1, p. 350-361, mar. 1972.

JUNG, S. Variation in antioxidant metabolism of young and mature leaves of *Arabidopsis thaliana* subjected to drought. **Plant Science**, New York, v. 166, n. 2, p. 459–466, fev. 2004.

KAPLAN, M. A. C.; FIGUEIREDO, M. R.; GOTTLIEB, O. R. Variation on cyanogenesis in plants with season and insect pressure. **Biochemical Systematics and Ecology**, Oxford, v. 11, n. 4, p. 367, nov. 1983.

KUTCHAN, T. M. Ecological arsenal and developmental dispatcher. The paradigm of secondary metabolism. **Plant Physiology**, Waterbury, v. 125, n. 1, p. 58-60, jan. 2001.

LORENZI, H. **Brazilian trees: a guide to the identification and cultivation of brazilian native trees**. São Paulo: Instituto Plantarum, v. 3, 2ed., 2011. 384 p.

MARENCO, J. A.; DIAS, P. L. S. Mudanças Climáticas Globais e seus impactos nos recursos hídricos. In: REBOUÇAS, A. D. A. C.; BRAGA, B.; TUNDIZI, J.G. 2006. **Águas doces no Brasil: capital ecológico, uso e conservação**. São Paulo: Escrituras Editora, 2007. p. 63-109.

MIRALLES, J.; BASSANE, E.; GAYDOU, E. M. Determination of cyclopropenoid fatty acids in *Sterculia* oils from Senegal. **Journal of the American Oil Chemists' Society**, Urbana, v. 70, n. 2, p. 205-206, fev. 1993.

MMA – Ministério de Meio Ambiente. **Inter-relações entre biodiversidade e mudanças climáticas – recomendações para a integração das considerações sobre biodiversidade na implementação da Convenção-Quatro das UM sobre mudanças do clima e seu protocolo de Kyoto**, 2007. 220p.

MORTON, J. F. **Atlas of medicinal plants of Middle America**. Springfield: Charles C. Thomas Publisher, 1981. 1420p.

MURALLES, A. A.; RAY, P.; BLACK, S.; SHINEFIELD, H.; CASEY, C. G.; CAMPBELL, S.; CHEN, R. T. Active telephone surveillance to evaluate adverse events among civilian smallpox vaccine recipients. **Vaccine**, Atlanta, v. 4, n. 23, p. 476–484, jan. 2006.

NAIK, D. G.; MUJUMDAR, A. M.; WAGHOLE, R. J.; MISAR, A. V.; BLIGH, S. A.; BASHALL, A.; CROWDER, J. Taraxer-14-en-3 β -ol, an anti-inflammatory compound from *Sterculia foetida* L. **Planta Medica**, New York, v. 70, n. 1, p. 68-69, jan. 2004.

NAIR, P. P., PATNAIK, R. N.; HAUSWIRTH, J. W. **Tocopherol, oxygen and biomembranes**. Amsterdam: Elsevier/North Holland Biomedical Press, 1978. 130p.

NDAMBA, J.; LEMMICH, E.; MOLGAARD, P. Investigation of the diurnal, ontogenetic and seasonal variation in the molluscicidal saponin content of *Phytolacca dodecandra* aqueous berry extracts. **Phytochemistry**, Milano, v. 35, n. 1, p. 95-99, dez. 1994.

OLIVEIRA, A. K. M.; PAGOTTO, T. C. S.; PARANHOS FILHO, A. C.; MOREIRA, E. S. O desmatamento no Pantanal: causas e consequências. In: ALVES, G. L.; MERCANTE, M. A.; FAVERO, S. (Eds.). **Pantanal Sul-Mato-Grossense-ameaças e propostas**. Campinas: Autores Associados Ltda. 1ed., 2012. 208p.

OGUNDARE, A. O.; OLAJUYIGBE, A. O. Bioactivity guided isolation of the antifungal components in sawdust extracts of *Piptadeniatrum africanum*, and *Terminalia ivorensis*. **Malaysian Journal of Microbiology**, Nigeria, v. 8, n. 1, p. 34-41, dec. 2012.

OSIER, T. L.; HWANG, S. Y.; LINDROTH, R. L. Within- and between-year variation in early season phytochemistry of quaking aspen (*Populus tremuloides* Michx.) clones. **Biochemical Systematics and Ecology**, Oxford, v. 28, n. 3, p. 197-208, mar. 2000.

PAWLOWSKI, N. E.; HENDRICKS, J. D.; BAILEY, M. L.; NIXON, J. E.; BAILEY, G. S. Structural-bioactivity relationship for tumor promotion by cyclopropenes. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, Washington, v. 33, n. 4, p. 767–770, jul. 1985.

PALÁ-PAÚL, J.; PÉREZ-ALONSO, M. J.; VELASCO-NEGUERUELA, A.; PALÁ-PAÚL, R.; SANZ, J.; CONEJERO, F. Seasonal variation in chemical constituents of *Santolina rosmarinifolia* L. ssp. *rosmarinifolia*. **Biochemical Systematics and Ecology**, Oxford, v. 29, n. 7, p. 663-672, jul. 2001.

PRIMACK, R. B.; RODRIGUES, E. **Biologia da Conservação**. Londrina: Ed. Vida, 2000. 327p.

RAGUSA-NETTO, J. Flowers, fruits, and the abundance of the Yellow-chevroned parakeet (*Brotogeris chiriri*) at a gallery forest in the south Pantanal (Brazil). **Brazilian Journal of Biology**, São Carlos, v. 64, p. 867-877, nov. 2004.

RANGANATHAN, R. M.; NAGARAJAN, S. Flavonoids of the leaves of *Sterculia pallens*. **Current Science**, Bangalore, v. 49, p. 309–310, abr. 1980.

ROBLEDO, G.; URCELAY, C. **Hongos de la madera en arboles nativos del centro de Argentina**. Editorial Universitaria, Universidad Nacional de Cordoba, Cordoba, Argentina. 2009.

ROCA-PÉRES, L.; BOLUDA, R.; GAVIDIDA, I.; PÉREZ-BERMÚDEZ, P. Seasonal cardenolide production and Dop5 β r gene expression in natural populations of *Digitalis obscura*. **Phytochemistry**, Milano, v. 65, n. 13, p. 1869-1878, jul. 2004.

SANTOS JR, A.; ISHII, I. H.; GUEDES, N. M. R.; ALMEIDA, F. L. R. Avaliação da idade das árvores usadas como ninho da arara-azul no Pantanal mato-grossense. **Natureza & Conservação**, Curitiba, v. 4, n. 2, p. 67-76, out. 2006.

SANTOS JR, A.; TOMAS, W. M.; ISHII, I. H.; GUEDES, N. M. R.; HAY, J. D. Occurrence of Hyacinth Macaw nesting sites in *Sterculia apetala* in the Pantanal Wetland, Brazil. **Gaia Scientia**, João Pessoa, v. 1, n. 2, p. 127-130, set. 2007.

SALISBURY, F. B.; ROSS, C. W. **Plant Physiology**. Belmont, 4ed. Wadsworth Publishing Co., 1991. 682 p.

SALMINEM, J. P.; OSSIPOV, V.; HAUKIOJA, E.; PIHLAJA, K. Seasonal variation in the content of hydrolysable tannins in leaves of *Betula pubescens*. **Phytochemistry**, Milano, v. 57, n. 1, p. 15-22, may. 2001.

SCHMIDT, T. J.; BOMME, U.; ALFERMANN, A. W. Sesquiterpene lactone content in leaves of *in vitro* and field cultivated *Arnica Montana*. **Planta Medica**, New York, v. 64, n. 3, p. 268-270, abr. 1998.

SCHOENLEIN-CRUSIUS, I. H.; MILANEZ, A. I. Fungos microscópicos da Mata Atlântica de Paranapiacaba, São Paulo, Brasil. **Revista Brasileira de Botânica**, São Paulo, v. 21, n. 1, p. 73-79, abr. 1998.

SCHWOB, I.; BESSIERE, J. M.; MASOTTI, V.; VIANO, J. Changes in essential oil composition in Saint John's wort (*Hypericum perforatum* L.) aerial parts during its phenological cycle. **Biochemical Systematics and Ecology**, Oxford, v. 32, p. 735-745, jan. 2004.

SHAMSUNDAR, S. G.; PARAMJYOTHI, S. Preliminary pharmacognostical and phytochemical investigation on *Sterculia foetida* Linn. seeds. **African Journal of Biotechnology**, Gulbarga, v. 9, n. 13, p. 1978-1989, mar. 2010.

SONNTAG, N. O. V. **Em Bailey's industrial oil and fats products**; 4 ed., New York, John Wiley, 1982. 40 p.

SVETAZ, L.; ZULJAN, F.; DERITA, M.; PETENATTI, E.; TAMAYO, G.; CÁCERES, A., CECHINEL FILHO, V.; GIMÉNEZ, A.; PINZÓN, R.; ZACCHINO, S. A.; GUPTA, M. Value of the ethnomedical information for the discovery of plants with antifungal properties. A survey among seven Latin American countries. **Journal of Ethnopharmacology**, Leiden, v. 127, n. 1, p. 137-158, sep. 2009.

TAIZ, L.; ZEIGER, E. **Fisiologia Vegetal**. Porto Alegre: Artmed, 2004. 719 p.

TANIA, K. N.; ISLAM, M. T.; MAHMOOD, A.; IBRAHIM, M.; CHOWDHURY, M. M. U. M.; KUDDUS, R.; RASHID, M. A. Pharmacological and phytochemical screenings of ethanol extract of *Sterculia villosa* Roxb. **Journal of Biomedical and Pharmaceutical Research**, New Delhi, v. 2, n. 1, p. 9-14, jan-feb. 2013.

TOR-ANYIIN, T. A.; AKPUAKA, M. U.; OLUMA, H. O. A. Phytochemical and antimicrobial studies on stem bark extract of *Sterculia setigera*, Del. **African Journal of Biotechnology**, Nigeria, v. 10, n. 53, p. 11011-11015, sep. 2011.

VITAL, P. G.; VELASCO JR, R. N.; DEMIGILLO, J. M.; RIVERA, W. L. Antimicrobial activity, cytotoxicity and phytochemical screening of *Ficus septica* Burm and *Sterculia foetida* L. leaf extracts. **Journal of Medicinal Plants Research**, Philippines, v. 4, n. 1, p. 58-63, jan. 2010.

WANG, R. F.; YANG, X. W.; MA, C. M.; SHANG, M. Y.; YANG, S.; WANG, M. C.; CAI, S. Q. Analysis of fatty acids in the seeds of *Sterculia lychnophora* by GC-MS. **Zhongguo Zhongyao Zazhi**, Beijing, v. 28, n. 5, p. 533-535, jun. 2006.

WATERMAN, P. G.; MOLE, S. Extrinsic factors influencing production of secondary metabolites in plants. In: BERNAYS, E.A. **Insect-plant interactions**. Boca Raton: CRC Press Inc. 1989. p.107-134.

WATERMAN, P. G.; MOLE, S. Why are phenolic compounds so important? In: WATERMAN, P. G.; MOLE, S. **Analysis phenolics plant metabolites**. Oxford: Blackwell Scientific Publications, 1994. p. 44-65.

WILT, F. M.; MILLER, C. G. Seasonal variation of coumarin and flavonoid concentrations in persistent leaves of wyoming big sagebrush (*Artemisia tridentata* ssp. *Wyomingensis*: Asteraceae). **Biochemical Systematics and Ecology**, Oxford, v. 20, n. 1, p. 53-67, jan. 1992.

ZIDORN, C.; STUPPNER, H. Chemosystematics of taxa from the Leontodon section Oporinia. **Biochemical Systematics and Ecology**, Oxford, v. 29, n. 8, p. 827–837, ago. 2001.

Artigo I

EFEITOS SAZONAIS NOS CONSTITUÍNTES QUÍMICOS E NA ATIVIDADE ANTIFÚNGICA DE *Sterculia apetala* (Jacq.) Karst EM ÁREAS DE OCORRÊNCIA DE *Anodorhynchus hyacinthinus* Latham NO PANTANAL DE MIRANDA, MATO GROSSO DO SUL

Fernanda M. Fontoura

Resumo

No Pantanal Sul, mais de 90% dos ninhos de arara-azul (*Anodorhynchus hyacinthinus*) são encontrados no manduvi (*Sterculia apetala*). Considerando que esta arbórea é apontada como espécie-chave para a conservação da arara-azul (espécie ameaçada de extinção) e também para outras espécies da fauna pantaneira e que estudos que possam contribuir para a conservação desta espécie são importantes para o desenvolvimento regional sustentável e conseqüentemente para a sociedade, este trabalho tem por objetivo detectar as principais classes de substâncias químicas presentes nas cascas de *S. apetala* com e sem ninho de arara-azul, em diferentes épocas do ano, além de verificar seu potencial fungicida. As análises fitoquímicas foram de caráter qualitativo (via úmida) e, através da quantificação dos fenóis totais e flavonoides totais, foram selecionadas uma amostra com ninho e outra sem ninho para verificar seu potencial antifúngico, frente à *Trichoderma* sp. através da porcentagem de inibição do crescimento micelial (PIC) para cada uma das amostras, em relação a testemunha. A investigação fitoquímica mostrou que as classes de compostos químicos sofreram variações sazonais, com predominância de compostos fenólicos e derivados. Das amostras selecionadas, todas apresentaram potencial antifúngico frente à *Trichoderma* sp., independente da dose testada e, foi encontrada ainda, uma forte correlação entre os maiores teores de compostos fenólicos com a atividade antifúngica no período de cheia (janeiro), e aos maiores teores de flavonoides totais somados com a presença de cumarinas, no potencial antifúngico no período de seca (agosto). Esses dados podem ser citados como um dos fatores que podem influenciar na escolha majoritária do manduvi pela arara-azul como sítio de nidificação, no Pantanal de Miranda, MS, onde as características ambientais promovem em *Sterculia apetala* importantes respostas metabólicas.

Palavras-chave: Pantanal Sul, ninhos de arara-azul, manduvi, análise fitoquímica, potencial fungicida, desenvolvimento regional sustentável.

Abstract

In the Southern Pantanal, more than 90% of Hyacinth macaw's (*Anodorhynchus hyacinthinus* Latham) are found in manduvi (*Sterculia apetala*). Considering that this tree species is identified as a key species for macaws and biodiversity conservation in this region, and studies that may contribute to the conservation of this species are important for sustainable regional development and consequently for society, the purpose of this study was to determine the main classes of chemical substances in the bark of *S. apetala* with and without nest, in different seasons and check the fungicide potential. The phytochemical analysis were qualitative (wet) and, through the quantification of total phenolics and flavonoids, a sample with nest and one without nest were selected to verify their antifungal potential, evaluated face to *Trichoderma* sp. by the percentage of mycelium growth inhibition (MGI) for each sample compared to the control. The phytochemical investigation showed that the classes of chemical compounds had seasonal variations, with a predominance of phenolic compounds and derivatives. All selected samples showed antifungal activity against *Trichoderma* sp. and was also found a strong correlation between higher levels of phenolic compounds with antifungal activity in the rainy season (January), and higher levels of total flavonoids together with the presence of coumarins, the antifungal potential in the dry season (August). These results can be cited as one of the factors that may influence the majoritarian choice of the manduvi by Hyacinth macaw as nesting site in the Pantanal of Miranda, MS, where the environmental characteristics promoting important metabolic responses in *Sterculia apetala*.

Key words: South Pantanal, Hyacinth macaw nest, manduvi, phytochemical analysis, fungicide potential, sustainable regional development

Introdução

Conhecido como uma das maiores planícies inundáveis do mundo, o Pantanal consiste em um mosaico de *habitats* condicionados ao seu pulso de inundação, sendo este o fenômeno ecológico mais importante da região (ALHO, 2008). A cobertura vegetal complexa e a produtividade sazonal do bioma pantaneiro são os pilares ecológicos para uma fauna diversa e abundante. Nessas condições, a região é utilizada como local de reprodução, alimentação, abrigo e rota migratória para muitas espécies, abrigando também várias ameaçadas de extinção (ANTAS, 1994; NUNES e TOMAS 2004; ALHO, 2008).

Entre os elementos da flora do Pantanal encontra-se *Sterculia apetala* (Jacq.) Karst, espécie arbórea popularmente conhecida como “manduvi” ou “amendoim-de-bugre”. Possui ampla distribuição, ocorrendo em países da América Central e do Sul; porém as árvores adultas são raras, com densidades menores que 1 espécime por hectare (DUBS, 1992; PINTO e HAY, 2005). Indivíduos adultos de manduvi atingem alturas entre 20-30 m e são encontrados no interior e borda de capões e cordilheiras (JANZEN, 1972), onde suas sementes são importante fonte de alimento para a fauna local durante a estação seca do Pantanal. Sua madeira é macia, suscetível à quebra de galhos e ação de micro-organismos, o que leva à formação de cavidades que são utilizadas como abrigo e/ou ninho por mais de 20 espécies de animais, entre elas a arara-azul (*Anodorhynchus hyacinthinus* Latham), espécie ameaçada de extinção (SANTOS JR. *et al.*, 2007; GUEDES e CANDISANI, 2011).

Em Mato Grosso do Sul, a espécie *A. hyacinthinus* possui sua distribuição em toda planície pantaneira, sendo esta a maior população de araras-azuis do território brasileiro. A caça e a perda do *habitat* são alguns fatores que levam essa espécie à ameaça de extinção, uma vez que o desmatamento para a criação de gado e a introdução de gramíneas exóticas suprimem seu recurso alimentar – acuri (*Scheelea phalerata* Mart. ex Spreng) e bocaiúva (*Acrocomia aculeata* Jacq.) – e seu local para nidificação.

No Pantanal de Miranda, mais de 90% dos ninhos de arara-azul são encontrados em *Sterculia apetala*, tornando a disponibilidade de ocos nesta árvore um fator limitante para a reprodução da ave (SANTOS JR. *et al.*, 2007). No início do período reprodutivo, que geralmente compreende os meses de

julho a janeiro, os casais começam a explorar as cavidades de manduvi, retirando pequenas lascas da borda do ninho que são depositadas dentro do oco, formando uma cama onde posteriormente será realizada a postura dos ovos (GUEDES e CANDISANI, 2011). No mesmo estudo, GUEDES e CANDISANI (2011) apontam que a escolha do manduvi pela arara-azul deve-se principalmente às características físicas da árvore, como a baixa densidade da madeira e o diâmetro na altura do ninho. Porém outros fatores podem ser considerados, como a composição química da própria madeira que, dependendo da sua natureza, pode agir como biocida, tornando-a naturalmente mais resistente à ação de patógenos.

Estudos realizados com outras espécies de *Sterculia* revelaram um perfil químico diversificado, com isolamento de flavonóides, alcalóides, compostos fenólicos e ácidos graxos (RANGANATHAN e NAGARAJAN, 1980; ANJANEYULU e RAJU, 1987; HAYMAN *et al.*, 1988); há também relatos da ação antifúngica em espécies do mesmo gênero (FENNER *et al.*, 2006; TANIA *et al.*, 2013).

As espécies de fungos habitantes de lenhos incluem colonizadores primários e secundários, sendo que os primeiros são capazes de infectar cerne de árvores vivas por meio de feridas. Alguns desses fungos são capazes de utilizar carboidratos simples e outros conseguem quebrar polímeros mais complexos (lignina e celulose) da madeira como fonte de alimento, sendo capazes de causar graves danos estruturais na árvore (RAYNER e BODDY 1988; NSOLOMO *et al.*, 1996). Segundo KUBICEK *et al.* (2003), o gênero *Trichoderma* sp. é composto por fungos imperfeitos e de crescimento rápido, ocorrendo em todas as zonas climáticas e agindo como decompositores de madeira.

Tendo em vista a importância do manduvi para a conservação da arara-azul e para manutenção da biodiversidade no Pantanal (SANTOS JR, 2007), este trabalho teve como objetivo determinar as principais classes de substâncias químicas presentes nas cascas de *Sterculia apetala* visando uma comparação dos constituintes presentes nas cascas em diferentes épocas do ano, avaliando seu potencial fungicida no crescimento micelial de *Trichoderma* sp.

Material e Métodos

Área de estudo

As coletas das cascas de *Sterculia apetala* foram realizadas na Fazenda Caiman, no município de Miranda-Mato Grosso do Sul (19°51´-19°58´S e 56°17´-56° 24´W), localizada entre o limite sudeste do Pantanal e o rio Aquidauana, sub-região de Aquidauana. A temperatura média anual é de 25 °C e o regime das chuvas (novembro a abril) compreende duas estações relativamente bem definidas: o inverno seco e o verão chuvoso (MORAES *et al.*, 2012). Compõem essa região, ambientes de Floresta Estacional Semidecidual, Campos de inundação cobertos por pastagem nativa e periodicamente alagados, Cordilheiras (cordões alongados de mata), Capões (ilhas de mata), Mata Ciliar (matas ao longo dos rios), Vazantes (rios temporários) Baías (lagoas temporárias e permanentes) e Campos de pastagem exótica, onde a vegetação original foi suprimida, mantendo árvores de maior porte (SILVA *et al.*, 2000).

Processamento do material vegetal

As coletas das cascas de manduvi foram realizadas nos meses de janeiro (cheia) e agosto (seca) de 2012, na altura de 1 m do chão. As árvores selecionadas para o presente estudo encontravam-se em ambientes de capões e cordilheiras, sendo que o critério de seleção das árvores com ninho, foram aquela já cadastradas pelo Projeto Arara Azul que apresentassem pelo menos a postura de ovos no período reprodutivo anterior (2011). Com o auxílio de um formão, foram retiradas cascas de 16 árvores de *Sterculia apetala*, sendo 8 amostras utilizadas como ninho por araras-azuis. Após a coleta, a abertura feita na árvore foi selada com uma grossa camada de vaselina sólida para evitar possíveis ataques de patógenos. As amostras foram nomeadas como SN1 à SN8 para árvores sem ninho e CN1 à CN8 para árvores com ninho e, em seguida, secas em estufa de ventilação de ar à 45 °C (MARCONI[®], MA35), por 14 dias e pulverizadas em moinho elétrico (MARCONI[®], MA048)

Preparação dos extratos

Para obtenção dos extratos brutos etanólicos de cada amostra, foram pesados 20 g de planta seca por amostra em 100 mL de etanol e em seguida,

extraídas em aparelho de ultra-som (UNIDQUE[®], 1450) por 60 minutos, seguido por 24 horas de extração por maceração, repetindo-se este procedimento por 7 dias. Para verificar o rendimento dos extratos, foram pesadas 50 g da amostra seca, com granulometria padrão de 60 mesh. Em seguida, os extratos foram preparados por maceração com etanol à temperatura ambiente durante 5 dias. Os filtrados foram evaporados em rotaevaporador e o rendimento dos extratos foi calculado pela expressão: Rendimento (%) = (massa do extrato/massa do material vegetal) x 100 (ALVES *et al.*, 2012).

Análise fitoquímica

Para caracterização das principais classes de metabólitos secundários, foi preparada uma solução a 20% do extrato etanólico bruto de cada amostra, que posteriormente foram submetidas a uma série de reações, tais como: açúcares redutores (reação de Benedict), compostos fenólicos (reação de precipitação com cloreto férrico), naftoquinona (reação ácido/base), caracterização de flavonóides (reação de cianidina e ácido sulfúrico, A-I e A-II), taninos (reação com sais de ferro e precipitação de proteínas, B-I e B-II), cumarinas (observação sob a luz ultravioleta), triterpenos e esteróides (reação de Liebermann-Burchard), identificação de heterosídeos cardiotônicos (teste de Baljet e teste de Kedde, C-I e C-II) e caracterização de saponinas (reação de Lieberman-Buchard e o índice de espuma), segundo metodologia descrita por MATOS (2009).

As análises foram executadas em triplicata e os resultados foram comparados e contrastados observando a alteração de cor e precipitação frente ao controle (apenas o extrato) (COSTA, 2002).

Determinação dos fenóis totais

O teor de fenóis totais (FT) foi determinado pelo Método Folin-Ciocalteu's utilizando 100 mg do extrato bruto etanólico de cada amostra. As absorvâncias foram medidas em espectrofotômetro na região de 750 nm (SOUSA *et al.*, 2007), em cubetas de quartzo. A análise foi executada por interpolação da absorvância das amostras contra uma curva de calibração ($y =$

$0,0021x + 0,6691$; $R^2 = 0,9978$), construída com padrões de ácido gálico (EAG 10 a 300 $\mu\text{g/mL}$).

Para obtenção dos espectros de UV-visível das amostras selecionadas, foi utilizada uma alíquota de 10 mg/mL dos extratos brutos etanólicos, com espectros de absorção determinados na faixa de comprimento de onda de 200 a 600 nm.

Determinação dos flavonóides totais

Para quantificação no extrato bruto etanólico (100 mg), empregou-se a metodologia descrita por SOBRINHO *et al.* (2008). Utilizou-se como padrão a quercetina ($\text{QE} = 0,5 \text{ mg.mL}^{-1}$) para construir a curva de calibração nas concentrações de 0,04; 0,2; 0,4; 2; 4; 8; 12; 16; 20 $\mu\text{g.mL}^{-1}$ ($y = 0,0465 \cdot x + 0,0213$ $R^2 = 0,9993$). As análises foram realizadas por espectrofotometria no comprimento de onda de 420 nm, em cubetas de quartzo.

O delineamento experimental dos fenóis e flavonóides totais foi realizado com três repetições para cada concentração e o cálculo das médias foi acompanhado do desvio padrão. Os resultados foram submetidos a análise de variância e as médias comparadas pelo teste de Hipóteses ($\alpha \leq 5\%$). Essas análises foram realizadas utilizando o software estatístico BioEstat 5.3 (AYRES *et al.*, 2007).

Os extratos com maior teor de flavonóides totais das amostras obtidas dos exemplares sem ninho (SN2) e das amostras com ninho (CN4), nos dois períodos de coleta, foram selecionados para os ensaios de atividade antifúngica.

Crescimento micelial in vitro

O fungo (*Trichoderma* sp.) utilizado para os ensaios antifúngicos encontrava-se preservado em tubos contendo meio de cultura BDA (Batata-dextrose-ágar), na geladeira. Sete dias antes de sua utilização, o fungo foi repicado para placas de petri contendo o meio BDA e colocado em BOD a 22 ± 2 °C.

Para cada extrato etanólico de cascas de *S. apetala*, foi preparada uma solução estoque (200 mg/100 mL) em balão volumétrico (100 mL) a partir de 0,2 g do extrato etanólico bruto diluído em 5 μL de DMSO (Dimetilsulfoxido) e

completado o volume com solução hidroetanólica a 20%. Em seguida, esta solução foi adicionada em meio batata-dextrose-ágar (BDA) fundente (± 45 °C), previamente autoclavado (120 °C e 1 atm por 15 minutos), nas concentrações de 200, 400, 800, 1600, 2000 $\mu\text{g/mL}$. Foi utilizado também um tratamento controle (apenas o meio BDA) e outro com o diluente DMSO (meio BDA+DMSO+ solução hidroetanólica a 20%). Posteriormente, 10 mL do meio com as diferentes concentrações foi vertido individualmente em placas de Petri estéreis e em seguida depositado um disco de 0,5 cm de diâmetro com esporos e micélio de *Trichoderma* sp. no centro de cada placa. Após vedação com filme plástico, as amostras foram incubadas a 25 °C e, com o uso de uma régua graduada, o crescimento micelial avaliado diariamente por meio de medições do diâmetro das colônias (média de duas medidas perpendiculares) até o crescimento total do tratamento controle. A partir dos dados de crescimento micelial, foi calculado a porcentagem de inibição do crescimento (PIC) para cada uma das amostras em relação à testemunha (MENTEN *et al.*, 1976).

$$\text{PIC} = \frac{[(\text{diâmetro da testemunha} - \text{diâmetro do tratamento})]}{\text{diâmetro da testemunha}} \times 100 = \%$$

O delineamento experimental foi inteiramente casualizado, com quatro repetições e, para a análise de variância foi empregado o teste F ($\alpha \leq 5\%$) e quando significativo, realizou-se a análise de regressão para modelos não-lineares ($\alpha \leq 1\%$) para as doses dentro de cada local, para cada época de coleta.

Resultados e discussão

Análise fitoquímica

Todas as amostras das árvores sem e com ninho apresentaram teste positivo para compostos fenólicos, flavonóides, taninos condensados e hidrolisáveis, alcaloides e glicosídeos cardiotônicos, independente da época de coleta, variando apenas na intensidade, exceto para as cumarinas, que apresentaram uma frequência de 18,7% e 37,5% e os triterpenos e esteroides, com frequência de 50% e 43,7% para as amostras sem ninho e com ninho, respectivamente (Quadro 2 e 3). Estes resultados indicam que as amostras de

árvores com ninho apresentaram uma maior variabilidade de compostos do que as amostras de árvores sem ninho para cumarinas, triterpenos e esteróides.

Em relação à intensidade das substâncias analisadas nos dois meses, os compostos fenólicos das árvores com e sem ninho apresentaram maior valor em agosto (intensidade moderada). Os taninos e alcaloides se mantiveram praticamente constantes (intensidade moderada e pouco intenso, respectivamente). Os flavonóides nas árvores sem ninho também se mantiveram constantes nos dois meses de coleta (pouco intenso), o que não foi observado para as árvores com ninho, onde ocorreu uma grande variação na intensidade entre as amostras, sendo que as maiores intensidades incidiram em janeiro. Para os glicosídeos cardiotônicos, também houve variações, sendo mais representativos no mês de agosto.

Quadro 2. Resultados da análise fitoquímica e rendimento das cascas de *S. apetala* das amostras SN (sem ninho) coletadas em janeiro (jan) e agosto (ago) de 2012, no Pantanal de Miranda-MS. **C. F.= Compostos Fenólicos, Tan.= Taninos, Flav.= Flavonóides, Cum.= Cumarinas, Trit.= Triterpenos, Estr.= Esteroides, Alcal.= Alcalóides, Glic.Card.= Glicosídeos Cardiotônicos, (+) pouco intenso, (++) intensidade moderada, (+++) muito intenso, (+/-) parcial, (-) negativo.**

Classe do Metabólito Secundário	Árvores sem ninho (SN1 à SN8)															
	Período Janeiro (1) e Agosto (2)															
	SN1		SN2		SN3		SN4		SN5		SN6		SN7		SN8	
	Jan	Ago	Jan	Ago	Jan	Ago	Jan	Ago	Jan	Ago	Jan	Ago	Jan	Ago	Jan	Ago
C. F.	+	++	++	++	+	+++	+	++	+	++	+	++	+	++	++	++
Tan.	+	++	++	++	++	++	++	++	++	++	++	++	++	++	++	++
Flav.	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
Cum.	-	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+	+	-
Trit.	+	-	-	-	-	+	-	-	+	-	+	+	+	-	+	+
Ester.	+	-	-	-	-	+	-	-	+	-	+	+	+	-	+	+
Alcal.	+	+	+++	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
Glic.Card..	+	+	+	++	++	+	+	++	+	++	+	++	+	++	+	+
Rend. Ext. ETOH (%)	42	70	55	94	40	24	30	33	31	95	43	32	55	76	44	52

Quadro 3. Resultados da análise fitoquímica e rendimento das cascas de *S. apetala* das amostras CN (com ninho) coletadas em janeiro (jan) e agosto (ago) de 2012, no Pantanal de Miranda-MS. **C. F.= Compostos Fenólicos, Tan.= Taninos, Flav.= Flavonóides, Cum.= Cumarinas, Trit.= Triterpenos, Estr.= Esteroides, Alcal.= Alcalóides, Glic.Card.= Glicosídeos Cardiotônicos, (+) pouco intenso, (++) intensidade moderada, (+++) muito intenso, (+/-) parcial, (-) negativo.**

Classe do Metabólito Secundário	Árvores com ninho (CN1 à CN8)															
	Período Janeiro (1) e Agosto (2)															
	CN1		CN2		CN3		CN4		CN5		CN6		CN7		CN8	
	Jan	Ago	Jan	Ago	Jan	Ago	Jan	Ago	Jan	Ago	Jan	Ago	Jan	Ago	Jan	Ago
C. F.	+	++	+	++	+++	++	+	++	++	++	++	++	++	+++	++	++
Tan.	±	++	++	++	++	++	++	++	++	++	++	++	++	++	++	++
Flav.	+	+	++	+	+++	+	++	+	++	+	++	+	+	+	+	+
Cum.	-	+	-	-	-	+	-	+	-	+	-	-	-	+	-	+
Trit.	+++	-	-	+	-	-	-	-	+	-	+	-	+	+	+	-
Ester.	+++	-	-	+	-	-	-	-	+	-	+	-	+	+	+	-
Alcal.	++	±	+	±	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
Glic.Card.	++	+++	+	++	+	+	+	++	+	+	+	+	+	+	+	+
Rend. Ext. ETOH (%)	37	100	39	21	34	73	39	38	23	48	51	62	51	64	38	29

Vários fatores podem alterar a produção dos metabólitos secundários em plantas em diferentes níveis, entre eles a variação temporal e espacial, independente da expressão genética, resultante da interação de processos bioquímicos, fisiológicos, ecológicos e adaptativos (EVANS, 1996). As amostras de cascas de árvores sem ninho e com ninho foram obtidas de exemplares que estão em uma mesma região (Pantanal de Miranda); assim as variações espaciais provavelmente não sejam um fator limitante para a quantidade e qualidade dos metabólitos secundários classificados neste estudo e sim, os efeitos da sazonalidade. Para EVANS (1996), a época de coleta é um dos fatores de considerável importância, visto que a quantidade e a natureza dos constituintes ativos não são constantes durante o ano.

Ao comparar o rendimento dos extratos de *Sterculia apetala* de árvores com ninho e sem ninho coletadas em janeiro e agosto, foi possível detectar variações tanto entre amostras iguais e diferentes, como em resposta à sazonalidade. Contudo, os maiores rendimentos médios foram obtidos em agosto, no período de seca.

Em estudo com plantas do Cerrado, ALVES *et al.* (2012) constataram que na estação da seca, a maioria dos extratos apresentaram maior rendimento, como por exemplo o extrato hidroalcoólico das casca do tronco *Croton urucurana* Baill (sangra-d'água). Porém, neste mesmo estudo, verificou-se que algumas espécies apresentaram um comportamento inverso ao observado para *C. urucurana*, e outras não demonstraram grandes flutuações em seu rendimento.

Esses resultados demonstram que as plantas respondem de forma diferente às condições ambientais, variando conforme a espécie ou até mesmo dentro de uma mesma espécie (VIDO, 2009), situação observada nos extratos de *Sterculia apetala* descritos neste trabalho. Quanto a outras espécies do gênero *Sterculia*, não foram encontrados estudos que avaliassem o rendimento de extratos quanto a aspectos sazonais.

Análise do teor de fenóis e flavonóides totais

O teor médio de fenóis totais encontrados para as cascas de *Sterculia apetala* (nas amostras sem e com ninho) foram inferiores ao descrito para o extrato etanólico das cascas de *S. striata* ($63,9 \pm 5,6$ mg/EAG/g de amostra),

(COSTA *et al.*, 2010), para o extrato metanólico das cascas de *S. setigera* L. (61,3±0,4 mg/ EAG/ 100 mg) (KONATÉ *et al.*, 2011) e de *S. rhynopetala* (100 mg/g) (HUANG *et al.*, 2009). Para as folhas de *S. setigera*, coletada na região da África ocidental, o teor de fenóis totais do extrato hidroacetônico e frações variou entre 30,0±1,0 e 13,2±1,0 (mg/eq. ácido gálico/g de amostra) (OUÉDRAOGO *et al.*, 2013).

Tabela 1. Teor de fenóis totais das árvores sem ninho (SN1 à SN8) e com ninho (CN1 à CN8) de *S. apetala* em janeiro e agosto de 2012, coletadas no Pantanal de Miranda-MS

TEOR DE FENÓIS TOTAIS (mg de equivalentes de ácido gálico/g)					
Árvores sem ninho			Árvores com ninho		
Amostras	Janeiro	Agosto	Amostras	Janeiro	Agosto
SN1	103,2	65,5	CN1	88,6	80,2
SN2	48,7	46,6	CN2	46,6	52,9
SN3	63,4	46,6	CN3	73,9	52,9
SN4	44,5	44,5	CN4	46,6	40,3
SN5	44,5	46,6	CN5	50,8	50,8
SN6	42,4	42,4	CN6	14,2	55,0
SN7	57,1	52,8	CN7	82,3	76,0
SN8	57,6	71,8	CN8	69,7	69,7
MÉDIA/DP	57,7 ±19,9	44,1±10,8	MÉDIA/DP	59,1±24,3	59,7±13,9

Os valores médios de fenóis totais foram estatisticamente diferentes e superiores para as amostras das árvores com ninho, em relação às árvores sem ninho, em ambos os períodos. O valor praticamente constante de fenóis para os ninhos durante os meses de coleta demonstram que essas árvores investem na síntese desses compostos que podem atuar na defesa contra herbívoros ou patógenos, inclusive na época em que estão abrigando ovos e/ou filhotes de araras-azuis, no auge do período reprodutivo (agosto). Os efeitos sazonais no teor médio de fenóis totais foram observados apenas para as amostras sem ninho, sendo esses valores estatisticamente diferentes entre as coletas de janeiro e agosto (Tabela 1).

As coletas para este trabalho foram efetuadas em 2012 e neste ano, os índices médios de umidade e temperatura para a região foram semelhantes à média histórica dos quatro anos anteriores. Apenas as taxas de pluviosidade não seguiram o padrão da média histórica, principalmente no mês de agosto, que apresentou o menor índice anual (Figura 6).

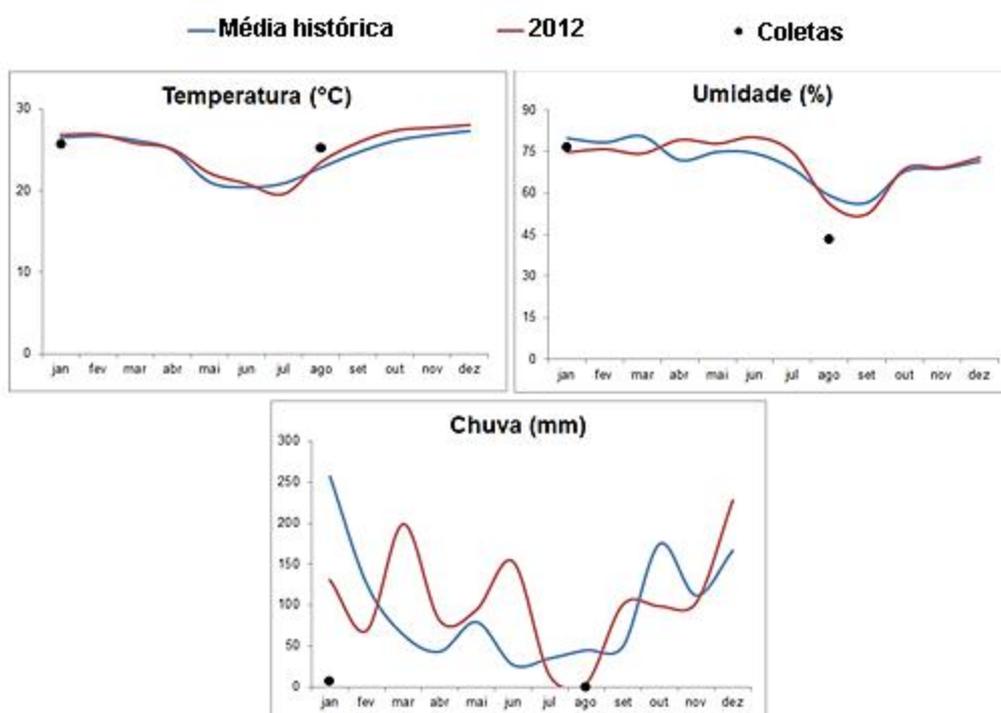


Figura 6. Média histórica mensal da temperatura, umidade e precipitação dos anos de 2008 à 2011 em comparação ao ano de 2012, no município de Miranda-MS. Fonte: Centro de Monitoramento de Tempo, do Clima e dos Recursos Hídricos de MS - CEMTEC (AGRAER, 2010).

A classe de compostos fenólicos caracteriza-se pela presença de, pelo menos, um grupo fenólico (grupo hidroxila associado a um anel aromático) e constituem um grupo extremamente diversificado, tanto à nível químico como à nível de funções biológicas. Sua produção pode estar ligada com o metabolismo no armazenamento de carbono, variando com o clima e a eficiência fotossintética das plantas em cada estação (TAIZ e ZEIGER, 2004).

Efeitos sazonais como foto-período, intensidade luminosa e temperatura, durante as diferentes estações do ano, podem interferir na produção dos metabólitos secundários como uma estratégia de defesa da planta (HARBONE,

1997). Os grupos fenólicos atuam como agentes de defesa contra vários tipos de estresse causados por patógenos ou condições ambientais adversas (TREUTTER, 2001) e, quando monitorados em diferentes estações do ano, podem apresentar alterações em seu conteúdo (YAO *et al.*, 2005).

Como exemplo, MONTEIRO *et al.* (2006), observaram que o teor de taninos em folhas e cascas de espécies da Caatinga possui diferentes estratégias adaptativas frente a períodos de estiagem e chuva, demonstrando uma forte relação com a sazonalidade.

O teor médio de flavonóides totais encontrados neste trabalho para as cascas de *S. apetala* (Tabela 2) foi superior aos já descritos para o extrato metanólico das cascas de *S. setigera* ($0,515 \pm 0,005$ mg EAG/100 mg) coletadas na África (KONATÉ *et al.*, 2011). Estudos realizados com o extrato hidroacetônico das folhas dessa mesma espécie descrevem uma variação no teor de flavonóides de $3,6 \pm 0,2$ a $8,2 \pm 1,1$ (mg/eq. quercetina/g) (OUÉDRAOGO *et al.*, 2013).

Tabela 2. Teor de flavonóides totais das árvores sem ninho (SN1 à SN8) e com ninho (CN1 à CN8) de *S. apetala* em janeiro e agosto de 2012, coletadas no Pantanal de Miranda-MS

TEOR DE FLAVONÓIDES TOTAIS (mg de equivalentes de quercetina/g)					
Árvores sem ninho			Árvores com ninho		
Amostras	Janeiro	Agosto	Amostras	Janeiro	Agosto
SN1	17,6	37,0	CN1	28,2	8,6
SN2	21,1	5,6	CN2	33,4	9,1
SN3	11,4	20,9	CN3	32,8	7,5
SN4	10,0	9,6	CN4	40,0	10,1
SN5	2,6	4,5	CN5	30,3	10,8
SN6	10,8	10,6	CN6	12,8	5,8
SN7	14,7	11,2	CN7	11,3	11,4
SN8	11,0	15,0	CN8	12,6	14,0
MÉDIA±DP	12,4±5,5	13,1±10,5	MÉDIA±DP	25,2±11,2	10,0±2,5

Para o conteúdo médio de flavonóides totais, apenas as amostras com ninho sofreram influência sazonal, sendo que os maiores valores foram

registrados para a primeira coleta, que correspondeu além do período de cheia do Pantanal, ao período de verão (Tabela 2).

Os flavonóides são conhecidos por suas propriedades antioxidantes e por atuar nos mecanismos de defesa das plantas contra insetos, fungos, vírus e bactérias (TAIZ e ZEIGER, 2004). Estudos relatam que sua síntese pelas plantas tende a aumentar em períodos onde a incidência de luz é maior devido a função protetora desses constituintes contra a incidência de raios ultravioleta, principalmente no verão, sendo possível que este fator tenha influenciado nos teores destes constituintes nas cascas de *S. apetala* coletadas em janeiro, período de calor e com maior intensidade luminosa. BORELLA *et al.* (2001) mostram que os teores de flavonóides em amostras de *Baccharis trimera* Less. coletadas no verão apresentaram aumento médio de 72% em relação a outras estações do ano.

Logo, os teores médios de fenóis e flavonóides totais dos extratos etanólicos das cascas de *Sterculia apetala* foram mais representativos nas amostras com ninho coletadas nos meses de agosto. Como apontado anteriormente, aos flavonóides são conferidos uma diversidade de atividades e entre elas esta o potencial fungicida. Sendo assim, com base nesses valores (maiores teores de flavonóides totais), foram selecionadas as amostras SN2 e CN4 para a realização das análises fitoquímicas e ensaio fungicida.

Análises das amostras SN2 e CN4

Para as amostras selecionadas (SN2 e CN4), os resultados dos testes fitoquímicos indicaram a presença de compostos fenólicos, flavonóides, taninos condensados e hidrolisáveis, alcalóides, glicosídeos cardiotônicos para todas as amostras, independente da época de coleta (Quadro 1 e 2). Esses resultados também se diferenciam pela intensidade, indicando que os fatores ambientais estão influenciando na biossíntese dos metabólitos secundários. Apenas o extrato CN4, coletado em agosto, indicou a presença de cumarinas, em baixa intensidade (Tabela 3). Resultados semelhantes foram encontrados para o extrato etanólico das cascas de *S. striata* St. Hil. et Naudin, *S. urens* e *S. rhynopetala* (Aye) (ANJANEYULU e RAJU, 1987; COSTA *et al.*, 2010; OGUNDARE e OLAJUYIGBE *et al.*, 2012).

SOUZA *et al.* (2003), ao avaliarem qualitativamente a classe de metabólitos secundários de *Vanillomopsis erythropappa* Schult. Bip. no período de 12 meses, constataram que os flavonóides, taninos, triterpenóides, esteróides e saponinas sofreram variações ao longo dos meses.

De maneira geral, os resultados obtidos pela varredura no espectro de absorção na região UV-visível das amostras SN2 e CN4, em ambos os períodos de coleta (Figura 7), demonstraram que ambas as amostras apresentaram absorção máxima semelhante em 280 e 340 nm, correspondente aos compostos fenólicos e flavonóides, respectivamente. Nesta análise ficou evidente que para a amostra SN2, o teor de flavonóides no período de cheia (janeiro) foi superior ao período de seca (agosto), tendo em vista que o primeiro foi marcado por maiores temperaturas, umidade e precipitação pluviométrica, em relação ao período de agosto. As amostras CN4 seguiram o mesmo padrão para os períodos analisados (Figura 7).

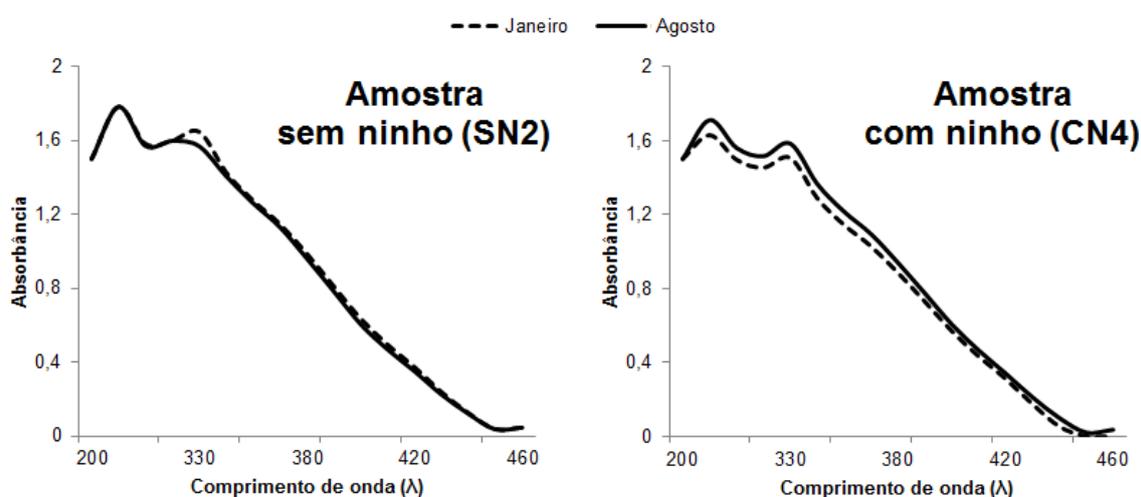


Figura 7. Espectros de absorção na região UV-visível do extrato etanólico das cascas de *S. apetala* das amostras SN2 (sem ninho) e CN4 (com ninho), em Janeiro (Jan) e Agosto (Ago) de 2012.

Todas as amostras apresentaram diferenças estatísticas significativas ($\alpha=5\%$) no teor de flavonóides totais, tanto entre si como entre períodos de coleta (Tabela 2). Os valores sofreram influência da sazonalidade para as amostras SN e CN, sendo que as amostras CN foram superiores as demais. Em geral, os meses de janeiro (período de cheia), exibiram os maiores teores

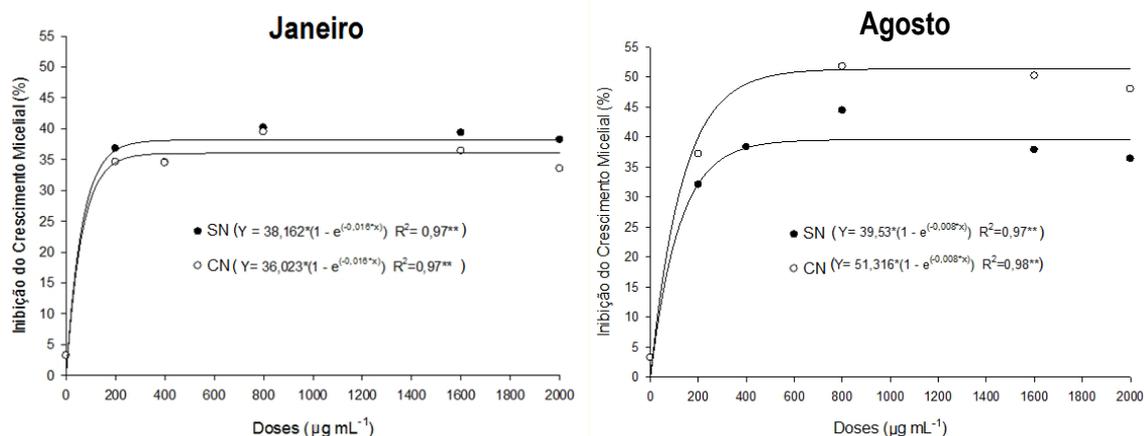
de flavonóides, em comparação a agosto (período de seca) para ambas as amostras. Esses resultados podem ser explicados pela função protetora que os flavonóides desempenham contra os raios UV, mais intensos nesse período (verão).

Os metabólitos secundários são compostos caracterizados por enorme diversidade estrutural, mas com distribuição restrita a certas famílias. Tal diversidade química torna essas substâncias peças fundamentais no processo adaptativo e co-evolutivo dos vegetais, pois o perfil fitoquímico de uma espécie e, inclusive de indivíduos, pode ser influenciada pelo ambiente a ele associado. (HARBORNE, 1997). Como apontado anteriormente, as mudanças sazonais também podem afetar a ocorrência desses compostos em diversas partes da planta (TRANI *et al.*, 1997; KAI *et al.*, 2006; MAES *et al.*, 2006).

Atividade antifúngica das amostras SN2 e CN4

Com relação à atividade antifúngica frente a *Trichoderma* sp., a partir das análises estatísticas obteve-se uma tripla interação entre dose, época e local de coleta, em relação à inibição do crescimento micelial (Figura 8). Todos os extratos etanólicos de *S. apetala* inibiram o crescimento do fungo a partir da dose de 200 µg/mL, seguindo um padrão constante nas concentrações subsequentes, ou seja, o efeito de inibição foi significativo, independente da dose testada. Na medicina popular, as cascas de *S. apetala* são utilizadas para tratamento de doenças de pele por suas propriedades antifúngicas (MORTON, 1981), relatadas também para diversas espécies do gênero que apresentam atributos semelhantes em diferentes partes da planta (CHADHA, 1976; GIRÓN *et al.*, 1991; NAIK *et al.*, 2004; TANIA *et al.*, 2013).

Das coletas realizadas em janeiro, a amostra SN2 dificultou o crescimento do fungo testado em 38,1% e a amostra CN4, 36%, sendo esses resultados estatisticamente diferentes entre si. Nas amostras coletadas em agosto, SN2 inibiu o crescimento do fungo em 39,5% e CN4, 51,3%, demonstrando que esta apresentou um aumento significativo no efeito inibitório em relação ao mês de janeiro.



**alto grau de significância ($\alpha \leq 1\%$).

Figura 8. Efeito do extrato etanólico das cascas de *S. apetala* de árvores sem ninho (SN) e com ninho (CN) coletadas em janeiro e agosto de 2012, sobre o crescimento micelial de *Trichoderma* sp.

Dentre os compostos químicos que desempenham importante papel na resistência das plantas ao ataque de fungos estão os compostos fenólicos, principalmente os flavonóides e taninos (ZUANAZZI, 2002; AGRIOS, 2005). MONTEIRO (1997) cita os terpenos e derivados, as tropolonas e os compostos fenólicos, tais como: flavonóides, estilbenos, quinonas, lignanas e taninos como os principais responsáveis pela inibição do desenvolvimento dos fungos apodrecedores.

Com base nos parâmetros avaliados, pode-se afirmar que a maior PIC para a amostra SN em relação à CN, coletadas no mês de janeiro, está relacionada com o teor de compostos fenólicos. Já em agosto, o padrão de inibição apresentou um comportamento oposto ao observado em janeiro, observando-se a maior porcentagem de inibição do crescimento micelial (PIC) para a amostra CN4 e, esta inibição pode estar relacionada como o teor de flavonóides, juntamente com a presença de cumarinas (Tabela 3).

NSOLOMO *et al.* (1996) identificaram espécies de *Trichoderma* em troncos e galhos de indivíduos vivos de *Ocotea usambarensis*, apontando-o como colonizador primário no apodrecimento do cerne desta árvore. Tratando-se de *Sterculia apetala*, não há relatos de fungos isolados nesta espécie, apesar de serem mais suscetíveis a ataques desses organismos quando há pela quebra de galhos e, principalmente quando utilizada como ninho, devido

às lascas de madeira que são retiradas pela arara-azul (GUEDES, 2009). A exposição do cerne do manduvi nessas situações pode proporcionar uma “porta de entrada” para fungos oportunistas. Nessa região, as condições para o desenvolvimento de microrganismos são ainda mais favoráveis no período de cheia do Pantanal, quando os níveis de umidade e temperatura são ideais para seu crescimento.

No Pantanal Sul, o período de reprodução das araras-azuis compreende o intervalo de julho a janeiro (GUEDES, 2009). Logo, as coletas realizadas neste trabalho contemplam o final (janeiro-período de cheia) e o auge (agosto-período de seca) reprodutivo de *Anodorhynchus hyacinthinus*. Assim, a amostra CN4 coletada no auge do período reprodutivo da arara-azul, apresentou o maior potencial antifúngico, acompanhando o teor de flavonóides e a presença das cumarinas detectadas nesta amostra, como já relatado anteriormente, podendo ser estas duas classes de metabólitos responsáveis pela inibição do crescimento do fungo.

Os flavonóides podem ser encontrados em diversos órgãos das plantas (GRAHAM, 1991), atuando em seus mecanismos de defesa e como sinais moleculares em sistemas simbióticos (LYNN e CHANG, 1990). Nas relações fungo-planta, agem como fitoalexinas em sistemas patogênicos, na quimiotaxia e germinação de esporos e como substâncias antifúngicas (MORRIS e WARD, 1992; TAIZ e ZEIGER, 2004).

As cumarinas são reconhecidas pela sua atividade antifúngica e estão presentes principalmente nas famílias Umbelliferae, Rutaceae, Leguminosae e Compositae, apresentando também potencial anticoagulante, antibacteriano, anticarcinogênico, anti-inflamatório, antioxidante, lipolítica e anti-alérgica (SARDARI *et al.*, 2000). Além disso, há estudos relatando a presença de cumarinas em espécies de Malvaceae, também desempenhando atividade antifúngica (COWAN, 1999; KOKUBUN *et al.*, 2003; ABAD *et al.*, 2007).

Com base nesses resultados, estudos mais detalhados e de longo prazo devem ser efetuados, com o intuito de verificar se o potencial fungicida de *Sterculia apetala* pode ser citado como um dos fatores que influenciam na escolha majoritária desta espécie arbórea como sítio reprodutivo pelas araras-azuis, reduzindo a probabilidade de fungos patogênicos prejudicarem os filhotes durante o período que estes permanecem dentro das cavidades.

Conclusão

A investigação fitoquímica dos extratos etanólicos das cascas de *Sterculia apetala* mostraram que as classes de compostos químicos sofreram variações sazonais, com predominância de compostos fenólicos e derivados, indicando que as características ambientais promovem importantes respostas metabólicas.

Das amostras selecionadas, todas apresentaram potencial antifúngico frente à *Trichoderma* sp., independente da dose testada, sendo que a amostra da árvore utilizada como ninho coletada em agosto proporcionou a maior porcentagem de inibição no crescimento micelial desse fungo diversificado.

Foi encontrada ainda, uma forte correlação entre os maiores teores de compostos fenólicos com a atividade antifúngica no período de cheia (janeiro), e aos maiores teores de flavonóides totais somados com a presença de cumarinas, no potencial antifúngico no período de seca (agosto).

Referências Bibliográficas

ABAD, M. J.; ANSUATEGUI, M.; BERMEJO, P. Active antifungal substances from natural sources. **Arkivoc**, Madri, v. 7, p. 116-145, ago. 2007.

AGRIOS, G. N. **Plant Pathology**, 5 ed. San Diego: Academic press, 2005. 803p.

AGRAER (Agência de Desenvolvimento Agrário e Extensão Rural). 2010. **Boletins meteorológicos**. Disponível em: <<http://www.agraer.ms.gov.br/cemtec>>. Acesso em: 26 ago. 2013.

ALHO, C. J. R. Biodiversity of the Pantanal: response to seasonal flooding regime and to environmental degradation. **Brazilian Journal of Biology**, São Carlos, v. 68, n. 4, p. 957–966, nov. 2008.

ALVES, M. M.; SOARES PEREIRA, A. M.; PEREIRA, P. S.; CASTRO FRANÇA, S.; BERTONI, B. W. Caracterização química qualitativa de tinturas e extratos secos de plantas medicinais do Cerrado por cromatografia em camada delgada comparativa. **Scientia Plena**, Ribeirão Preto, v. 7, n. 12, dez. 2012.

ANJANEYULU, A. S. R.; RAJU, S. N. Terpenoids and phenolics from the bark and heartwood of *Sterculia urens* Roxb. **Journal of the Indian Chemical Society**, Calcutta, v. 64, p. 323–324, abr. 1987.

ANTAS, P. T. Z. Migration and other movements among the lower Paraná River valleywetland, Argentina, and the south Brazil/Pantanal wetlands. **Bird Conservation International**, Cambridge, v. 4, p. 181–190, dez. 1994.

AYRES, M.; M. AYRES J. R.; D. L. AYRES, A. S. S. **BioEstat 5.0 – aplicações estatísticas nas áreas das ciências biológicas e médicas**. Belém: Sociedade Civil Mamirauá, 2007. 364p.

BORELLA, J. C.; FONTOURA, A.; MENEZES JR, A.; FRANÇA, S. C. Influência da adubação mineral (NPK) e sazonalidade no rendimento e teor de flavonóides em indivíduos masculinos de *Baccharis trimera* (Asteraceae)-Carqueja. **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais**, Rio de Janeiro, v. 4, n. 1, p. 101-104, ago. 2001.

CHADHA, Y. R. **The Wealth of India**, v. 10, New Delhi: CSIR Publication, 1976. 44p.

COSTA, A. F. **Farmacognosia**, 6 ed. Lisboa: Calouste Gulbenkian, 2002. 824p.

COSTA, D. A.; CHAVES, M. H.; SILVA, W. C. S.; COST, C. L. S. Constituintes químicos, fenóis totais e atividade antioxidante de *Sterculia striata* St. Hil. et Naudin. **Acta Amazonica**, Manaus, v. 40, n. 1, p. 207-212, mar. 2010.

COWAN, M. M. Plant products as antimicrobial agents. **Clinical Microbiology Reviews**, Washington, v. 12, n. 4, p. 564-582, oct. 1999.

DUBS, B. Observations on the differentiation of woodland and wet savanna *habitats* in the Pantanal of Mato Grosso, Brazil. In: FURLEY, P. A.; PROCTOR,

J.; RATTER, J. A. **Nature and dynamics of forest-savanna boundaries**. London: Chapman and Hall, 1992, p. 431-451.

EVANS, W.C. **Trease and Evans Pharmacognosy**. 14 ed. London: WB Saunders company, 1996. 612 p.

FENNER, R.; BETTI, A. H.; MENTZ, L. A.; RATES, S. M. K. Plantas utilizadas na medicina popular brasileira com potencial atividade antifúngica. **Brazilian Journal of Pharmaceutical Sciences**, Porto Alegre, v. 42, p. 369-394, set. 2006.

GIRÓN, L. M.; FREIRE, V.; ALONZO, A.; CÁCERES, A. Ethnobotanical survey of the medicinal flora used by de Caribs of Guatemala. **Journal of Ethnopharmacology**, Copenhagen, v. 34, p. 173-187, sep. 1991.

GRAHAM, T.L. Flavonoid and isoflavonoid distribution in developing soybean seedling tissues and in seed and root exsudates. **Plant Physiology**, Waterbury v. 95, n. 2, p. 594-603, feb. 1991.

GUEDES, N. M. R. **Sucesso reprodutivo, mortalidade e crescimento de filhotes de araras azuis *Anodorhynchus hyacinthinus* (Aves, Psittacidae), no Pantanal, Brasil**. 2009. 135 f. Tese (Doutorado em Ciências Biológicas) – Universidade Estadual Paulista, Botucatu.

GUEDES, N. M. R.; CANDISANI, L. **Joias azuis no céu do Pantanal - A história do Projeto Arara Azul que está ajudando na conservação da biodiversidade**. São Paulo: DBA Editora, 2011. 128p.

HARBONE, J. B. Plant Secondary Metabolism. In: CRAWLEY, M. J. (Org.) **Plant Ecology**, 2ed., United Kingdom: Blackwell Science Ltd., 1997, p. 132-155.

HAYMAN, A. R.; GRAY, D. O.; ELLIOT, S. D. Isolation of histamine from the fruits of *Sterculia scaphigera*. **Fitoterapia**, Milano, v. 59, n. 4, p. 338-351, ago. 1988.

HUANG, Z.; HASHIDA, K.; MAKINO, R.; KAWAMURA, F.; SHIMIZU, K.; KONDO, R.; OHARA, S. Evaluation of biological activities of extracts from 22 African tropical wood species. **Journal of wood science**, Japan, v. 55, n. 3, p. 225-229, mar. 2009.

JANZEN, D. H. Escape in space by *Sterculia apetala* seeds from the bug *Dysdercus fasciatus* in a Costa Rican deciduos forest. **Ecology**, Washington, v. 53, n. 1, p. 350-361, mar. 1972.

KAI, K.; SHIMIZU, B. I.; MIZUTANI, M.; WATANABE, K.; SAKATA, K. Accumulation of coumarins in *Arabidopsis thaliana*. **Phytochemistry**, New York, v. 67, p. 379-386, feb. 2006.

KOKUBUN, T.; VEITCH, N. C.; BRIDGE, P. D.; SIMMONDS, M. S. Dihydroisocoumarins and a tetralone from *Cytospora eucalypticola*. **Phytochemistry**, Richmond, v. 62, p. 779-782, mar. 2003.

KONATÉ, K.; KIENDRÉBÉOGO, M.; OUATTARA, M. B.; SOUZA, A.; LAMIEN-MEDA, A.; NONGASIDA, Y. Antibacterial Potential of Aqueous Acetone Extracts From Five Medicinal Plants used Traditionally to Treat Infectious Diseases in Burkina Faso. **Current Research Journal of Biological Sciences**, Taiwan, v. 3, n. 5, p. 435-442, sep. 2011.

KUBICEK, C. P.; BISSETT, J.; DRUZHININA, I.; KULLNIG-GRADINGER, C.; SZAKACS, G. Genetic and metabolic diversity of *Trichoderma*: a case study on South-East Asian isolates. **Fungal Genetics and Biology**, Vienna, v. 38, p. 310-319, apr. 2003.

LYNN, D. G.; CHANG, M. Phenolic signals in *cohabitation*: implications for plant development. **Annual Review of Plant Physiology and Plant Molecular Biology**, Palo Alto, v. 41, p. 497-526, jun. 1990.

MAES, D.; DEBENEDETTI, S.; DE KIMPE, N. New coumarins from *Pterocaulon virgatum* (L.) DC. **Biochemical Systematics and Ecology**, Oxford, v. 34, p. 165-169, feb. 2006.

MATOS, J. F. A. **Introdução a fitoquímica experimental**. Fortaleza: UFC, 2009. 150p.

MENTEN, J. O. M.; MACHADO, C. C.; MINUSSI, E. Efeito de alguns fungicidas no crescimento micelial de *Macrophomina phaseolina* (Tass.) Goid. "in vitro". **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 1, n. 2, p. 57-66, ago. 1976.

MONTEIRO, M. B. B. **Método alternativo de ensaio acelerado para avaliação da resistência natural de madeiras ao ataque de fungos apodrecedores**. 1997. 73 f. Dissertação (Mestrado em Ciência e Tecnologia de Madeiras) – Universidade de São Paulo, São Paulo.

MONTEIRO, J. M.; ALBUQUERQUE, U. P.; LINS NETO, E. M.; ARAÚJO, E. L.; ALBUQUERQUE, M. M.; AMORIM, E. L. The effects of seasonal climate changes in the Caatinga on tannin levels in *Myracrodruon urundeuva* (Engl.) Fr. All. and *Anadenanthera colubrina* (Vell.) Brenan. **Revista Brasileira de Farmacognosia**, Maringá, v. 16, n. 3, p. 338-344, sep. 2006.

MORAES, E. C.; PEREIRA, G.; DA SILVA CARDOZO, F. Estudo da redução das áreas alagadas no Pantanal em 2012. In: 4^o SIMPÓSIO DE GEOTECNOLOGIAS NO PANTANAL, 2012, Bonito. **Anais...** Bonito: Embrapa Informática Agropecuária/INPE, 2012, p. 507-515.

MORRIS, P. F.; WARD, E. W. B. Chemoattraction of zoospores of soybean pathogen *Phytophthora sojae* by isoflavones. **Physiological and Molecular Plant Pathology**, London, v. 40, p. 17-22, jan. 1992.

MORTON, J. F. **Atlas of Medicinal Plants of Middle America**. Springfield: Charles C. Thomas Publisher, 1981, 1420p.

NAIK, D. G.; MUJUMDAR, A. M.; WAGHOLE, R. J.; MISAR, A. V.; BLIGH, S. A.; BASHALL, A.; CROWDER, J. Taraxer-14-en-3 β -ol, an anti-inflammatory compound from *Sterculia foetida* L. **Planta Medica**, New York, v. 70, n. 1, p. 68-69, jan. 2004.

NSOLOMO, V. R. **Fungal diseases of trees in Tanzania with emphasis on the stem decay of the East African Camphor tree, *Ocotea usambarensis* Engl.** 1996. Thesis (PhD in Forest Sciences), Agricultural University of Norway, Norway.

NUNES, A. P.; TOMAS, W. M. **Aves migratórias ocorrentes no Pantanal: caracterização e conservação**. Corumbá: Embrapa Pantanal, 2004. 29p.

OGUNDARE, A. O.; OLAJUYIGBE, A. O. Bioactivity guided isolation of the antifungal components in sawdust extracts of *Piptadeniatrum africanum*, and *Terminalia ivorensis*. **Malaysian Journal of Microbiology**, Malasia, v. 8, n. 1, p. 34-41, mar. 2012.

OUÉDRAOGO, M.; KONATÉ, K.; ZERBO, P.; BARRO, N.; SAWADOGO, L. L. Phytochemical Analysis and in vitro Antifungal Profile of Bioactive Fractions from *Sterculia setigera* (Sterculiaceae). **Current Research Journal of Biological Sciences**, Taiwan, v. 5, n. 2, p. 75-80, mar. 2013.

PINTO, J. R. R.; HAY, J. D. V. Mudanças florísticas e estruturais na comunidade arbórea de uma floresta de vale no Parque Nacional da Chapada dos Guimarães, Mato Grosso, Brasil. **Revista Brasileira de Botânica**, São Paulo, v. 28, n. 3, p. 523-539, jul. 2005.

RANGANATHAN, R. M.; NAGARAJAN, S. Flavonoids of the leaves of *Sterculia pallens*. **Current Science**, Bangalore, v. 49, p. 309–310, abr. 1980.

RAYNER, A. D. M.; BODDY, L. **Fungal decomposition of wood: its biology and ecology**. Chichester: John Wiley & Sons, 1988. 587p.

SANTOS JR, A.; TOMAS, W. M.; ISHII, I. H.; GUEDES, N. M. R.; HAY, J. D. Occurrence of Hyacinth Macaw nesting sites in *Sterculia apetala* in the Pantanal Wetland, Brazil. **Gaia Scientia**, João Pessoa, v. 1, n. 2, p. 127-130, set. 2007.

SARDARI, S.; NISHIBE, S.; DANESHTALAB, M. Coumarins, the bioactive structures with antifungal property. **Studies in Natural Products Chemistry**, Ottawa, v. 23, p. 335-393, jun. 2000.

SILVA, M. D.; MAURO, R.; MOURAO, G.; COUTINHO, M. Distribuição e quantificação de classes de vegetação do Pantanal através de levantamento aéreo. **Revista Brasileira de Botânica**, São Paulo, v. 23, n. 2, p. 143-152, jun. 2000

SOBRINHO, T. J. S. P.; SILVA, C. H. T. P.; NASCIMENTO, J. E.; MONTEIRO J. M.; ALBUQUERQUE, U. P.; AMORIM, E. L. C. Validação de metodologia espectrofotométrica para quantificação dos flavonóides de *Bauhinia cheilantha* (Bongard) Steudel. **Revista Brasileira de Ciências Farmacêuticas**, São Paulo, n. 44, p. 683-689, dez. 2008.

SOUSA, C. M.; SILVA, H. R. E.; VIEIRA-JR G. M.; AYRES, M. C. C.; COSTA, C. L. S.; ARAÚJO, D. S.; CAVALCANTE, L. C. D.; BARROS, E. D. S.; ARAÚJO, P. B. M.; BRANDÃO, M. S.; CHAVES, M. H. Fenóis totais e atividade antioxidante de cinco plantas medicinais. **Química Nova**, São Paulo, n. 30, p. 351-355, jan. 2007.

SOUZA, O. V. S.; OLIVEIRA, M. S.; RABELLO, S. V.; CUNHA, R. O.; COSTA, B. L. S.; LEITE, M. N. Estudo farmacognóstico de galhos de *Vanillosmopsis erythropappa* Schult. Bip.-Asteraceae. **Revista Brasileira de Farmacognosia**, Maringá, v. 13, p. 50-53, jul. 2003.

TAIZ, L.; ZEIGER, E. **Fisiologia Vegetal**. Porto Alegre: Artmed, 2004. 719 p.

TANIA, K. N.; ISLAM, M. T.; MAHMOOD, A.; IBRAHIM, M.; CHOWDHURY, M. M. U. M.; KUDDUS, R.; RASHID, M. A. Pharmacological and Phytochemical Screenings of Ethanol Extract of *Sterculia villosa* Roxb. **Journal of Biomedical and Pharmaceutical Research**, New Delhi, v. 2, n. 1, p. 09-14, jan. 2013.

TRANI, M.; CARBONETTI, A.; DELLE MONACHE, G.; DELLE MONACHE, F. Dihydrochalcones and coumarins of *Esenbeckia grandiflora* subsp. *Grandiflora*. **Fitoterapia**, Milano, v. 127, p. 415-418, jan. 1997.

TREUTTER, D. Biosynthesis of phenolic compounds and its regulation in apple. **Plant Growth Regulation**, Dordrecht, v. 34, n. 1, p. 71-89, may. 2001.

VIDO, D. L. R. **Comparação da composição química e das atividades biológicas dos óleos essenciais de folhas de populações de *Hedyosmum brasiliense* Mart. ex Miq. provenientes da Serra do Mar e da Serra da Mantiqueira (Mata Atlântica)**. 2009. 92 f. Dissertação (Mestrado em Biodiversidade Vegetal e Meio Ambiente) – Instituto de Botânica da Secretaria do Meio Ambiente, São Paulo.

YAO, L.; CAFFIN, N.; D'ARCY, B.; JIANG, Y.; SHI, J.; SINGANUSONG, R.; LIU, X.; DATTA, N.; KAKUDA, Y.; XU, Y. Seasonal variations of phenolic compounds in Australia-grown tea (*Camellia sinensis*). **Journal of Agricultural and food Chemistry**, California, v. 53, n. 16, p. 6477-6483, jul. 2005.

ZUANAZZI, J. A. S. Flavonóides. In: SIMÕES, M. O.; SCHENKEL, E. P.; GOSMANN, G.; MELLO, J. C. P.; MENTZ, L.A.; PETROVICK, P. R. **Farmacognosia da Planta ao Medicamento**. Florianópolis: UFSC, 2002. p. 499-526.

6 Conclusão Geral

As análises fitoquímicas das cascas de *Sterculia apetala*, detectaram a presença de substâncias que explicam o uso dessa planta na medicina popular (compostos fenólicos e flavonóides), principalmente devido ao seu potencial antifúngico, também constatado neste estudo.

Em relação às amostras das cascas de árvores com e sem ninho coletadas em janeiro/2012, a maior porcentagem do rendimento foi observada para as amostras coletadas em agosto/2012, principalmente para as amostras das árvores com ninho. Esses resultados demonstram que uma maior quantidade de substâncias são produzidas pela árvore neste período que, além de coincidir com a época de seca no Pantanal, é o ápice do período reprodutivo das araras-azuis nessa região. Esses resultados podem ser citados como um dos fatores que podem influenciar na escolha majoritária do manduvi pela arara-azul como sítio de nidificação, no Pantanal de Miranda, MS.