



**UNIVERSIDADE FEDERAL DO TOCANTINS
CAMPUS UNIVERSITARIO DE PALMAS
MESTRADO EM CIENCIAS DO AMBIENTE**

NILMA SILVANIA IZARIAS

**DESCRIÇÃO ANATÔMICA E COMPARAÇÃO HISTOQUÍMICA DE INDIVÍDUOS
Syngonanthus nitens (Bong.) Ruhland - ERIOCAULACEAE (Capim dourado),
COLETADOS NO PARQUE ESTADUAL DO JALAPÃO E NO MUNICÍPIO DE
TOCANTÍNIA – TO.**

PALMAS

2009

NILMA SILVANIA IZARIAS

DESCRIÇÃO ANATÔMICA E COMPARAÇÃO HISTOQUÍMICA DE INDIVÍDUOS
***Syngonanthus nitens* (Bong.) Ruhland - ERIOCAULACEAE (Capim dourado),**
COLETADOS NO PARQUE ESTADUAL DO JALAPÃO E NO MUNICÍPIO DE
TOCANTÍNIA – TO.

Dissertação apresentada ao Curso de Pós-Graduação em Ciências do Ambiente da Universidade Federal do Tocantins como requisito para a obtenção do título de Mestre em Ciências do Ambiente.

Orientador: Prof. Dr. Marcio Galdino dos Santos.

PALMAS

2009

**Dados Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP)
Biblioteca da Universidade Federal do Tocantins
Campus Universitário de Palmas**

198d Izarias, Nilma Silvania.

Descrição anatômica e comparação histoquímica de indivíduos *Syngonanthus nitens* (Bong.) Ruhland - Eriocaulaceae (Capim dourado), coletados no Parque Estadual do Jalapão e no município de Tocantínia – TO. Nilma Silvania Izarias – Palmas, 2009.

107p.

Dissertação (Mestrado) – Universidade Federal do Tocantins, Curso de Ciências do Ambiente, 2009.

Orientador: Prof. Dr. Márcio Galdino dos Santos.

1. Anatomia. 2. Histoquímica. 3. Capim dourado. 4. *Syngonanthus nitens* 5. I. Título.

CDD 628

Bibliotecário: Paulo Roberto Moreira de Almeida

CRB-2 / 1118

TODOS OS DIREITOS RESERVADOS – A reprodução total ou parcial, de qualquer forma ou por qualquer meio deste documento é autorizado desde que citada a fonte. A violação dos direitos do autor (Lei nº 9.610/98) é crime estabelecido pelo artigo 184 do Código Penal.

**“DESCRIÇÃO ANATÔMICA E COMPARAÇÃO HISTOQUÍMICA DE INDIVÍDUOS
Syngonanthus Nitens (Bong.) Ruhland - ERIOCAULACEAE (CAPIM DOURADO),
COLETADOS NO PARQUE ESTADUAL DO JALAPÃO E NO MUNICÍPIO DE
TOCANTÍNIA – TO”.**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-graduação em Ciências do Ambiente da Universidade Federal do Tocantins – UFT, para obtenção do título de Mestre em Ciências do Ambiente, linha de pesquisa, desenvolvimento sustentável.

BANCA EXAMIDADORA

Prof. Dr. Márcio Galdino dos Santos – Orientador
Fundação Universidade Federal do Tocantins

Prof. Dr^a. Alba Lucivania Fonseca Chaves
Fundação Universidade Federal do Tocantins

Prof. Dr. Aparecido Osdimir Bertolin
Fundação Universidade Federal do Tocantins

Palmas – TO, 28 de maio de 2009

Povoado da Mumbuca!

De uma abelha surgiu o nome, com esse nome um povoado, nesse povoado nasceram pessoas que com amor são lembrados, como: dona Laurinda que iniciou uma linda arte com capim dourado, uma mulher exemplar que ensinou a filha para essa linda arte continuar.

Dona Miúda essa arte aprendeu e valorizou, ensinou filhas e parentes com muito amor, e todos nós aprendemos com muita dedicação, pois no povoado Mumbuca costurar capim é tradição.

Dona Laurentina é também filha de Laurinda, que sendo parteira “pegou” muitas crianças dando esperança para o Jalapão, com a graça de Deus nenhum morreu em suas mãos.

Mumbuca está localizada na região do jalapão lugar de um povo simples e de bom coração. Ao visitar esse lugar você não vai esquecer, irá ver mulheres com penteados tradicionais de coco e trança e o modo de vestir com muita alegria não deixam de sorrir.

Nesse lugar a natureza presente está, as crianças fazem carrinho, bonecas de buriti para brincar e até rebeca para tocar cantar e alegrar.

Por: Ana Cláudia Matos.

Dedico:

A Deus, por direcionar meus caminhos. Aos meus filhos Bárbara, Júlia, Wellington Filho, ao e meu esposo Wellington, a minha mãe Marly e também a minha sogra Genesy, pelo carinho, compreensão, incentivo e ajuda incondicional....sempre.

AGRADECIMENTOS

Acredito que um trabalho se torna grandioso em função do empenho, participação e compromisso de uma equipe multidisciplinar. Este estudo só se tornou possível pela colaboração de algumas pessoas e órgãos a quem gostaria de expressar meus sinceros agradecimentos:

Ao meu pai (in memória) pelo amor profundo, a minha saudade e meu respeito pelo homem que foi.

Meus irmãos Geraldo, Edna Aparecida, Rita Valdirene, Maria Rosa, Andréia Eliane, e José Rubens, sobrinhos e cunhados (as) por todo amor, carinho e compreensão, que transmitiram mesmo distantes.

A Eliane Marques, minha companheira, de mestrado, o qual teria sido mais difícil sem o seu apoio, carinho, paciência e doação sempre.

Aos professores e colegas do programa de Pós-graduação em Ciência do Ambiente, pelos ensinamentos e companheirismos.

Ao meu professor doutor Marcio Galdino dos Santos, pela orientação, profissionalismo, ensinamentos e amizade. Pelo exemplo de profissional, que mesmo em sua ocupação cotidiana encontrou forças para aceitar ser o meu orientador.

A minha professora querida doutora Alba Lucilvânia Fonseca Chaves, por toda paciência, generosidade, pelos ensinamentos, carinho e amizade. Um exemplo de pessoa humana e profissional.

Ao professor doutor Bertolin do departamento de microbiologia da UFT pela gentileza e colaboração.

Ao professor doutor Guilherme Roberto do Departamento de Química da UFG pelo acompanhamento, apoio e carinho mesmo distante.

A dona Ednalva, muito obrigada pelo carinho e os lanches nos dias de estudo.

Ao senhor Adelsio da Mumbuca e ao índio Milsom da fundação pro-cambix, por ter nos acompanhado nas coletas de campo.

Por todos os moradores da comunidade da Mumbuca e Tocantínia que nos receberam com carinho.

Ao Turista Mário e ao prefeito de Mateiros por todo esforço em desatolar a Toyota nas veredas do Jalapão.

Ao motorista Osmar, que nos acompanhou nas coletas de campo.

Aos alunos e monitores da graduação em biologia da UFT, em especial Vagner, Pâmela e Eliane pelas horas dedicadas no laboratório de microscopia da UFT.

Aos técnicos de Laboratório, Rita, Luciana e Fabiano pela sua presteza e dedicação, em especial agradeço à técnica e biomédica Gislane, por sua ajuda.

Aos colegas de trabalho do colégio Estadual Gilvan Sampaio em Rubiataba-Go pelo apoio dado durante a minha ausência.

A escola de Tempo integral Pe Josimo Tavares e á creche CEMEI da mamãe por ter acolhido meus filhos, durante todo trabalho de dissertação.

Em especial ao governo do Estado de Goiás pela concessão da licença para aprimoramento profissional e à CAPES pela bolsa de estudos, possibilitando a realização desse sonho.

E á Deus, por existir em minha vida.

A todos que, direto ou indiretamente, colaboraram para a realização deste.

MUITO OBRIGADA!!!!

RESUMO

Syngonanthus nitens (Bong.) Ruhland (capim dourado) pertence a família Eriocaulaceae e é encontrada dentro da Unidade de Conservação - Parque Estadual do Jalapão-TO – PEJ e no Município de Tocantínia-TO. Este estudo teve como objetivo descrever a estrutura anatômica e comparar a histoquímica de indivíduos dessa espécie ocorrentes nos dois municípios citados acima. Para as análises foram efetuados testes histológicos a mão livre no material fresco, na região mediana de cada órgão vegetal. Para a análise histoquímica os cortes foram submetidos a reagentes para detecção de amido, lipídios, substâncias fenólicas, ligninas, flavonóides, alcalóides e terpenos com as soluções de Lugol, Sudan III, cloreto férrico, floroglucinol em meio ácido, DMACA, Dragendorff, DNP, respectivamente. Os resultados da descrição anatômica dos órgãos vegetativos dos indivíduos coletados nas duas micro-regiões apresentaram-se semelhantes, diferindo apenas na presença de lacunas do protoxilema no escapo floral do vegetal coletado em Tocantínia. No perfil histoquímico do vegetal encontrou-se o (PRESENÇA) amido nos órgãos fotossintetizantes e de armazenamento; lipídios na cutícula dos órgãos aéreos; lignina nos periciclos de todos os órgãos. Nos escapos florais evidenciaram-se substâncias fenólicas e terpenos no colênquima e no parênquima clorofiliano, além (DESTES) de flavonóides e alcalóide. Nas folhas, todos os metabólitos encontrados no escapo floral foram evidenciados nos parênquimas clorofilianos esponjoso e paliçádico. No rizoma, houve resultado positivo para amido e alcalóides. Esses resultados indicam a complexidade da caracterização química das estruturas anatômicas, evidenciando as adaptações metabólicas necessárias à planta para estabelecer-se em diferentes ambientes.

Palavras-chaves: Anatomia; Eriocaulaceae; Capim dourado; Histoquímica; *Syngonanthus nitens*.

ABSTRACT

Syngonanthus nitens (Bong.) Ruhland (golden grass) belongs to the family of Eriocaulaceae and is found in the Conservation Unity – Statual Park of Jalapão – SPJ in the municipality of Tocantínia-TO. This research has the objective to describe the anatomic structure and compare the histoquimic of the individuals of this species occurrent in both of the mentioned cities. For the analysis were effectuated histologic counts by hand-free in the fresh material, in the medium region of the vegetable organs were carried out for the analysis. In the Histoquimic the histologic cuts were subjected to reagents for the starch detection, lipids, phenolic substances, lignins, flavonoids, alkaloids and terpenes with the solution of Lugol, Sudan III, ferric chloride, floroglucinol in an acid environment, DMACA, Dragendorff, DNP, respectively. The results of the anatomic description of the vegetable organs of the individuals which were collected from the two micro-regions have been similar, differing only in the presence of gaps of the protoxylem in the floral vegetables collected in Tocantínia. In the profile the presence of starch in the photosynthetic organs and the storage; starches in the cuticles of the protective organs; lignin in the pericycle of all the organs. In floral phenolic terpenes in the histoquimic have been evidenced, and in the chlorophylls paraquimics, as well as flavonoid and alkaloid. On the leaves, all the found metabolites in the floral scape, were made evident in the spongy and palisade chlorophyll paraquimics. In the rootstalk, the result for starch and alkaloid has been positive. These results indicate the complexity of the histoquimic characterization of the anatomic structures, making evident metabolic adaptations that have been necessary for the plant to settle in the different habitats.

Key words: Anatomy; Eriocaulaceae; Golden Grass; Histoquimic; *Syngonanthus nitens*.

LISTA DE FIGURAS

Figuras	Descrição	Pág.
Fig. 1:	Mapa do desmatamento Cerrado.....	2
Fig. 2:	Artesanatos de Capim dourado do Jalapão.....	3
Fig. 3:	Campo úmido do PEJ, com <i>Syngonathus nitens</i> em floração.....	7
Fig. 4:	Coleta de <i>S. nitens</i> em campos úmidos do Jalapão.....	13
Fig. 5:	Detalhe das características morfológicas do vegetal em desenvolvimento....	14
Fig. 6:	Esquema das rotas de biossíntese do metabolismo secundário.....	17
Fig. 7:	Esquema da biossíntese dos compostos fenólicos.....	18
Fig. 8:	Esquema dos álcoois precursores da lignina.	19
Fig. 9:	Esquema da estrutura geral de um tanino condensado.	20
Fig. 10:	Esquema simplificado da biossíntese de flavonóides.	21
Fig. 11:	Esquema: Biossíntese dos terpenos e origem das unidades C5.....	25
Fig. 12:	Mapa da localização das áreas de uso legal restrito.	27
Fig. 13:	Mapa com detalhe do Estado do Tocantins evidenciando os tipos de solo...	28
Fig. 14:	Mapa das coordenadas geográficas dos locais de coleta no PEJ.....	29
Fig. 15:	Detalhe de queimadas controladas nos campos úmidos de ocorrência de <i>S. nitens</i> na vereda extrema do Jalapão	29
Fig. 16:	Detalhe dos campos úmidos de ocorrência de <i>S. nitens</i> na vereda brejo Jovita do Jalapão	29
Fig. 17:	Mapa das coordenadas geográficas dos locais de coleta em Tocantínia.....	30
Fig. 18:	Detalhe dos campos úmidos de ocorrência de <i>S. nitens</i> de Tocantínia	30
Fig. 19:	Detalhe da localização dos órgãos vegetativos de <i>S. nitens</i>	31
Fig. 20:	Corte transversal do escapo floral de <i>S. nitens</i>	37
Figs.21-23:	Detalhe em corte transversal do escapo floral de <i>S. nitens</i>	37
Fig. 24:	Detalhe em corte transversal do escapo floral de <i>S. nitens</i>	38
Fig. 25:	Corte transversal da folha de <i>S. nitens</i>	39
Figs.26-27:	Detalhes da folha de <i>S. nitens</i>	40
Figs.28-29	Detalhes da folha de <i>S. nitens</i>	40
Fig. 30:	Corte transversal do rizoma de <i>S. nitens</i> evidenciando sua estrutura anatômica.....	41
Figs.31-36:	Detalhes em corte transversal do rizoma de <i>S. nitens</i>	42
Figs.37-38:	Corte transversal da raiz de <i>S. nitens</i> evidenciando sua estrutura anatômica.....	44
Figs.39-40:	Cortes transversais do escapo floral <i>S. nitens</i> sem uso de reagentes.....	45
Figs.41-44:	Cortes transversais da folha de <i>S. nitens</i> sem uso de reagentes.....	45
Figs.45-48:	Cortes transversais do rizoma de <i>S. nitens</i> sem uso de reagentes.....	46

Figs.49-50:	Cortes transversais da raiz de <i>S. nitens</i> sem uso de reagentes.....	46
Figs.51-52:	Cortes transversais de escapos florais de <i>S. nitens</i> evidenciando reação positiva para amido.....	47
Figs.53-54:	Cortes transversais de folha de <i>S. nitens</i> evidenciando reação positiva para amido.....	48
Figs.55-56:	Detalhes de cortes transversais do rizoma de <i>S. nitens</i> evidenciando reação positiva para amido.....	48
Figs.57-58:	Detalhes de cortes transversais do escapo floral de <i>S. nitens</i> evidenciando reação positiva para lipídio.	49
Figs.59-60:	Corte transversal do escapo floral de <i>S. nitens</i> evidenciando reação positiva para compostos fenólicos.	50
Figs.61-62:	Cortes transversais das folhas de <i>S. nitens</i> evidenciando reação positiva para compostos fenólicos.	50
Figs.63-64:	Detalhes de cortes transversais do rizoma de <i>S. nitens</i> evidenciando reação positiva para compostos fenólicos.	51
Figs.65-66:	Detalhes de cortes transversais da raiz de <i>S. nitens</i> evidenciando reação positiva para compostos fenólicos.	51
Figs.67-68:	Detalhe do corte transversal do escapo floral de <i>S. nitens</i> evidenciando reação positiva para lignina.	52
Figs.69-70:	Detalhe do corte transversal da folha de <i>S. nitens</i> evidenciando reação positiva para lignina.	52
Figs.71-72:	Detalhe do corte transversal do rizoma de <i>S. nitens</i> evidenciando reação positiva para lignina.....	52
Figs.73-74:	Detalhe do corte transversal da raiz de <i>S. nitens</i> evidenciando reação positiva para lignina.	53
Figs.75-76:	Cortes transversais de escapo floral e folhas de <i>S. nitens</i> evidenciando reação positiva para flavonóide.....	53
Figs. 77-78	Detalhe do corte transversal do escapo floral do Jalapão evidencia reação positiva para flavonóide.....	54
Fig. 79:	Corte transversal do escapo floral de <i>S. nitens</i> evidenciando reação positiva para alcalóides.	55
Fig. 80:	Corte transversal da folha de <i>S. nitens</i> evidenciando reação positiva para alcalóide.	55
Figs.81-82:	Corte transversal do rizoma de <i>S. nitens</i> evidenciando reação positiva para alcalóide.....	55
Fig. 83:	Detalhe do corte transversal do rizoma de <i>S. nitens</i> coletado em Tocantínia evidenciando reação positiva para alcalóide.....	55
Figs.84-85:	Corte transversal do escapo floral de <i>S. nitens</i> evidenciando reação positiva para terpenos.	67
Figs.86-87:	Corte transversal da folha de <i>S. nitens</i> evidenciando reação positiva para terpenos.	57

Fig. 88:	Detalhe do corte transversal do rizoma de <i>S. nitens</i> evidenciando reação positiva para terpenos.	57
Fig. 89:	Composição estrutural do amido.....	73
Fig. 90:	Estrutura da interação Iodo – amido.....	74
Fig. 91:	Esquema do possível mecanismo de reação sudan III.	76
Fig. 92:	Fórmula estrutural geral do precipitado fenólico.	79
Fig. 93:	Reação para identificação da lignina nos tecidos vegetais.....	81
Fig. 94:	Esquema da possível reação de identificação de flavonóides nos tecidos celulares.....	84
Fig.95:	Estrutura do possível sal formado entre o alcalóide e o iodobismutato.....	85
Fig.96:	Esquema da possível reação de identificação de terpenos nos tecidos celulares.	88

LISTA DE TABELAS

Tabela	Descrição	Página
Tabela 01	Localização geográfica das veredas dos campos úmidos do Parque Estadual do Jalapão (PEJ) – TO.....	29
Tabela 02	Localização geográfica das veredas dos campos úmidos do município de Tocantínia – TO.....	30
Tabela 03	Quantificação das análises qualitativas realizadas em histoquímica.....	35
Tabela 04	Resultados dos testes histoquímicos nos escapos florais de <i>Syngonanthus nitens</i> coletados no PEJ e município de Tocantínia – TO	58
Tabela 05	Resultados dos testes histoquímicos nas folhas de <i>Syngonanthus nitens</i> do Estadual do Jalapão e no município de Tocantínia – TO.....	59
Tabela 06	Resultados dos testes histoquímicos nos rizomas de <i>Syngonanthus nitens</i> do Estadual do Jalapão e no município de Tocantínia – TO.....	60
Tabela 07	Resultados dos testes histoquímicos nas raízes de <i>Syngonanthus nitens</i> do Estadual do Jalapão e no município de Tocantínia – TO	61

LISTA DE SIGLAS

ADPG	Adenosina difosfato Glicose
APA	Área de proteção ambiental
CoA	Coenzima A
CHS	Chalcona Sintase
CRV	Cobertura Relativa Vegetal
DMAPP	Dimetilalilpirofosfato
DMACA	p-dimethylamino-cinnamaldehydo
DNP	2,4-dinitrophenylhydrazine
DRG	Dragendorff
FPP	Farnesilpirofosfato
GGPP	Geranilgeranilpirofosfato
GPP	Geranilpirofosfato
HCl	Ácido clorídrico
HMG	3-Hidroxi-3-Metilglutaril
IBAMA	Instituto brasileiro do meio ambiente e dos recursos naturais
IPP	Isopentenilpirofosfato
MEP	Meristema de espessamento primário
MVA	Mevaloato
Naturatins	Instituto Natureza do Tocantins
O	Longitude
OH	Hidroxila
PAL	phenylalanine ammonia-lyase
PEJ	Parque Estadual do Jalapão
PCD	Morte celular programada
S	Latitude
UV-B	Radiação Ultravioleta B
V/V	Volume por volume

ÍNDICE

1	INTRODUÇÃO	1
2	OBJETIVOS.....	5
2.1	Geral.....	5
2.2	Específicos.....	5
3	REVISÃO DE LITERATURA.....	6
3.1	O Cerrado.....	6
3.1.1	Os campos úmidos.....	6
3.1.2	Florística do cerrado e das veredas.....	8
3.2	O Parque Estadual do Jalapão - TO.....	8
3.3	O Povo Xerentes e o município de Tocantínia - TO.....	9
3.4	O artesanato.....	10
3.5	A família Eriocaulaceae e o gênero <i>Syngonanthus</i>	11
3.5.1	O Histórico de pesquisa com <i>Syngonanthus nitens</i> (capim dourado)	12
3.6	Caracterização morfológica da espécie.....	14
3.7	A Histoquímica.....	15
3.8	Metabolismo, biossíntese e fisiologia vegetal.	15
3.8.1	As substâncias fenólicas	17
3.8.2	Substâncias nitrogenadas “Alcalóides”	23
3.8.3	Os terpenóides.....	24
3.9	Metabólitos secundários encontrados na espécie <i>Syngonanthus nitens</i>	26
4	METODOLOGIA.....	27
4.1	Área de estudo.....	28
4.2	Coleta do material vegetal.....	28
4.3	Processamento do material e delineamento experimental.....	31
4.3.1	Processamento do material para estudos anatômicos e histoquímicos	31
4.3.2	Delineamento experimental para estudos Histoquímicos.....	32
4.3.2.1.	Preparo dos reagentes histoquímicos.....	32
4.3.2.2	Análises histoquímicas.....	35
4.4	Reagentes laboratoriais.....	35
5	RESULTADOS.....	36
5.1	Descrição anatômica dos indivíduos de <i>Syngonanthus nitens</i> (Bong.) Ruhland – Eriocaulaceae do município de Tocantínia - TO.....	36
5.1.1	Escapo.....	36

5.1.2	Folhas.....	38
5.1.3	Rizoma.....	40
5.1.4	Raiz.....	43
5.2	Comparação histoquímica dos indivíduos <i>Syngonanthus nitens</i> (Bong.) Ruhland obtidos no Jalapão e em Tocantínia – TO.....	45
5.2.1	Identificação de Amido.....	46
5.2.2	Identificação de lipídios.....	48
5.2.3	Identificação de Substâncias fenólicas.....	49
5.2.4	Identificação de Lignina.....	51
5.2.5	Identificação de Flavonóides.....	53
5.2.6	Identificação de alcalóide.....	54
5.2.7	Identificação de terpenos.....	56
6	DISCUSSÃO.....	62
6.1	Anatomia.....	62
6.1.1	Escapo.....	62
6.1.2	Folha.....	64
6.1.3	Rizoma.....	66
6.1.4	Raiz.....	68
6.1.5	Considerações sobre a estrutura anatômica de <i>Syngonanthus nitens</i> coletados no município de Tocantínia e no Jalapão.....	70
6.2	Histoquímica.....	71
6.2.1	Relações fisiológicas da presença de amido em <i>S. nitens</i>	71
6.2.2	Relações fisiológicas da presença de substancias lipídicas em <i>S. nitens</i>	74
6.2.3	Relações fisiológicas da presença de Substâncias fenólicas em <i>S. nitens</i>	76
6.2.4	Relações fisiológicas da presença de lignina em <i>S.nitens</i>	79
6.2.5	Relações fisiológicas da presença de flavonóides em <i>S. nitens</i>	81
6.2.6	Relações fisiológicas da presença de alcalóides em <i>S. nitens</i>	84
6.2.7	Relações fisiológicas da presença de terpenos em <i>S. nitens</i>	86
7	CONCLUSÕES.....	89
7	CONSIDERAÇÕES.....	92
8	REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	93
9	APÊNDICE 1.....	106
9.1	APÊNDICE 2.....	107
10	ANEXO 1.....	108

1 – INTRODUÇÃO

O bioma Cerrado destaca-se como o segundo maior bioma brasileiro, perdendo apenas para a Floresta Amazônica. Formado por uma multiplicidade de fitofisionomias caracterizadas por pequenas árvores de troncos torcidos e recurvados, possui folhas grossas, esparsas em meio a uma vegetação rala e rasteira, misturando-se, às vezes, com campos limpos ou matas de árvores não muito altas (RIBEIRO e WALTER, 2008).

Segundo Cole (1986), o clima e o solo exercem os efeitos mais significativos na fisionomia e na distribuição do cerrado. Embora sejam variáveis de lugar para lugar, os fatores que determinam sua fitofisionomia incluem, além dos já citados, a hidrologia, relevo, fogo e o pastejo. Essa paisagem é também influenciada por solos com diferentes profundidades e baixa disponibilidade de nutrientes e ricos em ferro e alumínio (WALTER, CARVALHO e RIBEIRO, 2008).

A biodiversidade do cerrado é favorecida pela presença das três maiores bacias hidrográficas da América do sul (Tocantins-Araguaia, São Francisco e Prata). Aproximadamente metade da fitofisionomia do cerrado situa-se entre 300 e 600m acima do nível do mar, e apenas 5,5% atingem uma altitude acima de 900m (WALTER, CARVALHO e RIBEIRO, 2008).

Neste bioma está inserido o Tocantins, o mais novo Estado do Brasil, localizado ao norte do País. É considerado área ecotonal, zona de transição entre quatro grandes biomas brasileiros: Amazônia, Cerrado, Caatinga e o Pantanal. O Cerrado possui alta diversidade biológica (RIBEIRO & WALTER, 2008), além de abrigar inúmeras comunidades tradicionais de indígenas, negros, ribeirinhos, que sobrevivem do extrativismo e agricultura (BARBOSA e SCHMITZ, 2008).

A conservação do Cerrado brasileiro tem sido foco de muita discussão e, segundo Myers et al. (2000), restam apenas 20% de áreas consideradas originais ou pouco perturbadas. Estima-se que 9,75 milhões de hectares ao ano, em média, são desmatados (Fig. 1). Pouco mais de 3% do Cerrado remanescente encontra-se protegido dentro de Unidades de Conservação de Proteção Integral e Unidades de uso sustentável, além de terras indígenas (AGUIAR, MACHADO e MARINHO-FILHO, 2004).

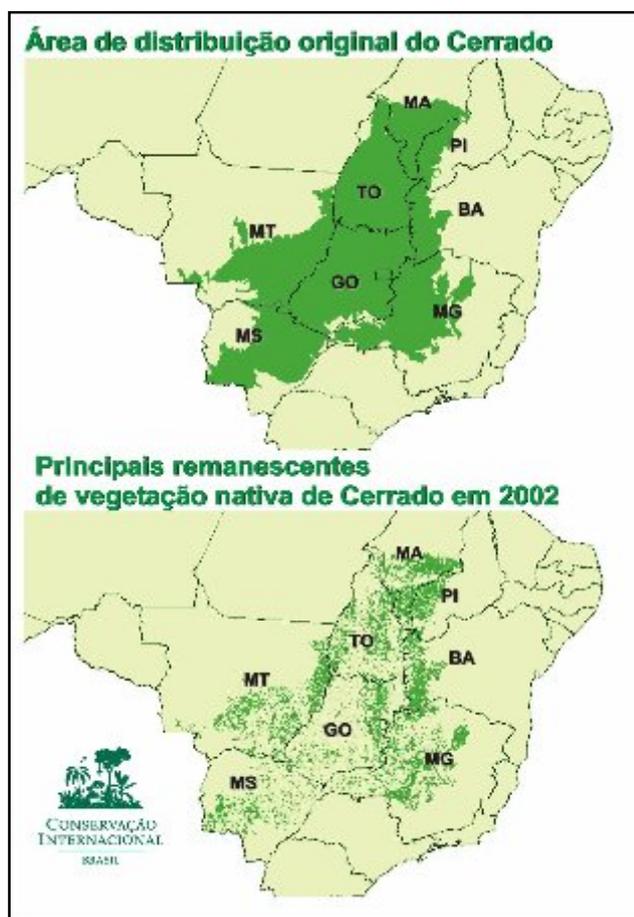


Figura 1: Mapa do desmatamento do Cerrado. Fonte: adaptado de (MACHADO, et al. 2004). Disponível em: <<http://www.ispn.org.br/arquivos/mapa-desmatamento-cerrado.jpg>> Acessado 15 Janeiro de 2009.

Uma das maiores extensões ainda conservadas do Cerrado encontra-se na região do Jalapão, ao leste do Estado de Tocantins, uma área de grande biodiversidade e fragilidade. Detentor de belezas cênicas, que atraem turistas brasileiros e estrangeiros, abriga a maior área contínua de Cerrado no interior de Unidades de Conservação de proteção integral, o Parque Estadual do Jalapão (PEJ), e a Estação Ecológica Serra Geral de Tocantins que constituem uma área conjunta de quase 8.750 Km² (SEPLAN, 2003). A densidade populacional na região é de menos de um habitante por Km², a maior parte da população vive na área rural e sobrevive principalmente da agricultura de subsistência, pecuária extensiva e, mais recentemente do artesanato de capim dourado (SCHMIDT, 2005; CI-BRASIL, 2002).

O município de Tocantínia, assim como o Jalapão, apresenta uma beleza incomum, sendo margeada pelo rio Tocantins, aos pés da Serra do Lajeado. Porém, o turismo não é explorado, por estar inserido em uma reserva indígena. A maior parte da população sobrevive

do extrativismo e também da confecção de peças artesanais usando o capim dourado como matéria prima.

A origem do artesanato com capim dourado é indígena. Consta em literatura que índios Xerentes ensinaram a arte de costurar capim com fibras de buriti a moradores da comunidade da Mumbuca, há cerca de 80 anos (SCHMIDT, 2005; FIGUEREDO, SCHMIDT e SAMPAIO, 2006).

Os escapos da espécie *Syngonanthus nitens* (capim dourado), juntamente com a “seda” extraída da *Mauritia flexuosa* (buriti), são utilizados pela população de vários locais incluídos o Jalapão (SCHMIDT, 2005) e comunidade de Tocantínia, para a confecção de artesanatos. Adornos domésticos, e bolsas, chapéus, brincos, pulseiras e muitos outros, integram o universo desta produção (Fig. 2).



Figura 2: Artesanatos de Capim dourado do Jalapão, na associação dos artesãos da Mumbuca. Fonte: Autora / abr./ 2008.

A partir da divulgação do artesanato e da possibilidade concreta de obtenção de renda proveniente de sua venda, a prática artesanal do capim dourado passou a interessar a mulheres, homens e crianças que até então não tinham vínculo com a atividade. O artesanato de capim dourado espalhou-se pelos diversos povoados e municípios. Atualmente, a venda desse artesanato constitui importante fonte de renda, sendo, em muitos casos, o principal ou único rendimento de famílias dos municípios de Tocantínia e Jalapão (FIGUEREDO, SCHMIDT e SAMPAIO, 2006).

A comercialização de produtos do extrativismo vegetal tem sido apontada como

alternativa para conciliar conservação e geração de renda para comunidades locais (REDFORD e PADOCH, 1992). Desta forma as comunidades se organizaram e, em 2005, havia mais de 600 artesãos cadastrados nas associações da região do Jalapão (SCHMIDT, 2005). O aumento da demanda criou um mercado de matéria-prima necessária para a confecção do artesanato (FIGUEREDO, SCHMIDT e SAMPAIO, 2006). Essa grande demanda foi o marco inicial que incentivou as pesquisas com essa espécie (SCHMIDT, 2005).

Ao se comparar o artesanato confeccionado nessas duas diferentes micro-regiões, é perceptível uma diferença na coloração e brilho dessas peças. De acordo com Rossatto (2008), em uma mesma espécie de duas regiões diferentes, podem ser encontradas algumas diferenças nas características ecológicas, fisiológicas; biomassa, crescimento inicial; resistência ao fogo; área foliar; concentração de nutrientes. Esses fatores mostram que existe uma diferença, a depender da atuação do ecossistema (solo, clima, pluviosidade). No entanto, vários aspectos relacionados às adaptações do vegetal no ambiente favorecem o desenvolvimento de substâncias e/ou tecidos diferenciados a depender de sua necessidade (TAIZ e ZEIGER, 2004).

Nesse contexto, o estudo anatômico e histoquímico da espécie *Syngonanthus nitens* encontrada nas regiões descritas, geram informações que contribuirão para um melhor conhecimento da ecologia e fisiologia da espécie.

2 – OBJETIVOS

2.1 - Geral

Descrever a estrutura anatômica e comparar as características histoquímica de indivíduos da espécie *Syngonanthus nitens* (Bong.) Ruhland – Eriocaulaceae - coletados no Parque Estadual do Jalapão e no município de Tocantínia - TO.

2.2 - Específicos

- Caracterizar a estrutura anatômica de *Syngonanthus nitens* coletada no município de Tocantínia e no Parque Estadual do Jalapão.
- Reconhecer nos tecidos dos órgãos vegetativos e do escapo floral os grupos de metabólitos primários e secundários existente.
- Relacionar as substâncias evidenciadas por meio da histoquímica com a fisiologia vegetal.

3 - REVISÃO DE LITERATURA

3.1 - O Cerrado

O bioma Cerrado está situado principalmente no planalto Central, entre 5° e 20° de latitude Sul e 45° a 60° de longitude Oeste (SILVA, ASSAD e EVANGELISTA, 2008). Atualmente, as maiores áreas remanescentes dessa fitofisionomia encontram-se no interior de Unidades de Conservação, como por exemplo, o Parque Nacional da Chapada dos Veadeiros - GO; Parque Nacional das Emas - GO; Parque Nacional Grande Sertão Veredas – MG; Parque Nacional das nascentes do Parnaíba - TO/PI/BA; Parque Estadual do Jalapão – TO e Estação Ecológica da Serra Geral do Tocantins - TO/BA (AGUIAR, MACHADO e MARINHO-FILHO, 2004).

A vegetação predominante no Estado do Tocantins é o cerrado, com 91% de sua área. Devido a sua localização, compartilha espécies com a maioria dos biomas brasileiros, além de ser encontrados outros tipos de vegetações terrestres ou brejosas, determinadas por condições especiais do substrato, como por exemplo, as veredas. Nelas são encontrados solos heteromórficos, saturados durante a maior parte do ano (MACHADO, et al. 2004).

As áreas úmidas do cerrado, por serem altamente sensíveis a alterações, são reconhecidas por legislações Federais e Estaduais como área de preservação permanente. Cerca de 2,61% da área desse bioma está no interior de Unidades de Conservação de Proteção Integral, correspondendo a menos de 47.000 Km² (MEIRELLES, et al. 2004).

3.1.1 – Os campos úmidos

No cerrado há uma predominância de solos bem drenados, mas, ocorrem também áreas úmidas, tais como, matas de galeria inundável, campos úmidos e veredas. Nos campos úmidos (Fig. 3) o lençol freático fica próximo à superfície apenas na estação chuvosa, permanecendo seco na outra estação. As veredas ocorrem próximas as nascentes e em solos saturados de água a maior parte do ano. As veredas são consideradas como bacia coletora das águas absorvidas pelos platôs adjacentes, funcionando como via de drenagem (MEIRELLES, et al. 2004).

O cerrado sentido restrito é a vegetação que prevalece circundado as veredas, mas esta

característica pode variar até campos sujos (Fig. 3). A fitofisionomia prevalecente nas veredas é constituída por comunidade de plantas hidrófilas, formada por dois estratos aparentemente homogêneos: um herbáceo-graminoso contínuo, que ocupa maior parte de sua área, composta principalmente das famílias Poaceae e Cyperaceae, além de Xyridaceae e Eriocaulaceae; e outro arbustivo-arbóreo com predominância de indivíduos da palmeira arbórea *Mauritia flexuosa* (MEIRELLES, et al. 2004; RIBEIRO & WALTER, 2008).



Figura 3: Campo úmido do PEJ, com *Syngonathus nitens* em floração. Fonte: Autora / set./ 2008.

A parte mais baixa da vereda é dominada por uma floresta densa, composta por uma flora exigente em altos teores de umidade, formada principalmente de *Mauritia flexuosa* entre outras, como por exemplo, *Xylopia* e *Vochysia*. O solo é escuro e muito rico em matéria orgânica. Este substrato é encharcado durante a maior parte do ano, constituindo a calha da vereda, local por onde a água flui superficialmente (RIBEIRO e WALTER, 2008).

Existe uma porção intermediária, na qual prevalece um componente misto entre ervas e arbustos, semelhante a um campo sujo, que se sustenta sobre um substrato turfoso, esponjoso e encharcado, de coloração escura, onde a camada mineral do solo encontra-se a alguns centímetros abaixo da superfície. Esta porção da vereda prevalece encharcada durante o período chuvoso e em parte do período seco. Na parte externa da vereda prevalece uma composição campestre-graminóide, onde se encontram espécies sub-arbustivas de diversas famílias que não alteram o aspecto graminóide. Em geral este é o componente menos úmido dentre os demais, quase nunca se apresenta encharcado, mesmo nas épocas chuvosas, constituindo, portanto o campo limpo da vereda (REZENDE, 2007).

3.1.2 - Florística do cerrado e das veredas

Mendonça, et al. (1998) em um estudo sobre a flora do cerrado, listou no total 6.671 taxas nativos, distribuídos em 170 famílias e 1.144 gêneros, havendo 6.429 espécies, que incluem 451 variedades ou subespécies. Destas 247 são pteridófitas, duas gimnospermas e 6.060 angiospermas. Dentro do grupo das angiospermas há 150 famílias, 1.092 gêneros e 425 variedades. Dentre elas, podem ser encontradas Eriocaulaceae como, *Syngonanthus sp* e *Syngonanthus nitens*.

No levantamento florístico realizado por Rezende (2007), em três campos úmidos do Parque Estadual do Jalapão-TO, foram encontrados 32 famílias, 63 gêneros distribuídos em 136 espécies. Prevalendo o domínio das monocotiledônias com 54% da vegetação dos campos úmidos, sendo as famílias mais importantes Poaceae, com 29 espécies, seguidas por Cyperaceae com 18 e Eriocaulaceae com 15, das quais, destaca-se a espécie *Syngonanthus nitens*, que representa 3,54% da cobertura vegetal relativa dos campos úmidos estudados.

3.2 - O Parque Estadual do Jalapão

O corredor ecológico do Jalapão, sob o ponto de vista ambiental, merece uma atenção especial por apresentar enorme potencial de biodiversidade, sendo considerada como uma das três áreas prioritárias para a conservação do cerrado brasileiro (SEPLAN, 2003). Esta área compreende 53.334,90 Km² sendo que 70% estão a leste do Estado do Tocantins, e o restante, divididos entre o sul do Maranhão, sudoeste do Piauí e noroeste da Bahia. O Parque Estadual do Jalapão (PEJ – 1.588,85 Km²) e a Estação Ecológica Serra Geral do Tocantins (7.163,06 Km²), que constituem uma área conjunta de quase 8.750 Km², são consideradas as maiores áreas contínuas de cerrado no interior de Unidades de Conservação de proteção integral (SCHMIDT, 2005).

As fisionomias vegetacionais encontradas nesta região são: vereda, campo úmido, campo limpo, campo sujo, campo de murundu, parque de cerrado, cerrado aberto, cerradão e floresta ciliar (ARRUDA & BEHR, 2002).

Essa região é dominada por fitofisionomias campestres, com extensas manchas de formações savânicas, principalmente cerrado ralo, há solos arenosos, variando apenas o relevo, a profundidade e a drenagem. Nas cabeceiras dos cursos d'água são comuns veredas

ou matas de galeria inundáveis circundados por campos limpos, úmidos, de ocorrência de *S. nitens* (capim dourado). Muitas vezes, córregos inteiros são margeados por estes tipos de vegetação (REZENDE, 2007).

Em 2002 foi realizada uma expedição botânica gerando dados sobre a vegetação do Parque Estadual do Jalapão. Os resultados deste levantamento chamam a atenção para a riqueza de espécies, arbustivas e herbáceas. Sendo que 36 espécies tiveram sua primeira citação para o bioma cerrado, e 27 espécies foram listadas em alguma categoria de ameaça. Também se catalogou espécies amazônicas em matas de galeria e áreas mais úmidas da região. Durante esta expedição foram amostradas populações de *Syngonanthus nitens* (Bong.) Ruhland - Eriocaulaceae (SCARIOT, et al. 2002).

Há mais de 60 anos a comunidade negra da Mumbuca, localizada dentro da Unidade de Conservação de proteção integral - Parque Estadual do Jalapão-TO (PEJ) confeccionam para uso próprio e vendas esporádicas, em pequena escala, cestos, chapéus e bolsas de capim dourado (*Syngonanthus nitens*), costurados com “seda” de buriti (*Mauritia flexuosa*). A partir de meados de 1990, quando a região tornou-se conhecida pelas belezas cênicas, intensificando o turismo, o artesanato confeccionado com o capim dourado passou a ser divulgado, chegando rapidamente a outros estados brasileiros e ao exterior (SCHMIDT, 2005).

A partir desse momento, a comunidade da Mumbuca passou a ser referência como produtora do artesanato de capim dourado (SANTOS, E, et al. 2007).

3.3 – O Povo Xerentes e o município de Tocantínia

Os xerentes são uma das várias etnias indígenas do Brasil Central. Localiza-se entre o Rio Tocantins e o Rio Sono (DE PAULA, 1999). Incrustada na área indígena, está à cidade de Tocantínia, que por um processo histórico de povoamento, simplesmente nasceu e cresceu dentro do território indígena (LUZ, 2005). Hoje, com uma população de pouco mais de 6.663 habitantes, em uma área de 2.602 Km², a 80 quilômetros de Palmas – TO (IBGE, 2007).

A área demarcada dos Xerentes está situada na margem direita do rio Tocantins, no município de Tocantínia-TO com 1,80 Km². Existem 51 aldeias com uma população de aproximadamente 2.756 pessoas (FUNAI, 2008).

Os Akwen-Xerente, segundo Barbosa e Schimitz (2008), pertencem ao tronco lingüístico macro Jê, família Jê. Provavelmente os Xavantes e os Xerentes formassem uma

única unidade étnica em Goiás no século XVIII, mas enquanto aqueles migraram para o Mato Grosso cruzando o Araguaia e evitando o contato, os Xerentes permaneceram juntos aos civilizados e se modificaram de maneira mais rápida. Por pertencerem ao grupo Jê, sua sociedade é patrilinear com a autoridade centrada nos mais velhos.

Os Xerentes fazem roça de toco/coivara e de vazantes, cultivando mandioca, abóbora, arroz, entre outros. Tradicionalmente são caçadores e coletores. Desde meados do século XIX, o contato entre os colonos e o povo xerente tornou-se permanente, ao ponto de assimilarem bens materiais, e necessidades exógenas que os fariam crescentemente dependente dos “cristãos”, características que os perseguem até os dias de hoje (LUZ, 2005).

Segundo Luz (2005), as profundas mudanças ocorridas ao longo dos anos por causa da convivência colonos/indígenas, transformaram os hábitos deste povo, desde a alimentação até alguns valores de grupo. A partir da década de 90, a Fundação Nacional do Índio (FUNAI) e o Governo do Estado do Tocantins, começaram a tomar medidas para ajudar a comunidade formada. Delegou aos Xerentes cargos Estaduais e Municipais, como Chefe de posto da administração pública municipal, enfermeiros e agente de saúde, bem como a concessão de empregos e cargos, tais como, professor e agente de saúde. Começou a pagar aposentadoria e a distribuir “cestas alimentares”. Essas medidas, tomadas por parte dos órgãos Federais e Estaduais, têm causado uma série de fenômenos sociais cujas conseqüências ainda não foram estudadas como deveriam.

Em contrapartida, alguns dos Xerentes têm buscado outras fontes de renda. A confecção e a venda de artesanato, apesar de muito desvalorizada pelos regionais, é uma das principais atividades desenvolvidas pelo grupo, já que a matéria-prima utilizada é acessível a toda população. O artesanato produzido é vendido em Palmas – TO e exportado para outros Estados do País (POVOS, 2008).

3. 4 - O artesanato

A arte de costurar pequenos molhos de escapos de *Syngonanthus nitens* (capim dourado) com seda de *Mauritia flexuosa* (Buriti), marca característica do artesanato de capim dourado do Jalapão, tem origem indígena (FIGUEREDO, 2007).

Schmidt (2005) relata que os escapos e até mesmo os artesanatos confeccionados por *S. nitens*, se não forem molhados, mantêm seu brilho por muitos anos, o que confere grande

durabilidade ao artesanato. Existem dizeres de artesãos moradores de São Félix do Tocantins que têm peças artesanais confeccionadas por Dona Miúda (matriarca da Mumbuca) há mais de 30 anos.

Os escapos de *S. nitens* são explorados em outras regiões do cerrado para composição de arranjos, especialmente em Minas Gerais, onde recebem o nome comum de “sedinha” (GIULIETTI, et al. 1996b), na região de São Domingos-GO e outras áreas do Estado do Tocantins (SCHMIDT, 2005), como no Município de Tocantínia, onde a espécie também é utilizada para a confecção de artesanato.

Sawyer, Scardua e Pinheiro (1999), comparando outros produtos do extrativismo vegetal do cerrado, afirma que o artesanato de capim dourado apresenta alta rentabilidade. Considerando-se as estimativas da quantidade de escapos por peças artesanais e a produção média de 50 escapos/m² nos campos úmidos, cada hectare pode render em média R\$ 5.000 a R\$ 16.000 (US\$ 2.090 a 6.670) (SCHMIDT, 2005).

3. 5 – A família Eriocaulaceae e gênero *Syngonanthus*

O primeiro gênero da família Eriocaulaceae foi descrito em 1742. Atualmente, segundo Giulietti et al. (2000), a família das Eriocaulaceae tem cerca de 1200 espécies, distribuída em 10 gêneros. Hierarquicamente essa família pertence à Poales, assim como Poaceae, Cyperaceae, Xyridaceae, Bromeliaceae e Rapateaceae segundo Chase, et al. (2000).

Os gêneros dessa família são separados quase exclusivamente com base em caracteres florais, utilizando, principalmente, o número de estames, união ou não das pétalas e o número de teças das antenas. E, para diferenciação em nível de espécies e de variedades, são utilizados atualmente os caracteres vegetativos (PARRA-LAZARI, 2000).

Segundo a mesma autora, a primeira referência às espécies atualmente pertencentes ao gênero *Syngonanthus* foi realizada por Bongard em 1831, apresentando 80 espécies, destas, apenas 12 pertencem atualmente ao gênero *Syngonanthus*.

As subdivisões do gênero *Syngonanthus* foram realizadas por vários autores e descritas por Parra-Lazari (2000), citando: Kunth (1841), Koernicke (1863) que combinou o gênero *Paepalanthus* a muitas espécies de *Eriocaulon*, inclusive as pertencentes ao gênero *Syngonanthus*; Ruhland (1900, 1903), descreveu o gênero *Syngonanthus* a partir de cinco subgêneros de *Paepalanthus*; Em 1903, Ruhland fez uma revisão mundial das Eriocaulaceae,

das 535 espécies, 76 eram pertencentes ao gênero *Syngonanthus* das quais 23 eram novas para a ciência. Esse autor incluiu *Syngonanthus* na subfamília Paepalanthoideae descrita anteriormente por ele. Além de propor uma chave de identificação das espécies e das seções, esta última é utilizada até os dias atuais; Silveira (1928) descreveu e detalhou 71 espécies de *Syngonanthus*, das quais 65 eram novas para a ciência; nos últimos 50 anos Moldenke H., publicou vários trabalhos sobre Eriocaulaceae, sendo cinco novas espécies e 12 novas variedades; Giuliatti, et al. (1996a) descreveu mais quatro novas espécies de *Syngonanthus*.

Atualmente, o gênero *Syngonanthus* apresenta-se com cerca de 200 espécies (GIULIETTI, et al. 1996a).

O extrativismo predatório de sempre-vivas, como *Syngonanthus* sect. *Elepis* e *Syngonanthus elegans*, nas regiões de Chapada dos Veadeiros-GO; Distrito Federal, Diamantina-MG, culminou em uma lista de espécies ameaçadas de extinção de Minas Gerais (GIULIETTI, et al. 1996b). Giuliatti, Parra e Sano incluíram várias espécies de sempre vivas na categoria das “criticamente em perigo” (PARRA-LAZARI, 2000).

3.5.1 - Histórico da pesquisa com *Syngonanthus nitens* (capim dourado)

Um dos primeiros relatos sobre pesquisas a cerca dessa espécie, foi realizado por Ricci et al. (1996), buscando um perfil químico para identificação taxonômica de 22 espécies de *Syngonanthus*, dentre elas a *nitens*.

O crescimento rápido da exploração de *S. nitens*, diante da demanda por artesanatos provocou, na comunidade da Mumbuca no ano 2000, o desejo de uma pesquisa sobre a sustentabilidade da atividade de extração para confecção das peças artesanais, resultando em um pedido de pesquisa ao Instituto Brasileiro de Meio Ambiente e Recursos Naturais Renováveis (IBAMA) (SCHMIDT, 2005; FIGUEIREDO, SCHMID e SAMPAIO, 2006).

No Jalapão, essa planta é abundante em toda a área (Fig. 4), ela entra em floração uma vez por ano. Para entender o efeito antrópico sobre a exploração desta espécie, os especialistas analisaram a germinação (SCHMIDT, 2005) e o efeito do fogo em populações dessa espécie (FIGUEREDO, 2007); fizeram um monitoramento por sensoriamento remoto das áreas de veredas (DALDEGAN, 2007); além de um levantamento Florístico e Fitossociológico de três campos úmidos (REZENDE, 2007). As conclusões desses trabalhos foram os conhecimentos da biologia do vegetal, como: cada flor no mês de setembro pode

apresentar cerca de 60 sementes com um alto índice de germinação; As queimadas são benéficas à espécie, favorecendo o seu desenvolvimento e floração; no levantamento por sensoriamento remoto dos campos úmido do PEJ e da APA do Jalapão, encontrou-se uma somatória de aproximadamente 23.200 ha de áreas de campos úmidos, mas não se sabe ao certo se há capim em todas elas, o autor salienta que elas apresentam potencial para propagação da espécie; Segundo Schmidt, é raro encontrar veredas que não haja *S. nitens* no Jalapão.



Figura 4 - Coleta de *S. nitens* em campos úmidos do Jalapão. Fonte: Figueredo, 2007.

Os primeiros resultados desses estudos mostram que a colheita de *S. nitens* não mata a planta e também não atrapalha a dispersão das sementes, se tomadas alguns cuidados como não coletar o vegetal antes de atingir a maturação, e deixar as inflorescências no campo. É importante ressaltar que o interesse comercial está no escapo, dessa forma as coletas não causam alteração significativa, na população (SCHMIDT, 2005).

Diante da grande pressão ocorrida, com o elevado volume de escapos coletados de forma irregular, o Instituto da Natureza do Tocantins (NATURATINS), instituiu a portaria N° 362 de 25 de maio de 2007, que regulam a coleta e manejo de *S. nitens* para todo o Estado do Tocantins, este só pode ser coletado a partir do dia 20 de setembro por artesãos credenciados nas associações.

3.6 - Caracterização morfológica da espécie

Características morfo-anatômicas das plantas são frequentemente influenciadas pelos fatores ambientais associados com, o clima, a luz, a pluviosidade, o solo e a altitude. Tais fatores variam no espaço e no tempo e podem ser limitantes para o estabelecimento e crescimento da vegetação (GIVNISH, 1984).

As Eriocaulaceae são plantas que podem apresentar poucos centímetros de altura, até porte bem elevados, sendo perenes e raramente anuais (TOMLINSON, 1969). Os escapos de *S. nitens*, podem variar de tamanho, a depender do desenvolvimento do vegetal, formando dois morfotipos, mas taxonomicamente, não há diferença entre ambos, pertencendo à mesma espécie (Fig. 5) (SCHMIDT, 2005).



Figura 5 - Detalhe das características morfológicas do vegetal em desenvolvimento. Fonte: Autora /Abr./ 2008. De baixo para cima: roseta foliar e escapos florais com inflorescência em desenvolvimento.

Syngonanthus nitens, apresenta ainda grande variação morfológica em sua área de ocorrência, tendo sido descritas diversas variedades, não bem delimitadas, dificultando sua identificação. Possui roseta basal de folhas pouco pilosas, lineares a oblongas, com 1 a 4 cm de comprimento e 0,1 a 0,2 cm de largura, de onde partem de 1 a 10 escapos terminais dourados e glabos. As inflorescências têm forma de capítulos e apresentam brácteas involucrais creme brilhantes que, junto com os escapos dourados caracterizam a espécie (GIULIETTI, et al. 1996a).

3.7 - A histoquímica

A planta desenvolve vários artifícios contra herbivoria, que incluem não somente mudanças morfológicas, tais como espessamento cuticular ou de parede, mas também mudanças químicas que ocorrem nas células em maturação envolvendo o metabolismo secundário das plantas (ISAIAS, et al. 2000).

São inúmeras as metodologias para identificação de compostos químicos. Dentre estas, a qualificação de compostos de interesse nos tecido vegetais podendo ser usados métodos histoquímicos, empregando os controles adequados (JENSEN, W. 1962). Diante da grande variedade de metabólitos nas células, é necessário utilizar reagentes específicos nos testes histoquímicos (KRAUS e ARDUIN, 1997) e sempre analisar de forma criteriosa as reações e os precipitados formados, bem como a cor indicada (JENSEN, W. 1962).

A presença, a ausência e as concentrações dos metabólitos primários e secundários variaram dependendo da parte vegetal e tecido investigado. A localização geográfica de coleta do vegetal também influencia nesse resultado (FERNANDES, 2007).

Outros fatores como a planta matriz, tipo de solo, adubação, disponibilidade de água, época de colheita, tempo de armazenamento, dentre outros, podem influenciar a composição química dos órgãos vegetais (OLIVEIRA, GHIRALDINI e SACRAMENTO, 1992; SCARTEZZINI e SPERONI, 2000).

3. 8 – Metabolismo, biossíntese e fisiologia vegetal.

Através da fotossíntese as plantas verdes utilizam à energia solar para produção de compostos orgânicos primários (JENSEN, R. 1985). Todos os seres vivos possuem caminhos metabólicos análogos de produção desses compostos essenciais à sobrevivência, tais como, açúcares, aminoácidos, ácidos graxos, nucleotídeos e seus polímeros - polissacarídeos, proteínas, lipídeos, RNA, DNA entre tantos outros (LOBO, 1976).

A planta, para satisfazer suas necessidades nutricionais e de sobrevivência, produz substâncias com funções bem definidas e vitais, como lipídios, protídeos, glicídeos, que constituem o metabolismo primário, e tendo uma função direta no crescimento e desenvolvimento da planta (POSER e MENTZ, 2007; SANTOS, R. 2007). Já os metabólitos secundários são produzidos em resposta a relação planta-ambiente. São usados pela planta

principalmente como auto-proteção contra ataques microbianos, herbivoria e radiação UV ou na interação benéfica com outros organismos, como polinização de flores. Desta forma, os vegetais garantem vantagens na sobrevivência e perpetuação da espécie em seu ecossistema (ENDT; KIJNE e MEMELINK, 2002; POSER e MENTZ, 2007).

De acordo com Harborne (1993), no decorrer da evolução das angiospermas, há cerca de 140 milhões de anos, as plantas, como estratégia de sobrevivência, desenvolveram mecanismos de defesa, entre elas a química. Então, o aparecimento dos metabólitos biologicamente ativos, é determinado por necessidades ecológicas e possibilidades biossintéticas, sendo que a co-evolução de plantas, insetos e microrganismos conduzem à síntese de metabólitos secundários com funções de defesa ou atração principalmente (SANTOS, R. 2007).

No geral, os metabólitos secundários apresentam-se em pequena proporção na planta, com menos de 1% do carbono total e são acumulados em células ou órgãos específicos (BOURGAUD, et al. 2001). Mas as rotas bioquímicas e o metabolismo correspondente são específicos e únicos, caracterizando-se como elementos de diferenciação e especialização da espécie (WINK, 1990). Como consequência, esses compostos podem ser utilizados em estudos de quimiosistemática (METCALFE e CHALK, 1983).

As rotas metabólicas são interconectadas de forma que os metabólitos primários fornecem moléculas que são utilizadas como precursores nas principais rotas de síntese dos metabólitos secundários (Fig. 6) (MANN, 1987).

De acordo com Taiz e Zeiger (2004), os metabólitos secundários podem ser divididos em três grupos principais: compostos fenólicos, compostos nitrogenados e terpenóides. As substâncias fenólicas são substâncias aromáticas formadas via rota do ácido chiquímico ou ácido mevalônico. As substâncias nitrogenadas, dentre eles os alcalóides, que são derivados de aminoácidos aromáticos, triptofano e tirosina, os quais são derivados do ácido chiquímico, e também de aminoácidos alifáticos, ornitina e lisina. E por fim, os terpenóides são sintetizados a partir do Acetil Coenzima A (Acetil-CoA), via rota do ácido mevalônico (no citoplasma) ou do piruvato e 3-fosfoglicerato (no cloroplasto).

Conforme relatos de Fahn (1998), dentre os materiais apolares das plantas estão os terpenos, lipídios e ceras, entre outros, sendo que resinas e óleos essenciais também possuem grande variedade de terpenos. E nos compostos polares podemos encontrar vários outros metabólitos secundários como cristais, compostos fenólicos (lignina, tanino), flavonóides, alcalóides entre tantos outros.

BIOSSÍNTESE DO METABOLISMO SECUNDÁRIO

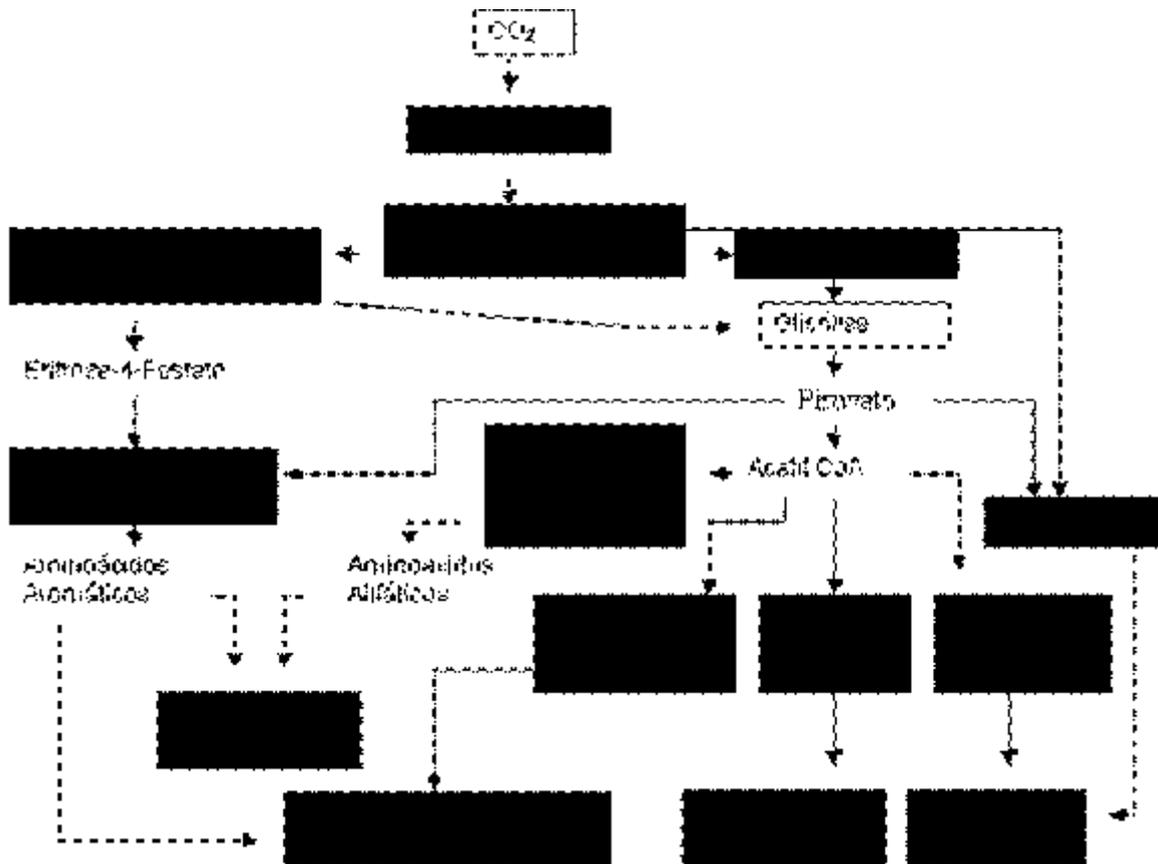


Figura 06 - Esquema das rotas de biossíntese do metabolismo secundário e suas interações. Os compostos do metabolismo secundários (em azul) Fonte: Autora com dados de (Taiz e Zeiger, 2004).

3.8.1 – As substâncias fenólicas

As substâncias fenólicas são produtos do metabolismo secundário vegetal, podendo apresentar estruturas que variam de simples à complexas. Possuem pelo menos um anel aromático, no qual ao menos, um hidrogênio é substituído por um agrupamento hidroxila (BRUNETON, 2001). A maioria destes compostos não é encontrado na natureza na forma livre, mas sob a forma de ésteres ou de heterosídeos sendo, portanto, solúveis em água e em solventes orgânicos polares (CARVALHO; GOSMANN e SCHENKEL, 2007).

Os compostos fenólicos de modo geral, apresentam-se nos vegetais atribuindo-lhes sabor, odor e coloração (WATERMAN e MOLE, 1994). Nessa classe de compostos estão as ligninas e os taninos, polímeros com importantes funções dos vegetais. Ainda, estruturas fenólicas são encontradas fazendo parte de proteínas, flavonóides, alcalóides e terpenóides (CARVALHO; GOSMANN e SCHENKEL, 2007).

O ácido chiquímico é formado pela condensação de dois metabólitos da glicose, ou seja, o fosfoenolpiruvato e a eritrose-4-fostato (Fig. 07). Seguindo da formação do ácido corísmico através da junção do ácido chiquímico e uma molécula de fosfoenolpiruvato. O ácido corísmico por sua vez gera os aminoácidos aromáticos (triptofano, fenilalanina e tirosina) os quais são precursores de vários alcalóides. Contudo, um dos primeiros grupos de compostos fenólicos formados a partir do ácido corísmico são os fenilpropanóides, os quais são precursores da lignina, já que esta nada mais é do que um polímero de fenilpropanos, altamente ramificado (WATERMAN, 1993).

BIOSSÍNTESE DE SUBSTÂNCIAS FENÓLICAS

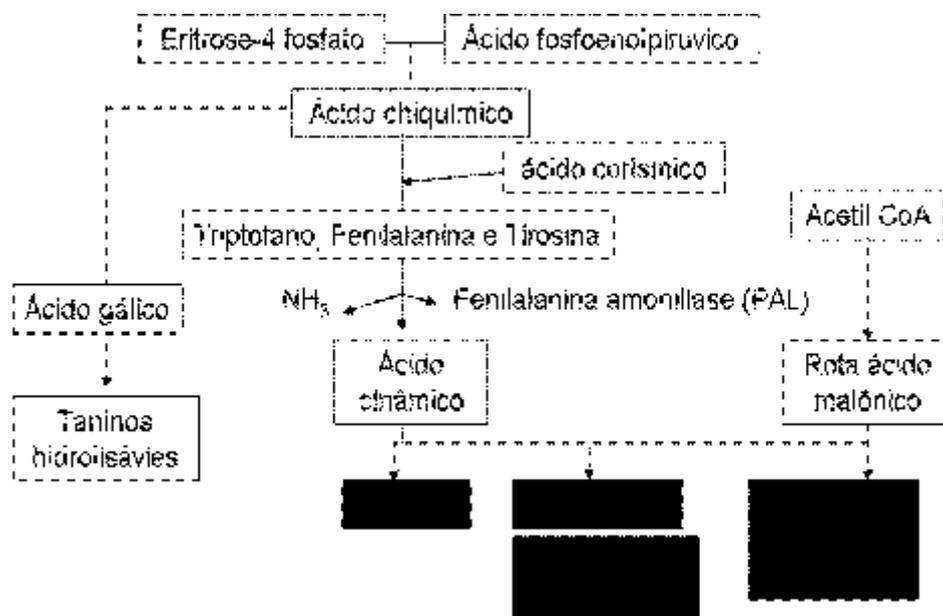
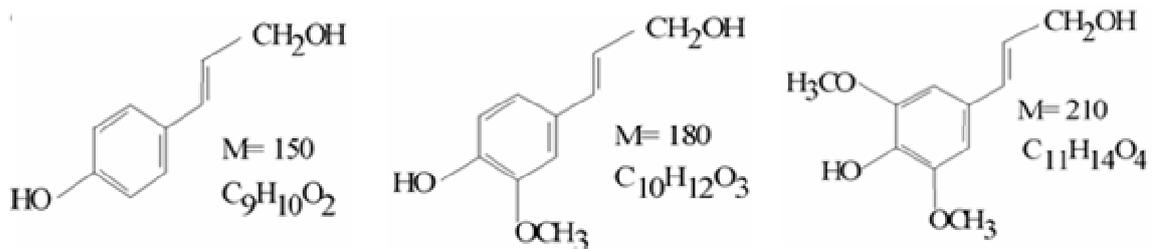


Figura 07 - Esquema da biossíntese dos compostos fenólicos. Na rota do ácido chiquímico há a conversão dos precursores de carboidratos. Fonte: adaptado de Bruneton (2001).

Os compostos fenólicos em geral são ácidos, facilmente oxidáveis, muito reativos e apresenta intensa absorção de raios UV (BRUNETON, 2001). Sua importância ecológica é ressaltada pela ação na defesa da planta, como a hidroquinona, o ácido elágico e ésteres do ácido gálico. Os compostos fenólicos também atuam na inter-relação entre animais e vegetais, com atividades como inibição da germinação de sementes, crescimento de fungos e de plantas no geral (Alelopatia). Além de atrair polinizadores para a dispersão de sementes. (BRUNETON, 2001; SIMÕES, et al. 2007).

As ligninas, são substâncias de complexas estruturas, macromoléculas tridimensionais de origem fenilpropanóidica (coniferel, cumaril e sinapil, álcoois) (Fig. 08), constituídas de

unidades básicas de p-hidroxifenil-propano, guaiacilpropano e siringilpropano, encontradas na maioria das plantas superiores em concentração mais alta na lamela média do que nas subcamadas da parede secundária dos traqueóides, vasos, fibras, entre outros (TAIZ E ZEIGER, 2004).



Álcool p-cumarílico

Álcool coniferílico

Álcool sinapílico

Figura 08 - Esquema dos álcoois precursores da lignina. Fonte: Abreu e Oertel (1999).

Esses álcoois formam um polímero pela ação de enzimas que geram radicais livres intermediários. As proporções das três unidades monoméricas na lignina variam entre espécies, órgãos vegetais, até mesmo em uma única camada da parede celular. Elas são exclusivamente formadas dentro da parede celular. Além disso, diferentes teores de lignina e diferentes formulações constitucionais baseados em unidades de p-hidroxifenilpropano, guaiacilpropano e siringilpropano foram observados em diferentes táxons de espécies arbóreas (ALBUQUERQUE, ABREU e ANDRADE, 1995).

Os taninos condensados (Fig. 09) são compostos fenólicos solúveis em água. Esses compostos são responsáveis pela adstringência de muitos frutos. Atuam na defesa contra pragas, pois eles se ligam a proteínas digestivas dos insetos. Esses compostos também são denominados protoantocianidinas devido ao fato de produzirem pigmentos avermelhados (antocianidinas), após degradação (TAIZ e ZIGER, 2004).

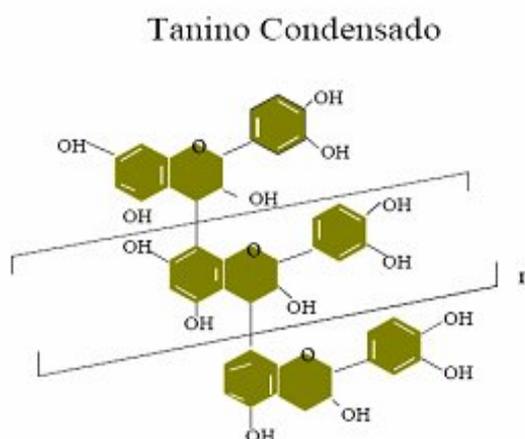


Figura 09 - Esquema da estrutura geral de um tanino condensado. Fonte: TAIZ e ZEIGER, 2004.

Os flavonóides são uma das classes de compostos fenólicos mais estudados. Atualmente são conhecidos 4.200 flavonóides diferentes. No entanto a maioria dos representantes dessa classe possui 15 átomos de carbono em seu núcleo fundamental, constituído de duas fenilas ligadas por uma cadeia de três carbonos entre elas (ZUANAZZI e MONTANHA, 2007).

Para que haja biossíntese de flavonóides, além da ação da enzima, PAL (phenylalanine ammonia-lyase), é necessária a atuação de uma outra importante enzima, trata-se da chalcona sintase (CHS). Algumas espécies vegetais sofreram uma mutação nessa enzima, o que deu origem a acumulação de estilbenos, uma classe de compostos relacionados aos flavonóides (WATERMAN e MOLE, 1994; BRUNETON, 2001).

A enzima CHS é necessária para que haja formação de importantes flavonóides como as antocianinas, os flavonóis, os taninos condensados e os isoflavonóides. Os flavonóis são os próprios precursores de antocianinas e dos taninos condensados. Um conhecido exemplo de flavonól é a quercetina. Os isoflavonóides são também conhecidos como fitoalexinas, ou seja, uma classe de compostos com ação antipatógenos (WATERMAN e MOLE, 1994).

Os flavonóides podem ser utilizados como marcadores taxonômicos, devido a sua abundância em todo o reino vegetal; sua especificidade; facilidade de identificação; estabilidade relativa; e pouca interferência do meio ambiente em seu acúmulo no vegetal (HARBORNE, 1996).

Devido ao grande número de flavonóides existentes estes foram agrupados em classes de acordo com suas características químicas e biossintéticas, com base na oxidação do anel intermediário. Eles estão divididos em Flavonas, Flavonóis e *O*-Heterosídeos, Antocianos,

Chalconas, Auronas, di-Hidroflavonóides, Flavanas, Leucoantocianidinas, Proantocianidinas, Isoflavonóides; Neoflavonóides e Biflavonóides (Fig. 10) (LOBO, 1976; ZUANAZZI e MONTANHA, 2007).

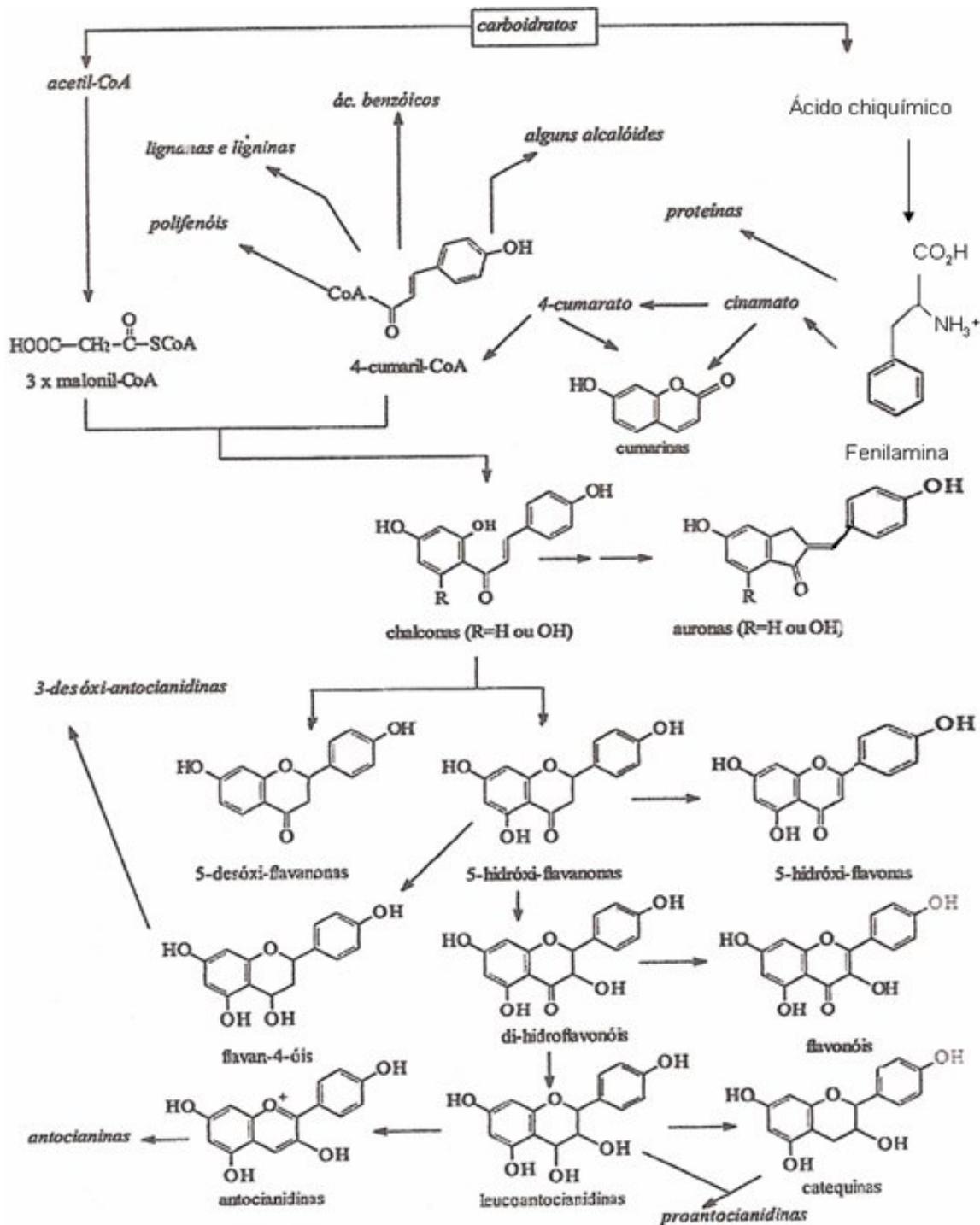


Figura 10 – Esquema simplificado da biossíntese de flavonóides. Fonte: ZUANAZZI e MONTANHA (2007)

3.8.2 – Substâncias nitrogenadas “Alcalóides”

Os alcalóides constituem a classe de metabólitos secundário extremamente diversificado em suas estruturas, e que representam o maior grupo de produtos naturais que exibem considerável bioatividade (WATERMAN e MOLE, 1994). Segundo Pelletier (1983), “*um alcalóide é um composto orgânico cíclico contendo um nitrogênio em seu estado de oxidação negativo, que é de distribuição limitada entre os seres vivos*”, isto é, são compostos orgânicos cíclicos que possuem pelo menos um átomo de nitrogênio no seu anel. Na sua grande maioria os alcalóides possuem caráter alcalino, já que a presença do átomo de nitrogênio apresenta um par de elétrons não compartilhados. Contudo, existem alcalóides de caráter ácido, como por exemplo, a colchicina (HENRIQUES, et al. 2007).

Os nomes dos alcalóides muitas vezes são derivados das espécies onde foram isolados pela primeira vez. Um exemplo é a nicotina presente no fumo (*Nicotiana tabacum*). Não estão bem esclarecidas suas funções na planta, mas acredita-se que os alcalóides atuam como reserva para síntese de proteínas; proteção contra insetos e outros animais herbívoros; estimulantes ou reguladores de crescimento, do metabolismo interno ou da reprodução. No corpo humano atuam no sistema nervoso central como: calmante, sedativo, estimulante, anestésico e analgésico (HENRIQUES, et al. 2007).

Há compostos primários, contendo o átomo de nitrogênio em sua estrutura, como é o caso dos aminoácidos e purinas entre tantos outros. Estes metabólitos são comuns a todos os seres vivos, enquanto que os alcalóides são restritos à sua grande maioria a vegetais superiores (LOBO, 1976). Eles são sintetizados no retículo endoplasmático, concentrando-se, em seguida, nos vacúolos e, dessa forma, não aparecem em células jovens (PEREIRA, 2006).

Quase a totalidade dos alcalóides é derivada de aminoácidos, como, a ornitina, a lisina, o triptofano, a tirosina. Enquanto a ornitina é precursora dos alcalóides pirrolidínicos e tropânicos, a lisina dá origem aos alcalóides piperidínicos. O triptofano e a tirosina são formados na via do ácido chiquímico e dão origem aos alcalóides indólicos e isoquinolínicos, respectivamente (BRUNETON, 2001). Dessa forma torna-se difícil definir suas rotas metabólicas, uma vez que estas reações sofrem influência de outros precursores, como terpenos ou esteróides (HENRIQUES, et al. 2007).

Alguns alcalóides não são derivados de aminoácidos e sim de uma base nitrogenada. Esse é o caso da cafeína (1,3,7 trimetilxantina), uma xantina produzida a partir de uma purina (BRUNETON, 2001).

3.8.3 – Os terpenóides

Os terpenóides representam a segunda classe com maior número de compostos ativos, onde são encontrados os óleos essenciais entre outras substâncias. E no final dessa rota metabólica, normalmente se produz componentes minoritários, de significativa importância para o vegetal (WATERMAN, 1993).

Origina-se da acetil coenzima A, que por meio de uma condensação aldólica forma as unidades C₅, então através da hidrólise, obtém-se a 3- Hidróxi-3-metilglutaril-CoA, que se reduz, originando o Mevalonato, este por sua vez é o precursor dos monoterpenos, diterpenos, triterpenos, tetraterpenos e sesquiterenos conforme figura 11 (BRUNETON, 2001).

A composição química do óleo essencial tem sido usada na taxonomia e filogenia de algumas espécies (GOTTLIEB e SALATINO, 1987). De forma geral são constituídos por terpenos e são sintetizadas nas folhas, sendo armazenados em espaços extracelulares, entre a cutícula e a parede celular, estas são constituídas basicamente destes. Normalmente são compostos voláteis, lipofílicos, apresentando-se quase sempre nas formas líquidas e aromatzadas (SIMÕES e SPITZER, 2007).

Os óleos essenciais nas plantas, no geral, tem funções ecológicas, em especial como inibidores da germinação, na atração de polinizadores (principalmente os noturnos), na proteção contra predadores (repelir insetos, pragas) e na proteção contra a perda de água e aumento da temperatura, entre outras (HARBORNE, 1993).

Os compostos terpênicos, dentre eles os monoterpenos, compõem uma subclasse de essências empregadas na indústria alimentícia, farmacêutica e cosmética, tais como, citral, cânfora, carvacrol, entre outras (SIMÕES e SPITZER, 2007). Os sesquiterpeno, diterpenos, triterpenos, são encontrado em lactonas, taxol, saponinas, respectivamente. Os terpenóides também são precursores de quatro classes hormonais importantes para os vegetais: as citocininas, o ácido abscísico, as giberelinas, e os brassinoesteróides (LOPES, 1997).

que a fotossíntese ocorra. Além disso, esses compostos são importantes antioxidantes e dissipadores de radicais livres gerados pela fotossíntese (BRUNETON, 2001).

Em cada um desses grupos terpenicos há vários subgrupos, e estes se classificam em inúmeras substâncias, caracterizadas por cerca de 200 tipos diferentes de esqueletos. O número de compostos terpênicos conhecidos ultrapassa a 8.000. A existência diversificada das funções dos terpenos, em parte é determinada pelas relações com o meio, sugerindo uma ampla variação de acordo com o ambiente (SIMÕES e SPITZER, 2007).

3.9 - Metabólitos secundários encontrados na Espécie *Syngonanthus nitens*

O único estudo químico até o momento sobre a espécie *Syngonanthus nitens* (capim dourado) foi realizado por Ricci (1993) e Ricci et al. (1996), em seus estudos visando um perfil quimiotaxonômico para o gênero, identificou nos extratos etanólicos dos escapos florais a presença de mono ou di-7-O-glucosidioluteolina e di ou tri-6-hidroxi-7-O-glucosidioluteolina.

4 – METODOLOGIA

Este trabalho foi realizado sob autorização de pesquisa em Unidades de Conservação Estaduais – número da autorização: 07/2008, processo nº 1653-2008 do Instituto Natureza do Tocantins (Naturatins), conforme cópia em anexo.

4.1 – Caracterização da área de estudo

As coletas do vegetal para análises anatômicas e hitoquímicas foram realizadas no mês de julho e agosto de 2008, nas comunidades do Jalapão - Comunidade Mumbuca - (S - 10° 18' 00.15" e O - 46° 32' 16.32") e Tocantínia (S - 9° 33' 28.29" e O - 48° 22' 29.85") respectivamente (fig. 12).



Figura 12 – Mapa da localização das áreas de uso legal restrito e potenciais para conservação Ambiental
Fonte: Adaptado pela autora adaptada pela autora com fonte de Seplan, 2002. Em destaque Parque Estadual do Jalapão – Comunidade Mumbuca e Tocantínia.

No Jalapão a temperatura média do ar varia entre 27° C e 28° C e índice de pluviosidade varia entre 1500 a 1600 mm e os solos na sua grande parte são neossolos quartzarênicos e pouquíssimas áreas de latossolos e solos litólicos. O município de Tocantínia está mais ao centro do Estado do Tocantins, a temperatura média anual varia entre 28° C e 29°

C, pluviosidade entre 1600 a 1700 mm por ano e os solos em sua grande parte se apresentam variando entre latossolos e solos concrecionários e poucas áreas de neossolos quartzarênicos (Seplan, 2002), conforme figura 13.

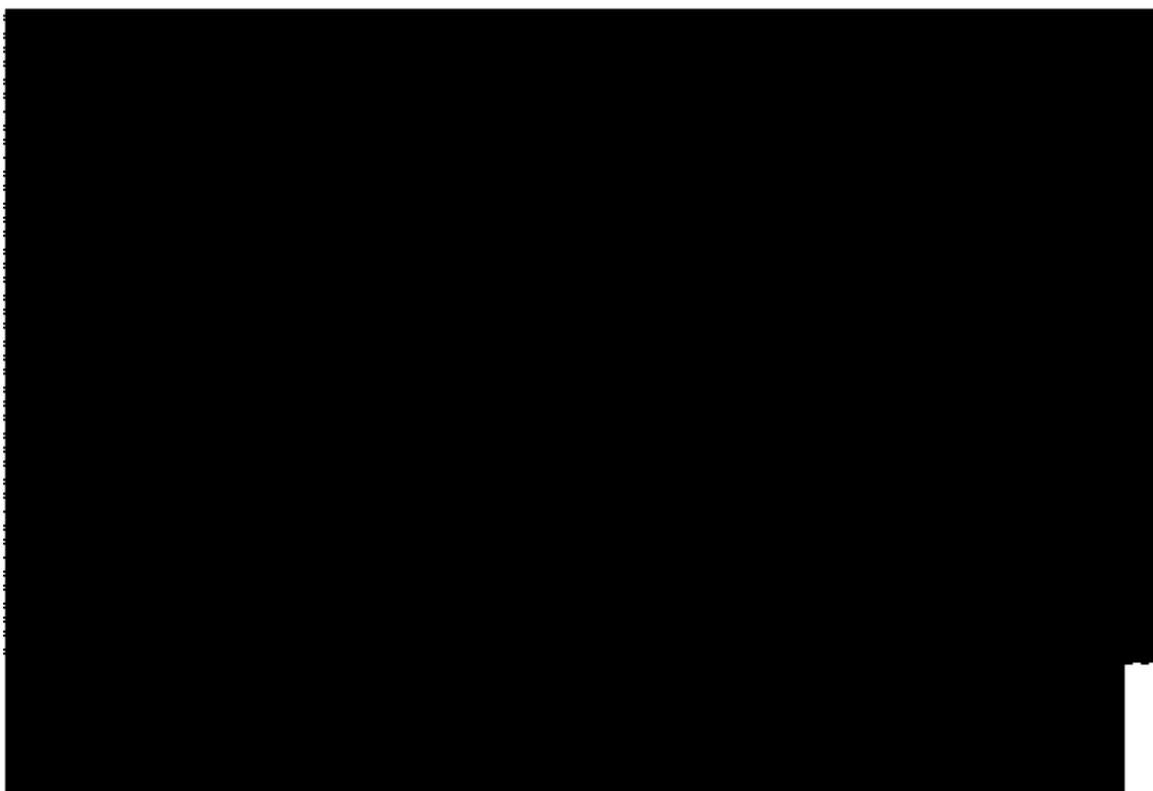


Figura 13 – Mapa com detalhe do Estado do Tocantins evidenciando os tipos de solo das microrregiões do Jalapão e Tocantínia. Fonte: adaptada pela autora com fonte de Seplan, 2002.

4. 2 – Coleta do material vegetal

Os indivíduos de *Syngonanthus nitens* (Bong.) Ruhland - Eriocaulaceae utilizados neste estudo foram provenientes do Parque Estadual do Jalapão e do município de Tocantínia – TO, das veredas descritas nas tabelas 1 e 2 e detalhadas nas figuras 14 à 18.

Foram coletados indivíduos inteiros (raiz, rizoma, roseta foliar e escapo floral) que foram herborizados e incluídos no herbário HTO da Universidade Federal do Tocantins em Porto Nacional. Outros indivíduos foram mantidos no solo original, guardados sob refrigeração ou armazenados em etanol 70% para os estudos anatômicos e histoquímicos.

Tabela 1 – Localização geográfica das veredas dos campos úmidos do Parque Estadual do Jalapão (PEJ) – TO

Veredas dos campos úmidos do Parque Estadual do Jalapão (PEJ)			
Vereda	Elevação	Latitude (S)	Longitude (O)
Brejo Jovita	380m	10° 22' 00.8"	46° 32' 49.3"
Extrema	433m	10° 21' 15.8"	46° 36' 56.4"
Brejo do Gavião	412m	10° 20' 8.8"	46° 34' 19.6"
Formiga	417m	10° 22' 20.16"	46° 30' 48.87"
Sussuapara	420m	10° 17' 57.04"	46° 32' 16.12"

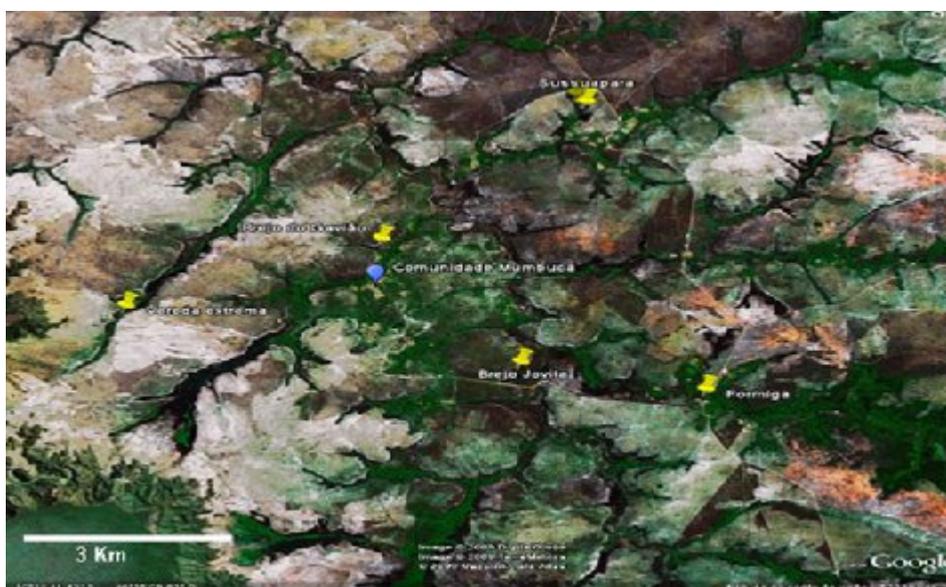


Figura 14 - Mapa das coordenadas geográficas dos locais de coleta no PEJ. Detalhe em azul - Comunidade Mumbuca; Amarelo - veredas coletadas (Brejo Jovita, Vereda Extrema, Brejo do Gavião, Formiga, Sussuapara)
Fonte: Elaborada pela autora através do <http://earth.google.com>.



Figura 15: Detalhe de queimadas controladas nos campos úmidos de ocorrência de *S. nitens* na vereda extrema do Jalapão. No fundo serrado *strito senso* verde. Foto: autora. Jul/ 2008.

Figura 16: Detalhe dos campos úmidos de ocorrência de *S. nitens* na vereda brejo Jovita do Jalapão. No fundo buritizal e cerrado *strito senso*. Foto: autora. Abr/2008.

Tabela 2 – Localização das veredas dos campos úmidos do município de Tocantínia – TO.

Veredas dos campos úmidos do Município de Tocantínia			
Vereda	Elevação	Latitude (S)	Longitude (O)
Boa Fé	188m	09° 37' 31,3"	48° 23' 06,2"
Córrego maracujá;	264m	09° 35' 27,6"	48° 17' 42,1"
Piabanha 1	245m	09° 34' 59,2"	48° 15' 59,4"
Piabanha 2	263m	09° 35' 48,7"	48° 18' 19,4"
Brejinho	212m	09° 38' 46,6"	47° 55' 09,9"

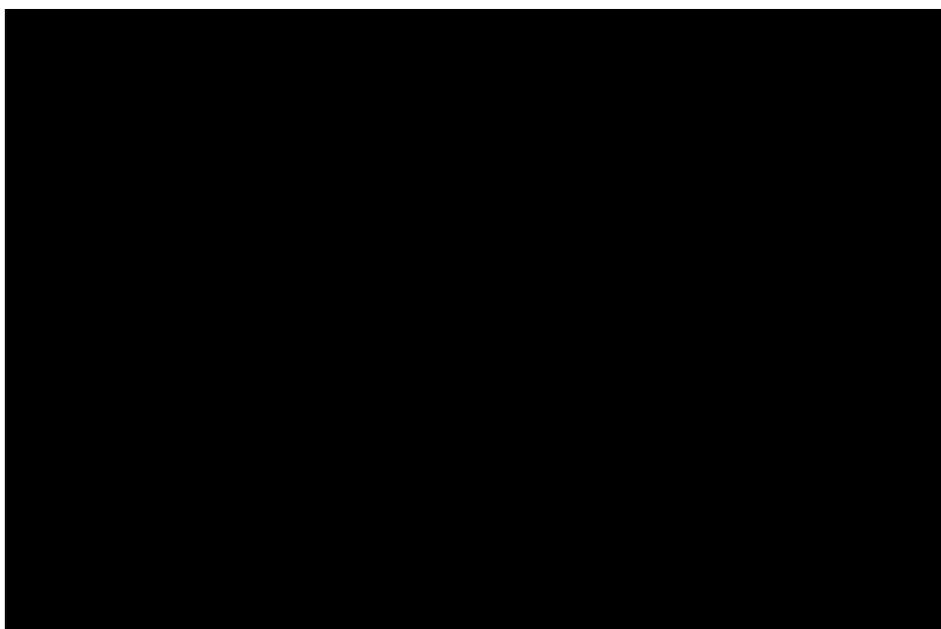


Figura 17 - Mapa das coordenadas geográficas dos locais de coleta em Tocantínia. Azul – Cidade de Tocantínia; Amarelo - veredas coletadas no município (Boa Fé; Córrego maracujá; Piabanha 1; Piabanha 2; Brejinho) Fonte: Elaborada pela autora através do <http://earth.google.com>.



Figura 18: Detalhe dos campos úmidos de ocorrência de *S. nitens* de Tocantínia. No fundo serrado *strito senso* denso. Foto: autora. Mai/ 2008.

A diferença entre a média das coordenadas geográficas dos pontos das duas micro-áreas, Parque Estadual do Jalapão e município de Tocantínia é de 1° 15' 23" Latitude e 2° 7' 12" Longitude, diferença média de altitude é de 178 m a mais para o Parque estadual do Jalapão.

4.3 - Processamento do material e delineamento experimental

4.3.1 - Processamento do material para estudos anatômicos e histoquímicos

Os estudos anatômicos e histoquímicos foram realizados no Laboratório de Microscopia da Universidade Federal do Tocantins (UFT), Campus de Porto Nacional.

Neste trabalho realizaram-se os estudos anatômicos com os indivíduos de Tocantínia, e para comparação com os indivíduos do Jalapão, utilizou-se o trabalho de Lavor (2009).

Para as descrições anatômicas e histoquímicas foram feitos cortes à mão livre no material ainda fresco utilizando-se lâminas de barbear. Foram seccionadas a região mediana dos escapos, folhas, rizoma e raiz (Fig. 19). O material foi analisado, fotografado e descrito em lâminas provisórias utilizando-se microscópio óptico binocular Bioval e fotografados utilizando câmera digital Sanssung Techwin, modelo L-100, 8.2 mega pixels, acoplada a ocular do microscópio.

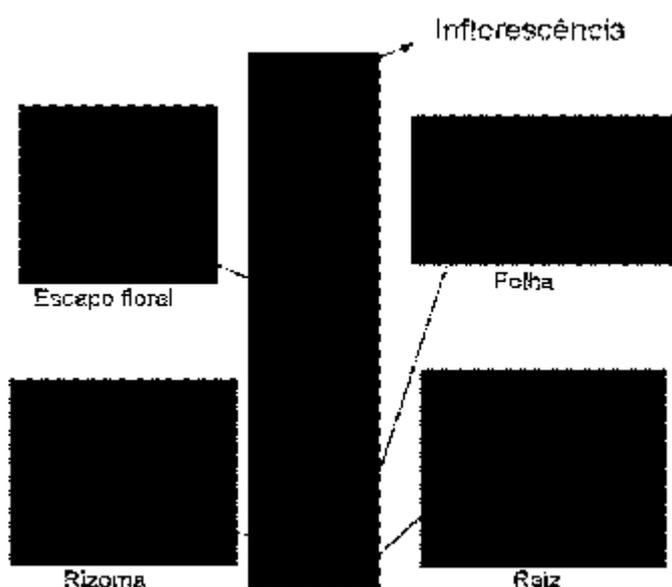


Figura 19 – Detalhe da localização dos órgãos vegetativos e do cortes anatômicos efetuados na região mediana do escapo floral, folha, rizoma e raiz. Fonte: Autora.

Os cinco indivíduos inteiros utilizados para os estudos histoquímico, foram coletados, procurando utilizar o menor tempo possível antes da realização das reações histoquímicas nas duas comunidades, exceto para os cortes histológicos que evidenciaram a presença de flavonóides, estes foram realizados *in loco*, e transportados ao laboratório para leitura imediata.

Foi realizado posteriormente testes para identificação de flavonóides utilizando material vegetal coletado previamente de acordo com a metodologia de identificação dos outros metabólitos deste estudo.

4.3.2 - Delineamento experimental para estudos histoquímicos

Os cortes histológicos foram realizados em um mesmo exemplar e submetidos em cada reagente. Foram feitas até três repetições conforme a necessidade de confirmação dos resultados. Para avaliação da eficácia de transformação, foram realizados aproximadamente, reações com 10 cortes em cada lâmina. A eficiência de transformação foi determinada pela intensidade de coloração das reações comparadas com os cortes controle.

As reações histoquímicas empregadas na identificação de metabólitos primários e secundários foram realizadas conforme descrito em literatura por Johansen (1940), Sass (1951), Feucht; Schmid e Christ, (1986) e Mace et al, (1974).

Para detecção de amido e lipídios utilizaram-se as soluções de Lugol e Sudan III. E as soluções de Cloreto férrico, Floroglucinol em meio ácido, DMACA, Dragendorff, DNP, foram utilizadas para detecção de substâncias fenólicas, ligninas, flavonóides, alcalóides e terpenos, respectivamente.

4.3.2.1 – Preparo e utilização dos reagentes Histoquímicos

Os preparos dos reagentes histoquímicos foram feitos por meio de reagentes puros para análise, disponíveis no mercado nacional.

1. Solução de LUGOL (Johansen, 1940): Em um balão volumétrico de 100mL adicionou-se e dissolveu-se 1,5g de iodeto de potássio em água destilada, acrescentou-se a essa solução 0,3g de iodo e completou com água destilada até o volume final de 100mL. Após a solubilização, a solução ficou em repouso por algumas horas e guardado em frasco âmbar.

Utilizando uma pipeta adicionou-se a solução de lugol, sob o corte na lâmina histológica, e cobriu-a com uma lamínula, quando necessário acrescentou-se água nas bordas da lâmina. A reação positiva para amido no tecido vegetal se expressou através da mudança de coloração para azul escuro ou preto.

2. Solução de SUDAN III (Sass, 1951): Em um balão volumétrico de 100mL preparou-se uma solução de sudan III na concentração de 5g/L em etanol 80%. A solubilização das 0,5g de sudan foi realizada em etanol aquecido a temperatura de 60° C. Após esfriar foi filtrado em lã de vidro e guardado em frasco âmbar.

Utilizando placas petri de 5 cm de diâmetro, os cortes histológicos ficaram submersos na solução sudan III, por aproximadamente 20-30 minutos, quando lavados com etanol 80%. As substâncias lipídicas foram visualizadas através da mudança de coloração para alaranjado ou vermelho.

3. Solução de CLORETO FÉRRICO (Johansen, 1940): Em um balão volumétrico de 100mL preparou-se uma solução de cloreto férrico na concentração de 100g/L. Após a solubilização do reagente adicionou-se 0,3g carbonato de sódio e completou com água destilada até o volume de 100 mL, armazenando em frasco âmbar.

Adicionou-se utilizando uma pipeta, a solução de cloreto férrico, sob o corte na lâmina histológica, e cobriu com uma lamínula. A reação positiva dessa solução no tecido vegetal se expressou através da mudança de coloração para preto ou verde escuro.

4. Solução de FLOROGLUCINA (Johansen, 1940): Preparo da solução de floroglucina 10,0g/L (A): Em um balão volumétrico de 100mL adicionou-se 1,00g de floroglucinol e completou com uma solução hidroalcoólica a 95% até 100 mL.

Preparo da solução de ácido clorídrico (B): Em um balão volumétrico de 100mL contendo 32 mL de água destilada, adicionou-se 68 mL de ácido clorídrico na concentração de 299,40 g/L, gota a gota utilizando uma bureta.

Com uma pipeta, adicionou-se sob o corte na lâmina histológica, uma gota da solução A, depois uma gota da solução B, e cobriu com uma lamínula. A reação positiva para lignina se expressou pela mudança de coloração para vermelho.

5. Solução de DMACA (Feucht, et al. 1986): Preparo da solução fixadora de cafeína com benzoato de sódio: Em um balão volumétrico de 100mL, solubilizou-se 0,5g de cafeína pura e 0,5g de benzoato de sódio em uma solução na proporção (9:1, v/v) de água destilada e butanol respectivamente.

Preparo da solução reagente com DMACA: Em um balão volumétrico de 100mL, adicionou-se 1,0g de DMACA (p-dimethylamino-cinnamaldehydo), 9,2 mL de ácido clorídrico PA e completou até o volume de 100mL com uma solução de butanol e água na proporção (1:9, v/v) respectivamente.

A reação se processa fixando-se os cortes na solução fixadora por 5 minutos, transferindo-os para a solução reagente de DMACA por 2 horas. A reação positiva para flavonóides é de coloração azul a violeta.

6. Solução DRAGENDORFF (Johansen, 1940): Preparo da solução de nitrato de bismuto (A): Em um balão volumétrico de 100mL dissolveu-se 0,85g de nitrato básico de bismuto em 50mL de solução de ácido acético glacial na concentração de 131,3g/L.

Preparo da solução de iodeto de potássio (B): Em um balão volumétrico de 100mL, preparou-se uma solução de iodeto de potássio na concentração de 400g/L.

Preparo da solução reagente de Iodobismutato de potássio: Em um fraco âmbar adicionou-se a solução A e B na proporção 1:1 e armazenou em geladeira, para efetuar as reações.

Com uma pipeta, adicionou-se sob o corte na lâmina histológica, a solução reagente, e cobriu com uma lamínula. A reação no tecido vegetal se expressou pela mudança de coloração para alaranjado ou marrom.

7. Solução DNP (Mace, et al. 1974): Preparo da solução: Em um balão volumétrico de 100mL adicionou-se 1,00g de 2,4-dinitrophenylhydrazine solubilizando com água destilada até completar o volume, adicionou-se 3 mL de HCl (2,0 mol/L). Armazenou-se a solução em fraco âmbar.

Utilizando uma pipeta, adicionou-se sob o corte na lâmina histológica, a solução de DNP, e cobriu com uma lamínula. A reação no tecido vegetal se expressou pela mudança de coloração para alaranjado.