

ISSN 0370-6583

4-106.03.23

Bin: 14439-8

Rodriguésia

Revista do Jardim Botânico do Rio de Janeiro

Volume 59 Número 3 2008

4-106.03.23
Bib. 14439-8



Rodriguésia

Revista do Jardim Botânico do Rio de Janeiro



I 0301397-9

**INSTITUTO DE PESQUISAS
JARDIM BOTÂNICO DO RIO DE JANEIRO**

Rua Jardim Botânico 1008 - Jardim Botânico - Rio de Janeiro - RJ - CEP 22460-180

©JBRJ
ISSN 0370-6583

**Indexação:
e-Journals**

Index of Botanical Publications (Harvard University Herbaria)
Latindex

Referativnyi Zhurnal
Review of Plant Pathology
Ulrich's International Periodicals Directory

Edição eletrônica:
<http://rodriguesia.jbrj.gov.br>

Presidência da República

LUIS INACIO LULA DA SILVA
Presidente

Ministério do Meio Ambiente
CARLOS MINC BAUMFELD
Ministro

IZABELLA MÔNICA VIEIRA TEIXEIRA
Secretária-Executiva

Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro
LISZT VIEIRA
Presidente

Corpo Editorial

Editora-chefe

Rafaela Campostrini Forzza, JBRJ

Editores-assistentes

André Mantovani, JBRJ
Daniela Zappi, RBGKew

Editores de Área

Alessandro Rapini, UEFS
Francisca Soares de Araújo, UFC
Gilberto Menezes Amado Filho, JBRJ
Giselda Durigan, Instituto Florestal
Karen Lucia Gama De Toni, JBRJ
Lana da Silva Sylvestre, UFRRJ
Marcus Vinícius Alves, UFPE
Maria das Graças Sajo, UNESP, Rio Claro
Nivaldo Peroni, UFSC
Tania Sampaio Pereira, JBRJ
Tânia Wendt, UFRJ

Rodriguésia

A Revista Rodriguésia publica artigos e notas científicas em todas as áreas da Biologia Vegetal, bem como em História da Botânica e atividades ligadas a Jardins Botânicos.

Ficha catalográfica:

Rodriguésia: revista do Jardim Botânico do Rio de Janeiro.
- Vol.1, n.1 (1935) - - Rio de Janeiro: Instituto de
Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro, 1935-
v. : il. ; 28 cm.

Trimestral

Inclui resumos em português e inglês
ISSN 0370-6583

I. Botânica I. Instituto de Pesquisas Jardim Botânico
do Rio de Janeiro

CDD - 580

CDU - 58(01)

Editoração

Carla Molinari
Simone Bittencourt

Capa

Simone Bittencourt

Edição on-line

Renato M. A. Pizarro Drummond

Editorial

É uma honra para mim redigir o editorial deste número especial da *Rodriguésia*, revista na qual tive o prazer de atuar como Editor-assistente até o início deste ano. Quando demos início a este projeto, o objetivo era fazer um número especial sobre Leguminosae, assim como havíamos feito para as Araceae. Nossa expectativa foi superada pela grande quantidade de trabalhos submetidos por colegas de todo o Brasil e de alguns de países vizinhos, nos obrigando a editar dois números especiais para a família. No primeiro, foram publicados artigos de inventários, floras regionais, novas espécies, nomenclatura, revisões taxonômicas e morfologia, ampliando assim nosso conhecimento sobre as Leguminosae de diferentes ecossistemas brasileiros.

Para a nossa satisfação, neste segundo número os 13 trabalhos apresentados também abrangem uma grande diversidade de temas. Nas páginas seguintes são divulgados artigos que vão desde uma revisão sobre os estudos citogenéticos já realizados com as Leguminosae americanas até um estudo anatômico de plântulas oriundas de solo contaminado com petróleo. Também compõem este número artigos de floras e inventários realizados em diferentes regiões fitogeográficas do Brasil e uma revisão taxonômica das espécies de *Copaifera* da Amazônia, além de estudos morfológicos de frutos, sementes e pólen. Por fim, publicamos uma nota técnica que estabelece, após décadas de controvérsia, os limites do Jardim Botânico do Rio de Janeiro.

Aproveito a oportunidade para agradecer a todos os autores que atenderam ao convite do corpo editorial e desta forma confiaram seus trabalhos aos cuidados da *Rodriguésia*. Espero que todos fiquem tão satisfeitos como eu em ver a boa qualidade deste número.

Vidal de Freitas Mansano
Jardim Botânico do Rio de Janeiro

SUMÁRIO/CONTENTS

| | |
|--|-----|
| CITOGENÉTICA EVOLUTIVA EM LEGUMINOSAS AMERICANAS / EVOLUTIONARY CYTOGENETICS IN AMERICANS LEGUMES Lidia Poggio, Shirley M. Espert & Renée H. Fortunato | 423 |
| O GÊNERO <i>MIMOSA</i> (LEGUMINOSAE-MIMOSOIDEAE) NA MICRORREGIÃO DO VALE DO IPANEMA, PERNAMBUCO / <i>MIMOSA</i> L. (LEGUMINOSAE-MIMOSOIDEAE) IN THE MICRORREGION OF IPANEMA VALLEY, PERNAMBUCO Juliana Santos Silva ² & Margareth Ferreira de Sales | 435 |
| <i>BAUHINIA ALBICANS</i> E <i>B. AFFINIS</i> : ESPÉCIES AMEAÇADAS DE EXTINÇÃO NO ESTADO DO RIO DE JANEIRO / <i>BAUHINIA ALBICANS</i> E <i>B. AFFINIS</i> : ENDANGERED SPECIES IN RIO DE JANEIRO STATE Ana Celina Lopes Nogueira Rodrigues & Angela Maria Studart da Fonseca Vaz | 449 |
| O GÊNERO <i>COPAIFERA</i> (LEGUMINOSAE – CAESALPINIOIDEAE) NA AMAZÔNIA BRASILEIRA / THE GENUS <i>COPAIFERA</i> (LEGUMINOSAE – CAESALPINIOIDEAE) IN BRAZILIAN AMAZONIAN Regina C. V. Martins-da-Silva, Jorge Fontella Pereira & Haroldo Cavalcante de Lima | 455 |
| PHYTOGEOGRAPHICAL PATTERNS OF <i>CROTALARIA</i> L. SPECIES (LEGUMINOSAE-PAPILIONOIDEAE) IN BRAZIL / PADRÕES FITOGEOGRÁFICOS DAS ESPÉCIES DE <i>CROTALARIA</i> L. (LEGUMINOSAE-PAPILIONOIDEAE) NO BRASIL Andréia S. Flores & Ana Maria G. Azevedo Tozzi | 477 |
| FORMAÇÃO DE RAÍZES EM ESTACAS DE DUAS ESPÉCIES DE <i>CALLIANDRA</i> (LEGUMINOSAE - MIMOSOIDEAE) / ROOT FORMATION IN CUTTINGS OF TWO SPECIES OF <i>CALLIANDRA</i> (LEGUMINOSAE - MIMOSOIDEAE) Juliana Lischka Sampaio Mayer, Nerio Aparecido Cardoso, Francine Cuquel & Cleusa Bona | 487 |
| CARACTERIZAÇÃO DOS FRUTOS, SEMENTES E GERMINAÇÃO DE QUATRO ESPÉCIES DE LEGUMINOSAS DA RESTINGA DE MARICÁ, RIO DE JANEIRO / FRUIT, SEED AND SEEDLING STUDIES OF FOUR SPECIES OF LEGUMES IN THE RESTINGA OF MARICÁ, RIO DE JANEIRO Isabele Pagels Gonçalves, Michele da Costa Gama, Maria Célia Rodrigues Correia & Heloísa Alves de Lima | 497 |
| ANATOMIA DAS PLÂNTULAS DE <i>MIMOSA PILLULIFERA</i> (LEGUMINOSAE) CRESCENDO EM SOLO CONTAMINADO COM PETRÓLEO E SOLO BIORREMEIADO / ANATOMY OF THE <i>MIMOSA PILLULIFERA</i> (LEGUMINOSAE) SEEDLING GROWING IN PETROLEUM CONTAMINATED AND BIOREMEDIATED SOIL Renata Charvet Inckot, Cleusa Bona, Luiz Antonio de Souza & Gedir de Oliveira Santos | 513 |
| LEGUMINOSAE EM DOIS FRAGMENTOS DE FLORESTA ESTACIONAL SEMIDECIDUAL EM ARAPONGA, MINAS GERAIS, BRASIL: ARBUSTOS, SUBARBUSTOS E TREPadeiras / LEGUMINOSAE IN TWO FRAGMENTS OF THE ESTACIONAL SEMIDECIDUAL FOREST FRAGMENTS IN ARAPONGA, MINAS GERAIS, BRASIL: SHRUBS, SUBSHRUBS AND VINES José Martins Fernandes & Flávia Cristina Pinto Garcia | 525 |

| | |
|---|-----|
| ESTUDO TAXONÔMICO DE <i>STYLOSANTHES</i> (LEGUMINOSAE – PAPILIONOIDEAE – DALBERGIEAE) EM MATO GROSSO DO SUL, BRASIL / TAXONOMIC STUDY OF <i>STYLOSANTHES</i> (LEGUMINOSAE-PAPILIONOIDEAE-DALBERGIEAE) IN MATO GROSSO DO SUL, BRAZIL Leila Carvalho da Costa, Ângela Lúcia B. Sartori & Arnildo Pott | 547 |
| MIMOSOIDEAE (LEGUMINOSAE) NOS CAMPOS RUPESTRES DO PARQUE ESTADUAL DO ITACOLOMI, MINAS GERAIS, BRASIL / MIMOSOIDEAE (LEGUMINOSAE) IN THE "CAMPOS RUPESTRES" OF THE ITACOLOMI STATE PARK, MINAS GERAIS, BRASIL Valquíria Ferreira Dutra, Flávia Cristina Pinto Garcia & Haroldo Cavalcante de Lima | 573 |
| PALINOTAXONOMIA DE ESPÉCIES DO GÊNERO <i>ACACIA</i> (LEGUMINOSAE-MIMOSOIDEAE) NO SEMI-ÁRIDO BRASILEIRO / PALYNOTAXONOMY OF THE SPECIES OF THE <i>ACACIA</i> (LEGUMINOSAE-MIMOSOIDEAE) FROM THE BRASILIAN SEMI-ARID REGION Ana Luiza Du Bocage, Mariana Albuquerque de Souza, Silvia Teresinha Sfoggia Miotto & Vania Gonçalves-Esteves | 587 |
| CHECKLIST DA FLORA DE MIRANDIBA, PERNAMBUCO: LEGUMINOSAE / CHECKLIST OF THE FLORA OF MIRANDIBA: LEGUMINOSAE Elisabeth Córdula, Luciano Paganucci de Queiroz & Marccus Alves | 597 |
| NOTA TÉCNICA: REVISÃO DOS LIMITES DO JARDIM BOTÂNICO DO RIO DE JANEIRO, BRASIL Vicente Moreira Conti, Shoji Iwamoto, Thaís Moreira Hidalgo de Almeida & Tânia Sampaio Pereira | 603 |

CITOGENÉTICA EVOLUTIVA EN LEGUMINOSAS AMERICANAS

Lidia Poggio^{1,2}, Shirley M. Espert^{1,2} & Renée H. Fortunato^{2,3,4}

RESUMEN

(Citogenética evolutiva en Leguminosas americanas) Se presentan las características cromosómicas descritas hasta el momento en Leguminosas americanas. A través del análisis de estos datos en conjunto con los morfológicos y las filogenias moleculares se proponen hipótesis acerca de los cambios cromosómicos ocurridos durante el proceso de divergencia y especiación de la familia. Los estudios cromosómicos indican una gran variación intergenérica, inter e intraespecífica, además de una amplia diversificación en el tamaño del genoma entre géneros, especies y poblaciones. A partir del número básico ancestral $x=7$ se deduce que la especiación híbrida poliploide ha sido muy importante en la diversificación de la familia. Por procesos de dispoloidía creciente y decreciente, tanto a nivel diploide como poliploide se originarían números básicos secundarios y series poliploides modificadas. En la parafilética subfamilia Caesalpinioideae habría predominado el proceso de dispoloidía decreciente de $n=14$ a $n=11$. En la monofilética subfamilia Mimosoideae, ocurrió un evento principal de evolución del número cromosómico de 14 a 13. Por último en Papilionoideae, la subfamilia más derivada de Leguminosae, se observó reducción del número básico de 14 a 7, pasando por números gaméticos de 11 y 8. Por otro lado, el origen recurrente de los poliploides y la ocurrencia de rearrreglos intergenómicos, hibridación y poliploidía secundaria, son procesos que dificultan la agrupación natural de los taxones en algunos grupos de la familia Leguminosae.

Palabras clave: Leguminosae, citogenética, poliploidía, evolución cromosómica, hibridación, América.

ABSTRACT

(Evolutionary cytogenetics in Americans Legumes) Chromosomal features described so far for Americans legumes are reviewed and analyzed, simultaneously with morphological and molecular characters. This is an invaluable opportunity to propose hypotheses about chromosome changes during the family divergence and speciation processes. The chromosome studies showed wide inter-generic, inter and intra-specific variability, as well as marked differences in genome sizes between genera, species and populations. By postulating an ancestral basic number of seven ($x=7$) it is possible to deduce that polyploid hybrid speciation was very important in the diversification of the family as a whole. Due to increasing and decreasing diploidy processes, secondary basic numbers and modified polyploids series could have arised both at diploid and polyploid levels. On the other hand, recurrent origin of polyploids, occurrence of inter-genomic rearrangements, hybridization and secondary polyploidy are all processes that make it difficult to group the taxa within the Leguminosae family in a natural sequence.

Key words: Leguminosae, cytogenetics, poliploidía, chromosome evolution, hybridization, America.

INTRODUCCIÓN

La citogenética brinda valiosos aportes para la resolución de problemas taxonómicos, evolutivos y aplicados, contribuyendo al conocimiento del origen y evolución de distintos grupos. Dado que los cromosomas son guías de afinidades filogenéticas e indicadores de las clasificaciones sistemáticas es importante analizar, mediante técnicas de citogenética clásica y molecular (FISH, GISH), las características

del cariotipo, el comportamiento meiótico en híbridos y poliploides, y la variación intra- e ínterespecífica en el tamaño del genoma. Asimismo los estudios citogenéticos permiten realizar valiosos aportes al conocimiento de los mecanismos de aislamiento reproductivo y modos de especiación en plantas.

La especiación híbrida es muy común en el reino vegetal, en especial la originada por poliploidía. Los estudios cromosómicos son

Artigo recebido em 09/2006. Aceito para publicação em 01/2008.

¹Laboratorio de Citogenética y Evolución, Departamento de Ecología, Genética y Evolución, Facultad de Ciencias Exactas y Naturales, Universidad de Buenos Aires, Argentina.

²Consejo Nacional de Investigaciones Científicas y Técnicas (CONICET).

³Instituto de Recursos Biológicos, INTA, Castelar 1712, Provincia de Buenos Aires, Argentina.

⁴Autor para correspondencia: rfortunato@cni.inta.gov.ar

importantes para analizar la presencia de zonas híbridas con la finalidad de detectar la formación de nuevas subespecies por introgresión y conocer el impacto de la hibridación natural en la formación de complejos híbridos homoploides y/o poliploides (Grant 1985).

Los estudios citogenéticos permiten deducir el número básico, dato muy importante para proponer hipótesis filogenéticas en un grupo. Las principales características que aportan información a la evolución cromosómica son: posición del centrómero, número, tipo y posición de zonas organizadoras del nucleolo, tamaño absoluto y relativo de los cromosomas, cantidad y distribución de heterocromatina, composición del ADN repetido (por técnicas de citogenética molecular) y contenido de ADN total. Leitch *et al.* (1998) investigaron la evolución del tamaño del genoma en Angiospermas analizando en forma conjunta los valores del contenido de ADN existente y árboles filogenéticos robustos basados en caracteres moleculares y morfológicos. La superposición de ambos tipos de estudios permitieron concluir que las angiospermas ancestrales poseían genomas pequeños (menor o igual a 1,4 pg considerando 1 pg= 10-12gr =965 Mbp) siendo la adquisición de grandes genomas una condición derivada que habría surgido repetidamente en la evolución de distintas familias. La presencia del carácter ancestral (genomas pequeños) ha sido retenida en muchos grupos actuales. Soltis *et al.* (2003) confirman que los genomas mayores ocurren en clados que ocupan posiciones derivadas.

Los datos cromosómicos existentes en Leguminosas americanas revelan una gran variación entre géneros, especies de un mismo género y taxones infraespecíficos, encontrando números haploides (n) que varían entre 5 y 15. Goldblatt (1981) analizó los resultados cromosómicos y dedujo que el número básico ancestral en la familia es $x=7$. Este autor propuso que por procesos de poliploidía se originaron, posteriormente, especies con $2n=28$ ($x=14$); asimismo las tribus más

especializadas son las que poseen números cromosómicos más bajos, los que habrían surgido por reducción aneuploide.

Durante la presente revisión, en concordancia con Goldblatt (1981), se encontró que aunque en la mayoría de los casos los estudios citológicos sólo indican el número cromosómico, estos datos son sumamente útiles para delimitar grupos dentro de la familia.

Los cambios cromosómicos pueden producirse, durante el proceso evolutivo, en cualquier sentido y muchas veces en forma cíclica. En citogenética, a diferencia de otras disciplinas, no hay leyes o principios establecidos para utilizar los términos ancestral o derivado, a excepción de la poliploidía cuya reversión es poco frecuente (Jackson 1971; Stebbins 1971; Poggio & Naranjo 2004).

En este trabajo se realiza una revisión de las características cromosómicas representativas descritas hasta el momento en leguminosas americanas. El análisis de estos datos en conjunto con la caracterización taxonómica y las filogenias moleculares permitirá establecer hipótesis acerca de los cambios cromosómicos ocurridos durante el proceso de divergencia y especiación de la familia.

MATERIALES Y MÉTODOS

Los números cromosómicos fueron relevados de Goldblatt (1981) y de la base de datos Trópicos, Missouri Botanical Garden, USA (<http://mobot.mobot.org/W3T/Search/ipcn.html>); mientras que para el tamaño del genoma se consultó Benett & Leitch (2003), actualizada en <http://www.rbgekew.org.uk/cval/homepage.html>.

La evolución de los números cromosómicos fue estudiada en base a uno de los cladogramas propuestos por Lewis *et al.* (2005), el cual representa un resumen de los estudios filogenéticos realizados en Leguminosae en base a secuencias nucleares y de cloroplasto. Sobre este cladograma se optimizó el número gamético, que fue tratado como un carácter multiestado no ordenado. Para la optimización se utilizó el programa WinClada (Nixon 2002).

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Modelos de evolución cromosómica

Para explicar la variación encontrada en los números somáticos ($2n$) y gaméticos (n) se postulan dos modelos de evolución cromosómica, los cuales no son mutuamente excluyentes: paleopoliploidía a partir de números cromosómicos bajos y disploidía (creciente, decreciente).

El modelo de la paleopoliploidía postula que las especies basales, probablemente ya extintas, poseían $2n=14$ (número básico $x=7$), siendo poliploides la mayoría de las especies actuales con $2n=28$ ($n=14$; $4x$, $x=7$) y un número básico derivado de $x=14$. Procesos de hibridación y poliploidía secundarios pueden originar series poliploides ($2n=28, 56$) y nuevos números básicos secundarios. De acuerdo a esta propuesta la mayoría de las especies actuales de Leguminosas serían poliploides.

La disploidía se refiere a la existencia de cambios cromosómicos disploides decrecientes o crecientes. En este caso los rearrreglos cromosómicos (fusiones o fisiones cromosómicas) disminuyen o aumentan el número de cromosomas y alteran su morfología. Grehilhuber & Ehrendorfer (1988) presentan varios modelos de disploidía para explicar variaciones en el número cromosómico. Estos procesos se pueden dar en especies ancestrales diploides, con series descendentes (14 a 12 a 10), o ascendentes (14 a 16 a 18), o en niveles más elevados de ploidía (28 a 26 a 24 a 22) llevando a la existencia de series poliploides modificadas ($2n=14, 28, 26, 24$). Por otro lado pueden ocurrir procesos cíclicos, como fusión o fisión, seguidos por poliploidía y, en algunos casos, ocurrencia posterior de disploidía. Es interesante destacar que las fusiones y fisiones mantienen el contenido génico y el tamaño del genoma constantes. En ambos casos se producen cambios en el número de grupos de ligamiento que podrían estar relacionados con el surgimiento de barreras de aislamiento reproductivo y procesos de especiación. En el caso de las fusiones se origina un pequeño fragmento con centrómero que puede perderse

o, como fuera postulado para algunos grupos de angiospermas, originar cromosomas supernumerarios, frecuentes en algunas especies de distintos géneros de Leguminosas: *Leucaena*, *Astragalus*, *Mimosa*, *Cassia*, *Milletia*, *Tephrosia*, *Indigofera*, *Desmodium*, *Erythrina*, *Vicia*, *Medicago*, *Trifolium*, *Crotalaria*, *Genista* (Tropicos: <http://mobot.mobot.org/W3T/Search/ipcn.html>).

La gran variación encontrada en los números cromosómicos puede ser explicada por la actuación conjunta de ambos modelos (paleopoliploidía y disploidía): especies ancestrales con $2n=14$ pueden originar especies con $2n=28$ cromosomas, y la posterior ocurrencia de cambios disploides (crecientes o decrecientes) explicarían la presencia de otros números cromosómicos frecuentes (26, 24, 22, etc.) (Fig. 1a).

Además de los dos modelos postulados, también es posible interpretar la variación cromosómica como derivada por hibridación y poliploidía secundaria. El cruzamiento de taxones con número cromosómico $2n=12$ y $2n=14$ originarían híbridos $2n=13$ que por poliploidía darían especies de $2n=26$ cromosomas, por lo tanto estas especies serían de origen híbrido (alopoliploides), siendo $x=13$ un número básico secundario o derivado (Fig. 1a), pudiendo surgir por un nuevo evento de poliploidía individuos $2n=52$ (poliploidía secundaria). Si sólo se dispone de los datos cromosómicos es difícil discernir si una especie se originó por disploidía decreciente, o por hibridación y poliploidía secundaria.

Algunos géneros presentan números cromosómicos poco frecuentes (Ej. *Ononis*: $2n=30$); en este caso se originan números básicos secundarios ($x=15$) por hibridación y poliploidía. Posteriormente podrían ocurrir cambios disploides (decrecientes o crecientes) dando lugar a $2n=28$ ($x=14$) o $2n=32$ ($x=16$) (Fig. 1b).

Para discernir entre los modelos propuestos es necesario un conocimiento completo del grupo desde un enfoque multidisciplinario que incluya, además de los análisis cromosómicos,

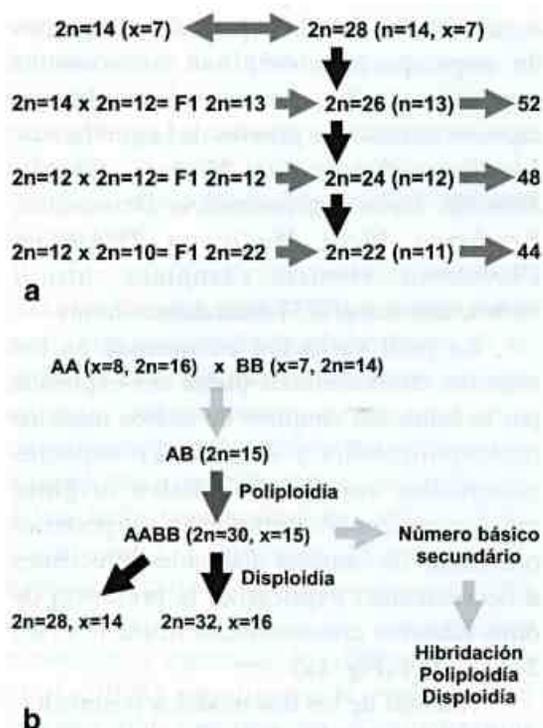


Figura 1 - a. Modelo general de evolución cromosómica en Leguminosae. En gris claro se indican eventos de poliploidía, en negro eventos de dispolidía. b. Ejemplo de evolución cromosómica.

estudios morfológicos y moleculares. Solo de esta manera se podrán revelar casos de poliploidía ancestral o críptica, entender las relaciones evolutivas dentro de complejos poliploides y distinguir entre su origen único o recurrente.

Actualmente las técnicas de citogenética molecular, como *hibridación in situ*, han permitido realizar aportes relevantes en este tipo de estudios (Bennett 1995). Una de las aplicaciones de esta técnica es la obtención de un mapa físico, funcional y estructural del genoma (FISH) utilizando secuencias de distinto origen (Naganowska & Zielinska, 2002; Sede *et al.* 2006): Figuras 2g, h. Mediante esta técnica, en *Arachis* se realizó el mapeo físico de regiones rRNA aportando evidencias acerca de los progenitores diploides de *A. hypogaea* (Seijo *et al.* 2004) y, en *Vicia*, permitió resolver la taxonomía de grupos complejos (Ruijin *et al.* 2001). Moscone *et al.* (1999) lograron mediante marcadores moleculares identificar cromosomas en

Phaseolus. Asimismo, con ADN genómico total como sonda (GISH) se pueden revelar homologías específicas, principalmente en secuencias repetidas, posibilitando: reconocer especies parentales en híbridos y poliploides, analizar afinidades genómicas interespecíficas, detectar reestructuraciones cromosómicas y, existencia de apareamiento intergenómico y recombinación (Bennett 1995; Sharma & Sharma 2001). Antecedente de la aplicación de esta técnica en Leguminosae es el grado de afinidad genómica mostrada entre distintas especies de *Phaseolus* (Mercado-Ruaro & Delgado Salinas 2000).

Variación del tamaño del genoma

El tamaño del genoma es un carácter clave en la biodiversidad, siendo útil en un contexto filogenético y en el análisis de los mecanismos involucrados en la evolución cromosómica (Bennett & Leitch 2005).

En relación al número de especies que posee la familia Leguminosae, son pocos los datos que incluyen el tamaño del genoma. La búsqueda bibliográfica realizada indicó ca. 600 datos en un rango de 400 a 26,000 Mbp/1C. En la familia el valor C por genoma básico es en general muy bajo, a excepción de géneros y/o especies especializadas o cultivadas, en las que se encuentra una gran variación intra e interespecífica (<http://www.rbgekew.org.uk/cval/homepage.html>; Doyle & Luckow 2003).

En Papilionoideae hay grupos con muy bajo contenido de ADN, que oscila entre 417–466 Mbp (*Vigna*, *Phaseolus*, *Lotus*). Por otro lado en la tribu Dalbergieae existen representantes con mayor valor C (*Dalbergia* 1.200 Mbp, *Arachis* 1.400–3.400 Mbp). Aunque los datos indican la existencia de genomas pequeños en la mayoría de las leguminosae (Doyle & Luckow 2003), en la tribu Fabeae hay un drástico aumento en el tamaño a nivel diploide y una importante variación interespecífica (2.000–14.000 Mbp, en *Lathyrus*, *Vicia*, *Lens*, *Pisum*).

Por su parte la subfamilia Mimosoideae todas las especies estudiadas hasta el momento,

poseen genomas pequeños (*Prosopis*, *Acacia*: 200 Mbp a 500 Mbp/1C).

En Caesalpinoideae no se conoce el tamaño del genoma del género basal de Leguminosas: *Cercis* ($2n=14$), pero entre los representantes de la tribu Cercideae, *Bauhinia* ($2n=28$ y 26 ; Fig. 2f) posee un genoma de 588 Mbp. En el resto de las Caesalpinoideae y Mimosoideae estudiadas el valor C oscila entre 600 y 900 Mpb. Sobre esta base Doyle & Luckow (2003) deducen que las leguminosas basales poseerían genomas pequeños.

Análisis filogenético de la variación cromosómica

De acuerdo a los antecedentes filogenéticos (Kaas & Wink 1996; Wojciechowski 2003; Wojciechowski *et al.* 2004), las subfamilias Papilionoideae y Mimosoideae serían monofiléticas y Caesalpinoideae sería parafilético (Fig. 3). En el cladograma (Fig. 3) se observa una tendencia hacia la disminución del número cromosómico como resultado de una dispoloidía decreciente.

Las especies de Caesalpinoideae presentan una gran variación en el número somático, con $2n=14, 16, 20, 22, 24, 26$, y 28 cromosomas. Los géneros con $2n=14$ ($x=7$) como *Cassia*, *Senna* y *Cercis*, estarían indicando que la poliploidía ocurrió temprano en el proceso evolutivo. Cabe destacar que *Cercis* sería el género de origen más basal en Leguminosas (Goldblatt 1981; Lewis *et al.* 2005). En *Senna* y *Cassia* están presentes ambos niveles de ploidía: $2n=14$ y $2n=28$ (Fig. 2d), existiendo en este último género especies con $2n=21$, lo que sugiere la probable presencia de hibridación entre entidades con distintos niveles de ploidía. A su vez en la tribu Detariae, la mayoría de los géneros que crecen en Sudamérica poseen $n=12$ cromosomas. El análisis de los datos indica que en esta subfamilia habría predominado el proceso de dispoloidía decreciente ($n=14$ a $n=11$), existiendo series poliploides en algunos géneros como *Caesalpinia* ($2n=12$ y $2n=24$); asimismo en representantes de *Chamaecrista* que crecen

en Brasil ($2n= 14, 16$ y 32), se ha postulado una evolución cromosómica por dispoloidía y posterior poliploidía (Biondo *et al.* 2006). En relación a la morfología cromosómica, los estudios realizados en Caesalpinoideae muestran cromosomas pequeños (menor a 3 m) y cariotipos simétricos, siendo muy poco frecuente la presencia de cromosomas con centrómero terminal o subterminal (Zanin & Cangiano 2001).

En la monofilética Mimosoideae, ocurrió un evento principal de evolución del número cromosómico de 14 a 13 (Fig. 3). El género *Dinizia* presenta $n=14$, mientras que las tribus Acacieae, Ingaeae y Mimoseae poseen como número gamético más común $n=13$ ($2n=26$); sobre la base que *Dinizia* es considerado género basal de la subfamilia (Lewis *et al.* 2005) el número cromosómico de estas tribus se habría originado por dispoloidía decreciente a partir de $n=14$. No obstante, es importante mencionar que en Mimoseae hay representantes genéricos con $n=14$ como *Prosopis* (Fig. 2a) y *Neptunia*, y en otros grupos de la subfamilia también varios géneros que presentan series poliploides, como *Samanea* (13, 26), *Inga* (13, 26) y *Acacia* (13, 26, 39, 52, 104); el recuento $2n= 39$ indicaría la existencia de hibridación entre taxones con distinto nivel de ploidía.

Un caso interesante es *Prosopis* ($2n=28$), el cual fue considerado un paleopoliploide ($x=7$); en este género ocurre frecuente hibridación e introgresión interespecífica, y escasa poliploidía (Hunziker *et al.* 1975; Naranjo *et al.* 1984; Hunziker *et al.* 1986). A su vez en representantes de Brasil, Paraguay y Argentina de *Mimosa* se han registrado distintos niveles de ploidía (13, 26, 52) (Seijo 2000; Seijo *et al.* 2004).

Los géneros monotípicos del Sur de Sudamérica: *Piptadenopsis* y *Mimozyanthus* presentan $2n=28$ cromosomas; ambos son conflictivos desde el punto de vista sistemático y estarían relacionados, de acuerdo a la filogenia molecular propuesta por Luckow *et al.* (2005), con *Prosopidastrum* y *Leucaena*. En este último género hay evidencias citogenéticas, morfológicas y moleculares que

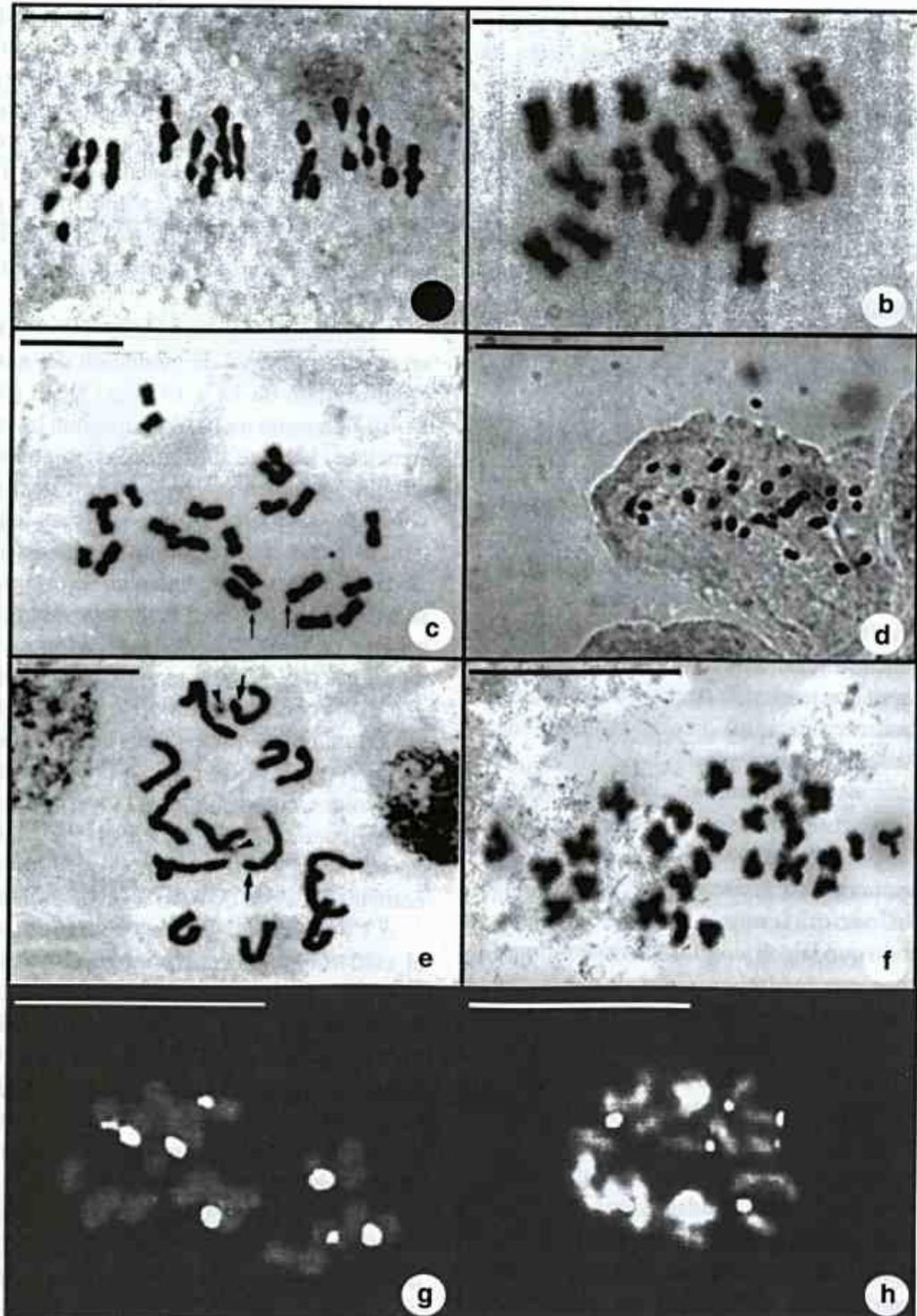


Figura 2 – a. Cromosomas meióticos de *Prosopis ruscifolia*, $2n=28$ (Hunziker *et al.* 1975); b. bandeado C de células en metafase de *Phaseolus coccineus* ssp. *coccineus*, $2n=22$ (Castagnaro *et al.* 1990); c. células somáticas en metafase de *Astragalus pehuenches*, $2n=22$ (Dopchiz *et al.* 1995); d. metafase de *Senna chloroclada* $2n=28$; e. cromosomas somáticos de *Vicia pampicola*, $2n=14$ (Naranjo *et al.* 1998); f. metafase de *Bauhinia uruguayensis*, $2n=26$; g. hibridación in situ de *Galactia fiebrigiana*, $2n=20$ (Sede *et al.* 2006); h. hibridación in situ de *Collaea stenophylla*, $2n=20$, usando como sonda la región rDNA pTa71 (Sede *et al.* 2006). La barra en las figuras a-f representa $10\ \mu\text{m}$ y g-h $5\ \mu\text{m}$

sugieren que la hibridación interespecífica y poliploidía han sido relevantes en su evolución ($n=13, 26, 52, 104/14, 28, 56, 112$); como antecedente se indica que *Leucaena* presenta especies de origen híbrido homoploide y poliploide, y polimorfismo numérico para cromosomas accesorios (cromosomas B), lo cual complica los análisis convencionales de relaciones específicas tanto a nivel taxonómico como evolutivo (Hughes *et al.* 2002; Boff & Schifino Wittman 2003). *Calliandra* es atípico en la

tribu Ingeae, por ser el único representante genérico con $2n=16$ cromosomas.

Papilionoideae constituye un grupo monofilético que habría aparecido hace 45–50 millones de años (Wojciechowski 2003). En esta subfamilia los grupos más derivados presentan reducción del número básico de 14 a 7, pasando por números gaméticos de 11 y 8 (Fig. 3).

A continuación se detallan antecedentes de variación cromosómica en algunos géneros de esta subfamilia.

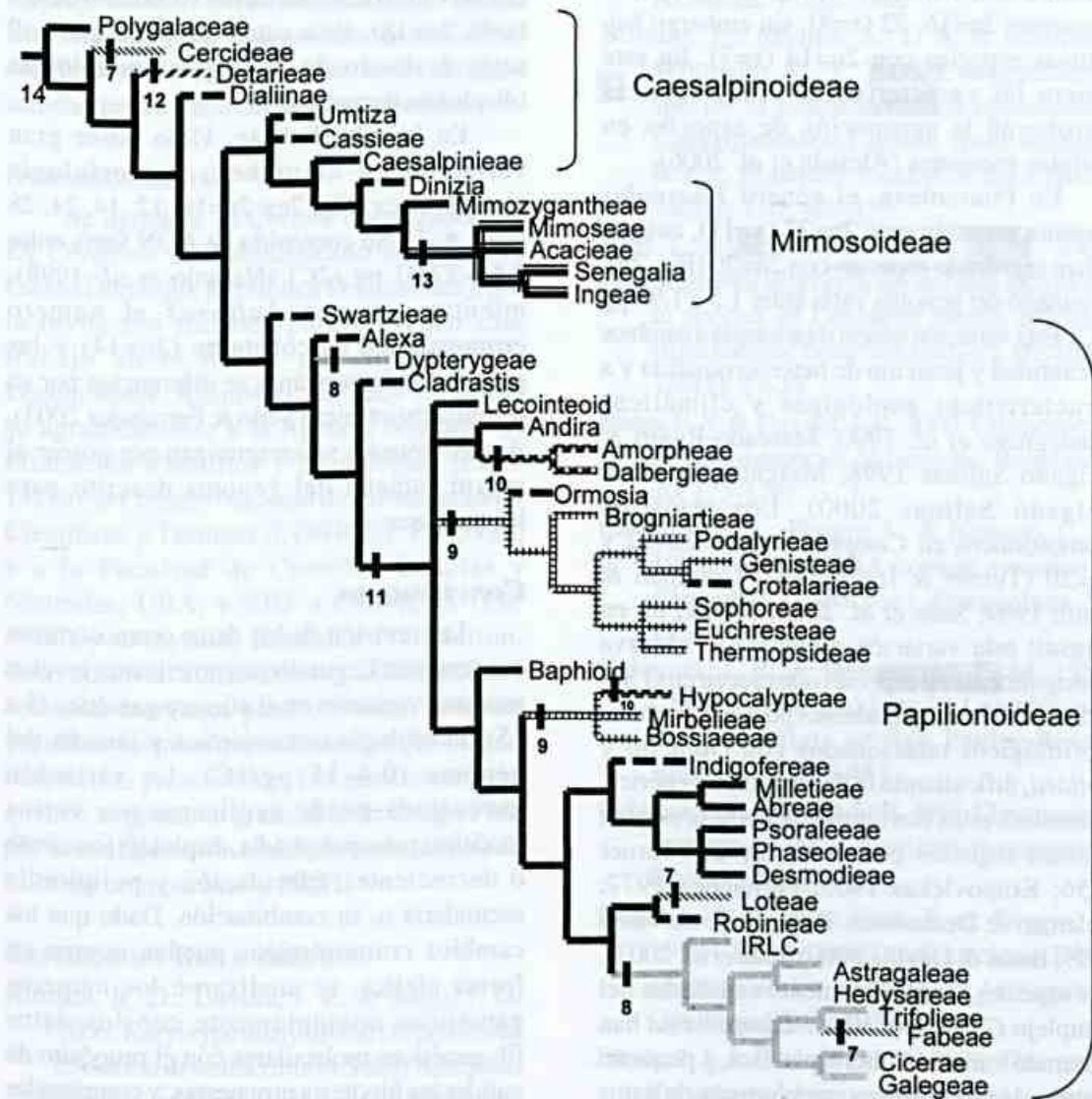


Figura 3 - Cladograma de Leguminosae (Lewis *et al.* 2005), con el carácter "número cromosómico" optimizado; los estados se indican con distintos colores de ramas, la línea punteada representa una reconstrucción ambigua.

Lupinus (tribu Genisteae) presenta una gran variación cromosómica y series poliploides ($n=12, 18, 19, 20, 21, 24, 26, 36, 38, 40, 42, 48, 50$). En este género existirían varios números básicos, surgidos por cambios dispoloides que habrían originado series poliploides: $x=6$ ($2n=12, 18, 24, 36, 48, 96$); $x=5$ ($2n=40, 50, 100$); y $x=9$ ($2n=18, 36, 54, 52$). Algunos números gaméticos (ej. 19, 21) son números básicos secundarios que surgieron por aloploidía. El contenido de ADN en este género oscila entre 0.97 y 2.44 pg (2C) (Naganowska *et al.* 2003).

En la tribu Crotalariae, *Crotalaria* presenta como números cromosómicos más frecuentes $2n=16, 32$ ($x=8$); sin embargo hay algunas especies con $2n=14$ ($x=7$). En este género las características cromosómicas corroboran la agrupación de especies en distintas secciones (Almada *et al.* 2006).

En Phaseoleae, el género *Phaseolus* presenta generalmente $2n=22$ ($x=11$), aunque se han registrado especies con $2n=20$ (Fig. 2b). El tamaño del genoma varía entre 1.5 a 1.98 pg (2C). Esta variación estaría relacionada a cambios en cantidad y posición de heterocromatina y a características ecológicas y climáticas (Castagnaro *et al.* 1990; Mercado-Ruaro & Delgado Salinas 1998; Mercado-Ruaro & Delgado Salinas 2000). Los registros cromosómicos en *Camptosema* son $2n=22$ y $2n=20$ (Turner & Irwin 1961; Coleman & Smith 1969; Sede *et al.* 2003; Sede *et al.* en prensa); esta variación numérica se observa principalmente en especies que crecen en el Sur de Sudamérica y, que además poseen caracteres morfológicos relacionados con *Galactia* y *Collaea*, dificultando la delimitación genérica. Asimismo, estos dos últimos géneros presentan también registros con $n=10$, $2n=20$ (Turner 1956; Krapovickas 1965; Fernández 1977; Coleman & Demenezes 1980; Seijo & Vanni 1999; Bossi & Daviña 2000; Sede *et al.* 2003). Las especies hasta el momento estudiadas del complejo *Galactia-Collaea-Camptosema* han mostrado variación interespecífica, y pequeño tamaño de cromosomas, ambos tipos de datos están imposibilitado utilizar la localización de zonas rDNA mediante FISH para la diferenciación

genérico-específica (Fig. 2g-h) (Sede *et al.* 2006).

Astragalus (tribu Astragaleae) presenta una gran variación en el número, tamaño y morfología cromosómica ($n=6, 8, 10, 11, 12, 13, 14, 15$). Este género posee cariotipos bimodales (Fig. 2c), variación en el tipo y posición de satélites, y en el contenido de ADN ($2C=2.8-3.7$ pg) (Dopchiz *et al.* 1995).

El género *Arachis* (tribu Dalbergieae, sensu Lavin *et al.* 2001; Klitgaard & Lavin 2005) posee la mayoría de las especies con $2n=2x=20$ ($x=10$) cromosomas, sin embargo, Lavia (1998) describió un nuevo número básico ($x=9$; $2n=18$). Esta autora propone que $x=9$ sería derivado de $x=10$ por aneuploidía (displodía decreciente).

En la tribu Fabeae, *Vicia* posee gran variación en el número y morfología cromosómica (Fig. 2e): $2n=10, 12, 14, 24, 28$ ($x=5, 6, 7$). Su contenido de ADN varía entre 3.66–27.07 pg (2C) (Naranjo *et al.* 1998); mientras que en *Lathyrus* el número cromosómico es constante ($2n=14$) y las especies sudamericanas se diferencian por su fórmula cariotípica (Seijo & Fernández 2003). Ambos géneros se caracterizan por poseer el mayor tamaño del genoma descrito para leguminosas.

CONCLUSIONES

La revisión de los datos cromosómicos existentes en Leguminosas americanas revelan una gran variación en el número gamético (5 a 15), morfología cromosómica y tamaño del genoma (0.4–15 pg/1C). La variación encontrada puede explicarse por varios modelos: paleopoliploidía, dispoloidía (creciente o decreciente), hibridación y poliploidía secundaria o, su combinación. Dado que los cambios cromosómicos pueden ocurrir en forma cíclica, se analizaron los números gaméticos conjuntamente con los datos filogenéticos moleculares con el propósito de validar las hipótesis propuestas, y comprender los mecanismos de evolución cromosómica que han ocurrido en los distintos grupos.

Los datos indican que los dos modelos propuestos en forma combinada, han sido importantes en la evolución de la familia, existiendo una tendencia a la disminución del número cromosómico en la mayoría de los grupos. El análisis del tamaño del genoma sugiere que las leguminosas basales poseían genomas pequeños, mientras que ha ocurrido un aumento del contenido de ADN en los taxones más derivados (Fabeae).

La evaluación realizada permite establecer la dirección de los cambios cromosómicos (variación numérica y tamaño del genoma) y postular que la hibridación y poliploidía jugaron un rol preponderante en la evolución de la Familia. Los resultados de este estudio en entidades conflictivas de Leguminosae serán de gran utilidad para establecer grupos naturales.

AGRADECIMIENTOS

Se agradece al Comité organizador del IX Congreso Latinoamericano de Botánica (Santo Domingo, República Dominicana), por la invitación recibida para presentar este trabajo en el marco del Simposio de Leguminosas. Asimismo, LP hace extensivo su agradecimiento a la Agencia Nacional de Promoción Científica y Tecnológica (PICT 14119), al Consejo Nacional de Investigaciones Científicas y Técnicas (CONICET: PIP 5927) y a la Facultad de Ciencias Exactas y Naturales, UBA, y RHF a CONICET (PIP 5560) y a Myndel Botanica Foundation, Convocatoria 2002, 2004 y 2005, por los subsidios otorgados para recolectar, procesar y analizar las muestras del material que ha sido base de esta presentación. Los autores también quieren expresar su gratitud al Sr. Diego Fink por la configuración realizada de la lámina de fotos de cromosomas y FISH.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Almada, R. D.; Daviña, J. R. & Seijo, J. G. 2006. Karyotype analysis and chromosome evolution in southernmost South American species of *Crotalaria* (Leguminosae). *Botanical Journal of the Linnean Society* 150: 329-341.
- Benett, M. D. & Leitch, I. J. 2003. Plant DNA C-values database. Royal Botanic Gardens, Kew. www.rbgb.org/cval/homepage.html
- Bennett, M. D. 1995. The development and use of genomic in situ hybridization (GISH) as a new tool in plant biosystematics. *In*: Brandham, P. E. & Bennett, M. D. *Kew Chromosome Conference IV*. Royal Botanic Gardens, Kew. Pp. 167-183.
- Bennett, M. D. & Leitch, I. J. 2005. Genome size evolution in plants. *In*: Ryan Gregory, T. *The evolution of genome*. Elsevier Academic Press: 740.
- Biondo, E.; Miotto, S. T. S. & Schifino-Wittmann, M. T. 2006. Cytogenetics of species of *Chamaecrista* (Leguminosae-Caesalpinioideae) native from southern Brazil. *Botanical Journal of the Linnean Society* 150: 429-439.
- Boff T. & Schifino-Wittman, M. T. 2003. Segmental allopolyploidy and paleopolyploidy in species of *Leucaena* Benth: evidence from meiotic behavior analysis. *Hereditas* 138(1): 27-35.
- Bossi, F. S. & Daviña, J. R. 2000. Cromosomas de cuatro especies de *Galactia*. *Bonplandia* 20: 175-179.
- Castagnaro, A., Poggio, L. & Naranjo, C. A. 1990. Nuclear DNA content variation in *Phaseolus* (Fabaceae). *Darwiniana* 30: 195-200.
- Coleman, J. R. & Demenezes, E. M. 1980. Chromosome numbers in Leguminosae from the State of Sao Paulo, Brazil. *Rhodora* 82: 475-481.
- Coleman, J. R. & Smith, L. B. 1969. Chromosome numbers of some Brazilian angiosperms. *Rhodora* 71: 548-551.
- Dopchiz, L.; Gomez Sosa, E. & Poggio, L. 1995. Karyotype and nuclear DNA content of six species of *Astragalus*. *Cytologia* 60: 329-335.
- Doyle, J. J. & Luckow, M. A. 2003. The rest of the iceberg. Legume diversity and evolution in a phylogenetic context. *Plant Physiology* 131: 900-910.

- Fernández, A. 1977. Números cromosómicos en Angiospermas. *Hickenia* 1: 83-86.
- Goldblatt, P. 1981. Cytology and the phylogeny of Leguminosae. In: Polhill, R. M. & Raven, P. H. *Advances in legume systematics*. Royal Botanic Gardens, Kew, 2: 427-463.
- Grant, V. 1985. *The evolutionary process*. W.H. Freeman and Co., San Francisco. 499p.
- Grehilhuber, J. & Ehrendorfer, F. 1988. Karyological approaches to plant taxonomy. *ISI Atlas of Science*. Vol. 1.
- Hughes C. E.; Bailey, C. D. & Harris, S. A. 2002. Divergent and reticulate species relationships in *Leucaena* (Fabaceae) inferred from multiple data sources: insights into polyploid origins and nrDNA polymorphism. *American Journal of Botany* 89: 1057-1073.
- Hunziker, J. H.; Poggio, L.; Naranjo, C. A.; Palacios, R. A. & Andrada, B. 1975. Cytogenetics of some species and natural hybrids in *Prosopis* (Leguminosae). *Canadian Journal of Genetics and Cytology* 17: 253-262.
- Hunziker, J. H.; Saidman, B. O.; Naranjo, C. A.; Palacios, R. A.; Poggio, L. & Burghardt, A. D. 1986. Hybridization and genetic variation of Argentine species of *Prosopis*. *Forest Ecol. Management* 16: 301-315.
- Jackson, R. C. 1971. The karyotype in systematics. *Annual Review of Ecology and Systematic* 2: 327-368.
- Kaas, E. & Wink, M. 1996. Molecular evolution of the Leguminosae: phylogeny of the three subfamilies based on rbc-L sequences. *Biochemical Systematics and Ecology* 24: 365-378.
- Klitgaard, B. B. & Lavin, M. 2005. Tribe Dalbergieae *sens. lat.* In: Lewis, G. P.; Schrire, B. D.; Mackinder, B. & Lock, M. *Legumes of the world*. Royal Botanic Gardens, Kew. Pp. 307-335.
- Krapovickas, A. 1965. Recuentos cromosómicos de leguminosae. *Kurtziana* 2: 91-94.
- Lavia, G. I. 1998. Karyotype of *Arachis palustris* and *A. praecox* (Section *Arachis*). Two species with basic number $x=9$. *Cytologia* 63: 177-181.
- Lavin, M.; Pennington, R.; Klitgaard, B. B.; Sprent, J.; De Lima, H. & Gasson, P. 2001. The dalbergioid legumes (Fabaceae): delimitation of a pantropical monophyletic clade. *American Journal of Botany* 88: 503-533.
- Leitch, I. J.; Chase, M. W. & Bennett, M. D. 1998. Phylogenetic analysis of DNA C-values provides evidence for a small ancestral genome size in flowering plants. *Annals of Botany* 82: 85-94.
- Lewis, G. P.; Schrire, B. D.; Mackinder, B. & Lock, M. (eds). 2005. *Legumes of the world*. Kew: 577p.
- Luckow, M.; Fortunato, R.; Sede, S. & Livshultz, T. 2005. The phylogenetic affinities of two mysterious monotypic mimosoids from Southern South America. *Systematic Botany* 30: 585-602.
- Mercado-Ruaro, P. & Delgado Salinas, A. 1998. Karyotypic studies on species of *Phaseolus* (Fabaceae: Phaseolinae). *American Journal of Botany* 85: 1-9.
- _____. 2000. Cytogenetic studies in *Phaseolus* L. (Fabaceae). *Genetics and Molecular Biology* 23(4): 985-987.
- Moscone, E. A.; Klein, F.; Lambrou, M.; Fuchs, J. & Schweizer, D. 1999. Quantitative karyotyping and dual color FISH mapping of 5S and 18S 25S rDNA probes in the cultivated *Phaseolus* species (Leguminosae). *Genome* 42: 1224-1233.
- Naganowska, B.; Wolko, B.; Liwska, E. & Kaczmarek, Z. 2003. Nuclear DNA content variation and species relationships in the genus *Lupinus* (Fabaceae). *Annals of Botany* 92: 349-355.
- Naganowska, B. & Zielinska, A. 2002. Physical mapping of 18S-25S rDNA and 5S rDNA in *Lupinus* via fluorescent in situ hybridization. *Cellular and Molecular Biology Letters* 7: 665-670.
- Naranjo, C. A.; Ferrari, M.; Palermo, A. & Poggio, L. 1998. Karyotype DNA content and meiotic behavior in five South American species of *Vicia* (Fabaceae). *Annals of Botany* 82: 757-764.

- Naranjo, C. A.; Poggio, L. & Enus Zeiger, S. 1984. Chromatography of phenols, morphology and cytogenetics in three species and natural hybrids of *Prosopis* (*P. affinis*, *P. alba* and *P. nigra*) (Leguminosae, Mimosoidae). *Plant Systematics and Evolution* 144: 257-276.
- Nixon, K. C. 2002. WinClada, 1.00.08. Ithaca, NY.
- Poggio, L. & Naranjo, C. A. 2004. Citogenética. In: Echenique, V.; Rubinstein, C. & Mroginski, L. Biotecnología y mejoramiento vegetal. Editorial INTA. Pp. 69-79.
- Ruijin, L.; Taylor, S. & Jenkins, G. 2001. Unravelling the phylogeny of tetraploid *Vicia amoena* (Fabaceae) and its diploid relatives using chromosomal landmarks. *Hereditas* 134: 219.
- Sede, S.; Fortunato, R. & Poggio, L. 2006. Chromosome evaluation of southern South American species of *Camptosema* and allied genera (Diocleinae-Papilionoideae-Fabaceae). *Botanical Journal of the Linnean Society* 152: 235-243.
- Sede, S.; Greizerstein, E. J.; Dezi, R.; Fortunato, R. & Poggio, L. 2003. Chromosome studies in the Complex *Galactia-Collaea-Camptosema* (Fabaceae). *Caryologia* 56: 295-301.
- Seijo, G. 2000. Números cromosómicos de especies de *Mimosa* (Leguminosae) de Paraguay. *Bonplandia* 10: 163-167.
- Seijo, G. & Vanni, R. 1999. Números cromosómicos en Leguminosas de Paraguay. *Boletín de la Sociedad Argentina de Botánica* 34: 119-122.
- Seijo, J. G. & Fernández, A. 2003. Karyotype analysis and chromosome evolution in South American species of *Lathyrus* (Leguminosae). *American Journal of Botany* 90: 980-987.
- Seijo, J. G.; Lavia, G. I.; Fernández, A.; Krapovickas, A.; Ducasse, D. & Moscone, E. A. 2004. Physical mapping of the 5S and 18S-25S rRNA genes by FISH as evidence that *Arachis duranensis* and *A. ipaensis* are the wild diploid progenitors of *A. hypogaea* (Leguminosae). *American Journal of Botany* 91: 1294-1303.
- Sharma, A. K. & Sharma, A. 2001. Chromosome painting. Principles, strategies and scope. Kluwer Academic Publishers, 179p.
- Soltis, D. E.; Soltis, P. S.; Bennett, M. D. & Leitch, I. J. 2003. Evolution of genome size in the angiosperms. *American Journal of Botany* 90: 1596-1603.
- Stebbins, G. L. 1971. Chromosomal evolution in higher plants. Addison Wesley Publ., Reading, Massachusetts, 216p.
- Turner, B. L. 1956. Chromosome numbers in the Leguminosae I. *American Journal of Botany* 43: 577-581.
- Turner, B. L. & Irwin, H. S. 1961. Chromosome numbers of some brazilian Leguminosae. *Rhodora* 63: 16-19.
- Wojciechowski, M. F. 2003. Reconstructing the phylogeny of legumes (Leguminosae): an early 21st century perspective. In: Klitgaard, B. B. & Bruneau, A. Advances in legume systematics, part 10. Royal Botanic Gardens, Kew. Pp. 5-35.
- Wojciechowski, M. F.; Lavin, M. & Sanderson, M. 2004. A phylogeny of legumes (Leguminosae) based on analysis of the plastid matK gene resolves many well-supported subclades within the family. *American Journal of Botany* 91: 1846-1862.
- Zanin, L. A. & Cangiano, M. A. 2001. El cariotipo de *Hofmannseggia glauca* (Fabaceae). *Darwiniana* 39: 11-13.

O GÊNERO *MIMOSA* (LEGUMINOSAE-MIMOSOIDEAE) NA MICRORREGIÃO DO VALE DO IPANEMA, PERNAMBUCO¹

Juliana Santos Silva² & Margareth Ferreira de Sales³

RESUMO

(O gênero *Mimosa* (Leguminosae-Mimosoideae) na microrregião do Vale do Ipanema, Pernambuco) O estudo taxonômico de *Mimosa* no Vale do Ipanema foi realizado através da análise morfológica de materiais de herbários e coletados em campo. Constataram-se 11 táxons distribuídos em três seções: 1) *Mimosa* sect. *Batocaulon* (*M. adenocarpa*, *M. arenosa*, *M. gemmulata* var. *adamantina*, *M. lewisii*, *M. misera*, *M. ophthalmocentra* e *M. tenuiflora*); 2) *Mimosa* sect. *Habbasia* (*M. somnians*); e 3) *Mimosa* sect. *Mimosa* (*M. hirsutissima* var. *hirsutissima*, *M. modesta* var. *ursinoides* e *M. sensitiva* var. *sensitiva*). Os principais caracteres morfológicos utilizados para separação das espécies foram os tipos de indumento e de inflorescências, número de pinas, foliólulos, de elementos do perianto e de estames, além do aspecto do fruto. A maior parte das espécies apresenta distribuição em vegetação de caatinga, apenas *M. hirsutissima* var. *hirsutissima*, *M. gemmulata* var. *adamantina*, *M. misera* e *M. sensitiva* var. *sensitiva* ocorrem em vegetação arbustiva perenifolia.

Palavras-chave: *Mimosa*, Mimosoideae, taxonomia, florística, Brasil.

ABSTRACT

(*Mimosa* L. (Leguminosae-Mimosoideae) in the microrregion of Ipanema Valley, Pernambuco) The taxonomic study of *Mimosa* L. in the Ipanema Valley was based on morphologic analysis of fresh material or herbarium specimens, as well as field observations. Eleven taxa, distributed in three sections, were found: 1) *Mimosa* sect. *Batocaulon* (*M. adenocarpa*, *M. arenosa*, *M. gemmulata* var. *adamantina*, *M. lewisii*, *M. misera*, *M. ophthalmocentra* and *M. tenuiflora*); 2) *Mimosa* sect. *Habbasia* (*M. somnians*); and 3) *Mimosa* sect. *Mimosa* (*M. hirsutissima* var. *hirsutissima*, *M. modesta* var. *ursinoides* and *M. sensitiva* var. *sensitiva*). The main characters used for delimitation of the species were type of indumentum, inflorescence morphology, number of pinnae, leaflets, perianth elements and stamens, as well as aspects from the fruit. Most species occur in caatinga vegetation, only *M. hirsutissima* var. *hirsutissima*, *M. gemmulata* var. *adamantina*, *M. misera* and *M. sensitiva* var. *sensitiva* occur in evergreen shrubby vegetation.

Key words: *Mimosa*, Mimosoideae, taxonomy, survey, floristics, Brazil.

INTRODUÇÃO

Mimosa L. abrange cerca de 480 espécies alocadas em cinco seções, com distribuição nos mais variados ambientes e tipos vegetacionais das regiões tropicais e subtropicais da América, apresentando como importantes centros de diversidade o Brasil, México, Paraguai, Uruguai e Argentina (Barneby 1991). Para o Brasil, estima-se cerca de 340 espécies, das quais 189 são referidas para o cerrado por Simon & Proença (2000).

A primeira referência ao gênero *Mimosa* foi feita por Linnaeus (1753) no *Species Plantarum*, onde o autor incluiu 53 espécies, das quais 47 foram posteriormente transferidas para outros gêneros da subfamília. Tratamentos

taxonômicos abrangentes sobre *Mimosa* são encontrados em Bentham (1841, 1875, 1876), Burkart (1948) e, mais recentemente, em Barneby (1991), que se destaca, principalmente, por ter contribuído para a sistemática atual do gênero.

No Brasil, estudos abordando a taxonomia desse gênero são escassos, destacando-se a monografia de Bentham (1876), na *Flora brasiliensis*, por fornecer descrições minuciosas de 199 espécies, com comentários e distribuição geográfica, constituindo uma obra relevante para os estudos do gênero. Mais recentemente, Lins (1984) revisou a série *Lepidotae* para o Rio Grande do Sul constatando oito espécies diferenciadas, principalmente, pelo número de folíolos, coloração das flores e pelo tipo de tricoma.

Artigo recebido em 07/2006. Aceito para publicação em 05/2007.

¹Projeto financiado pela fundação O Boticário de Proteção a Natureza.

²Bolsista de Iniciação Científica – UFRPE/FACEPE. Jullybandeira@hotmail.com

³Universidade Federal Rural de Pernambuco, Departamento de Biologia, Área de Botânica. Av. Dom Manuel Medeiros s/n, Dois Irmãos, Recife, PE. mfsales@ufrpe.br

Para o Nordeste do Brasil merece destaque Barneby (1985), que abordou o gênero para a Bahia estabelecendo 15 novas espécies, sete variedades e nove combinações novas; Ducke (1953), que tratou de *Mimosa* ao estudar as leguminosas de Pernambuco e Paraíba; Lewis (1987), que referiu 65 espécies para a Bahia, e Lewis (1995), que estudou as espécies do Pico das Almas, Chapada Diamantina, Bahia. Recentemente, Lewis (2006) referiu 104 táxons de *Mimosa*, para o checklist das plantas do Nordeste brasileiro.

Mimosa constitui um tema relevante para estudo por apresentar muitos problemas taxonômicos a serem resolvidos. Isto ocorre em face de sua complexidade, resultante da grande diversidade morfológica, certamente, relacionada à ampla distribuição geográfica e aos diferentes tipos de hábitat em que ocorre, além do seu elevado número de táxons. Neste sentido, o presente estudo objetiva o reconhecimento das espécies de *Mimosa* ocorrentes na microrregião do Vale do Ipanema, como primeiro passo para o estudo do gênero em todo estado de Pernambuco.

MATERIAL E MÉTODOS

Área de estudo - A microrregião do Vale do Ipanema, com cerca de 5.288 km², localiza-se no estado de Pernambuco, aproximadamente 340 km do Recife, na região do Sertão do Moxotó, abrangendo os municípios de Águas Belas, Buíque, Itaíba, Pedra, Tupanatinga e Venturosa. A vegetação predominante é a caatinga, embora ocorram, também, vegetações ruprestres, floresta úmida e arbustiva perenifólia.

Estudo taxonômico - Foram realizadas coletas mensais para a obtenção de material

botânico e observação das populações em campo. Os exemplares coletados foram incorporados ao acervo do herbário PEUFR da Universidade Federal Rural de Pernambuco. Para padronizar as formas das estruturas vegetativas e reprodutivas utilizaram-se as terminologias propostas por Radford *et al.* (1974) e Bell (1991) e para o padrão de venação, Hickey (1973).

RESULTADOS E DISCUSSÃO

Mimosa L., Sp. Pl. 1: 516.1753.

Árvores, arbustos, trepadeiras ou ervas, inermes ou armadas de acúleos ou espinhos. Acúleos infra-estipulares ou dispersos irregularmente ao longo dos ramos. Folhas bipinadas, muitas vezes sensitivas ao toque, raramente ausentes ou reduzidas a filódios; estípulas inconspícuas ou, às vezes, espinescentes; pecíolo em geral sem glândulas, raramente com uma na base. Inflorescências glomeruliformes, espiciformes ou raramente racemos, axilares, solitárias ou agrupadas em racemos ou panículas axilares ou terminais. Flores pequenas, sésseis ou pediceladas, andróginas ou unissexuais, isostêmones ou diplostêmones; cálice 3-5 lobos, gamossépalo, membranáceo, campanulado, tubular ou papiforme; corola 3-5 lobos, gamopétala, campanulada, creme, rósea ou púrpura nos lobos; estames livres ou brevemente unidos na base, exsertos, brancos, creme, róseos ou lilases; anteras dorsifixas, não glandulares; ovário, em geral, séssil, com dois ou mais óvulos; estilete filiforme, estigma apical, inconspícuo. Fruto craspédio, séssil ou estipitado, linear, elíptico ou oblongo, membranáceo ou coriáceo, armado ou inerme; sementes plano-compressas, elipsóides, oblongóides ou ovóides.

Chave para identificação das seções e espécies de *Mimosa* ocorrentes na microrregião do Vale do Ipanema

1. Flores diplostêmones.
 2. Corola com lobos estriados 2. sect. *Habbasia*; 2.1. *M. somnians*
 - 2'. Corola com lobos não estriados 1. sect. *Batocaulon*
3. Inflorescências glomeruliformes.
 4. Flores trímeras; corola rósea 1.5. *M. misera*
 - 4'. Flores tetrâmeras; corola creme.

5. Estípulas espinescentes; foliólulos com ápice arredondado, margem não ciliada; inflorescências agrupadas em panícula terminal; filetes brancos 1.4. *M. lewisii*
- 5'. Estípulas não espinescentes; foliólulos com ápice mucronado, margem ciliada; inflorescências solitárias, axilares; filetes lilases 1.1. *M. adenocarpa*
- 3'. Inflorescências espiciformes.
6. Ramos aculeados; nervação hifódroma ou eucampódroma.
7. Foliólulos com glândulas translúcidas; nervação hifodroma; cálice 4-costelas ...
..... 1.7. *M. tenuiflora*
- 7'. Foliólulos sem glândulas translúcidas; nervação eucampódroma; cálice tubular
..... 1.6. *M. ophthalmocentra*
- 6'. Ramos inermes; nervação cladódroma ou acródroma.
8. Folha com 4–12 pinas; nervação acródroma; corola glabra; filetes brancos; fruto linear, glabro 1.2. *M. arenosa*
- 8'. Folha com 16–22 pinas; nervação cladódroma; corola com glândulas entremeadas aos tricomas simples; filetes róseos; fruto elíptico, revestido por glândulas acobreadas adensadas 1.3. *M. gemmulata* var. *adamantina*
- 1'. Flores isostêmones 3. sect. *Mimosa*
9. Planta armada; ramos cilíndricos; nervação acródroma ou cladódroma.
10. Acúleos distribuídos densamente nos ramos, pecíolos e pedúnculos; pecíolo anguloso; foliólulos membranáceos, oval-lanceolados, base truncada; nervação broquidódroma; ovário glabro 3.3. *M. sensitiva* var. *sensitiva*
- 10'. Acúleos infrapeciolares; pecíolo canaliculado; foliólulos cartáceos, oblongos, base arredondada; nervação acródroma; ovário pubescente 3.1. *M. hirsutissima* var. *hirsutissima*
- 9'. Planta inermes; ramos sulcados; nervação actinódroma 3.2. *M. modesta* var. *ursinoides*

1. *Mimosa* sect. *Batocaulon* DC., Prodr. 2: 429. 1825

Apresenta cerca de 190 espécies, com distribuição predominantemente americana, sendo considerada uma das mais polimórficas do gênero. Na área de estudo ocorrem sete espécies.

1.1. *Mimosa adenocarpa* Benth., J. Bot. (Hooker) 4: 399. 1842. Fig. 1 a-e

Arbusto 2–2,5 m alt. Tricomas glandulares e simples, distribuídos nos ramos, estípulas, pecíolo, foliólulos, raque, pedúnculos, brácteas e no ápice da corola. Ramos cilíndricos, aculeados; acúleos retos; estípulas 6–9 mm compr., estreitamente triangulares, não espinescentes. Folhas 14–22 pinas; pecíolo 0,8–2,3 cm compr., canaliculado, aculeado; raque 3–5 mm compr., caniculada, aculeada; pinas 1,5–4 cm compr., 32–56 folióluladas; foliólulos cartáceos, oblongos, base oblíqua, ápice mucronado, margem ciliada, face adaxial glabra, abaxial pubescente; nervação hifódroma. Inflorescências glomeruliformes, solitárias,

axilares; pedúnculo 2,5–3 cm compr.; brácteas 3–3,2 mm compr., triangulares, ciliadas. Botões 2–2,1 mm compr. Flores diplostêmones, tetrâmeras, sésseis; cálice 0,7–0,8 mm compr., tubuloso, 4-denteado, discretamente ciliado; corola 4–4,3 × 0,9–1 mm, campanulada, creme, tricomas glandulares adensados no ápice, lobos 4, lanceolados; estames 8, livres; filete 1,2–1,3 mm compr., lilás; antera oblongo-ovóide; ovário 2–3,3 mm compr., séssil, seríceo; óvulos 6–11; estilete 8–9 mm compr. Fruto não observado. **Material examinado:** BRASIL. PERNAMBUCO: Buíque, serra do Catimbau, 10.VII.2005, fl., *J. S. Silva et al.* 124 (PEUFR); A. S. A. Alves et al. 54 (PEUFR). Material adicional: BRASIL, BAHIA: Rio de Contas, 4.IV.1966, fl., *J. S. Sobrinho* 245 (HST).

Mimosa adenocarpa é facilmente reconhecida pelos tricomas glandulares adensados no ápice dos lobos da corola, ovário (ca. 3 mm) seríceo e estípulas (6–9 mm) maiores que nas demais espécies (0,2–4,8 mm). É registrada para os estados da Bahia, Goiás, Mato Grosso do Sul e Minas Gerais (Barneby

1991), e referida pela primeira vez para Pernambuco neste trabalho. Até agora foi apenas localizada em Buíque, em vegetação de caatinga, em solos arenosos. Floresce em julho.

1.2. *Mimosa arenosa* (Willd.) Poir., *Encycl. Suppl.* 1: 66. 1810. Fig. 1 f-i

Arbusto 2,5–3,5 m alt. Ramos cilíndricos, inermes e aculeados, tomentosos; acúleos incurvados; estípulas 2–3,2 mm compr., estreitamente triangulares, velutino-pubescentes. Folha 4–12 pinas; pecíolo 0,9–1,7 cm compr., sulcado, tomentoso; raque 0,7–1 cm compr., discretamente sulcado, puberulento; pinas 1–3,5 cm compr., 12–40 folioluladas; foliólulos membranáceos, oblongos, ápice mucronado-mucronulado, base oblíqua, margem inteira, puberulentos a glabros; nervação acródroma. Inflorescências espiciformes, solitárias, axilares; pedúnculo 0,5–1 cm compr., pubescente; brácteas 1–1,2 mm compr., lanceoladas, ciliadas. Botões 0,9–1,4 mm compr. Flores diplostêmones, tetrâmeras, curtamente pediceladas, glabras; cálice 0,5–0,8 mm compr., tubular, 4-denteado, discretamente ciliado; corola 2–2,3 × 0,9–1 mm, campanulada, creme, glabra, lobos 4, lanceolados; estames 8, livres; filete 4,5–5 mm compr., branco; antera oblongo-ovóide; ovário 1 mm compr., sésil, glabro; óvulos 4–8; estilete 5–6,4 mm compr. Craspédio 3,5–4,4 × 0,4–0,5 cm, estipitado, membranáceo, linear, plano-compresso, base atenuada, ápice mucronado, glabro, marrom-escuro; repleto reto, glabro. Sementes 5–8, ovóides, plano-compressas, marrons.

Material examinado: BRASIL. PERNAMBUCO: Águas Belas, barragem Grande de Lameirão, 9.IX.2003, fl., E. B. Ferraz & J. Roberto 2 (IPA); próximo à fazenda Nova, 29.XI.1989, fl., D. A. Lima 69-5610 (IPA); Buíque, estrada para Catimbau, 9.VII.1995, fl., K. Andrade & L. Figueiredo 115 (PEUFR); Pedra, reserva da Igreja, fl., 2.VII.2006, J. S. Silva et al. 260 (PEUFR); Venturosa, estrada para Alagoinha, 2.VII.2006, fl., J. S. Silva et al. 268 (PEUFR).

Mimosa arenosa pode ser reconhecida pelos ramos tomentosos, foliólulos membranáceos, flores curtamente pediceladas e frutos glabros. Apresenta afinidades com *M. ophthalmocentra*, com a qual compartilha o hábito arbustivo, a

presença de acúleos, as inflorescências espiciformes, o mesmo número de estames (8), os filetes brancos e o fruto plano-compresso. No entanto, diferenciam-se principalmente por que em *M. ophthalmocentra* a corola é 4-angulada, o craspédio é sésil e puberulento e os foliólulos são eucamptódromos e cartáceos, enquanto em *M. arenosa* a corola é campanulada, o craspédio é estipitado e glabro e os foliólulos são acródromos e membranáceos. A espécie é referida para América Central (México) e América do Sul (Brasil, Colômbia e Venezuela) (Barneby 1991). No Brasil ocorre nos estados do Ceará, Minas Gerais, Pernambuco (Sales et al. 1998), Rio de Janeiro e Rio Grande do Norte (Barneby 1991). Na área de estudo foi coletada na caatinga, em solos arenosos. Floresce de junho a novembro e frutifica em novembro. É conhecida popularmente como jurema-branca.

1.3. *Mimosa gemmulata* var. *adamantina* Barneby, *Brittonia* 37: 132. 1985. Fig. 1 j-l

Arbusto 1–2,5 m alt. Glândulas acobreadas e tricomas simples, distribuídos nos ramos, raque, pecíolo, foliólulos, pedúnculo e flores. Ramos canaliculados, inermes; estípulas 1,6–1,8 mm compr., triangulares, puberulentas. Folhas 16–22 pinas; pecíolo 0,7–1,0 cm compr., canaliculado, puberulento; raque 0,3–0,7 mm compr., puberulenta; pinas 2–8 cm compr., 30–86 folioluladas, foliólulos cartáceos, oblongos, base oblíqua, ápice acuminado, margem ciliada, face adaxial puberulento-pubescente, abaxial densamente revestida por glândulas acobreadas; nervação cladódroma. Inflorescências espiciformes, solitárias, axilares; pedúnculo 1,5–2 cm compr.; brácteas não observadas. Botões 1,5–1,7 mm compr. Flores diplostêmones, tetrâmeras, sêsseis; cálice 0,6–0,9 mm compr., tubular, 4-denteado, externamente com glândulas e tricomas simples e internamente glabro; corola 2–2,1 × 0,8–0,9 mm, campanulada, creme, glândulas entremeadas aos tricomas simples no ápice, lobos 4, ovais; estames 7–9, livres; filete 6,8–8 mm compr., róseo; antera oblonga; ovário sésil, ca. 1 mm compr., densamente viloso; óvulos 8; estilete 7 mm compr. Craspédio 1,3–3 × 0,4–0,5 cm, estipitado, cartáceo, elíptico,

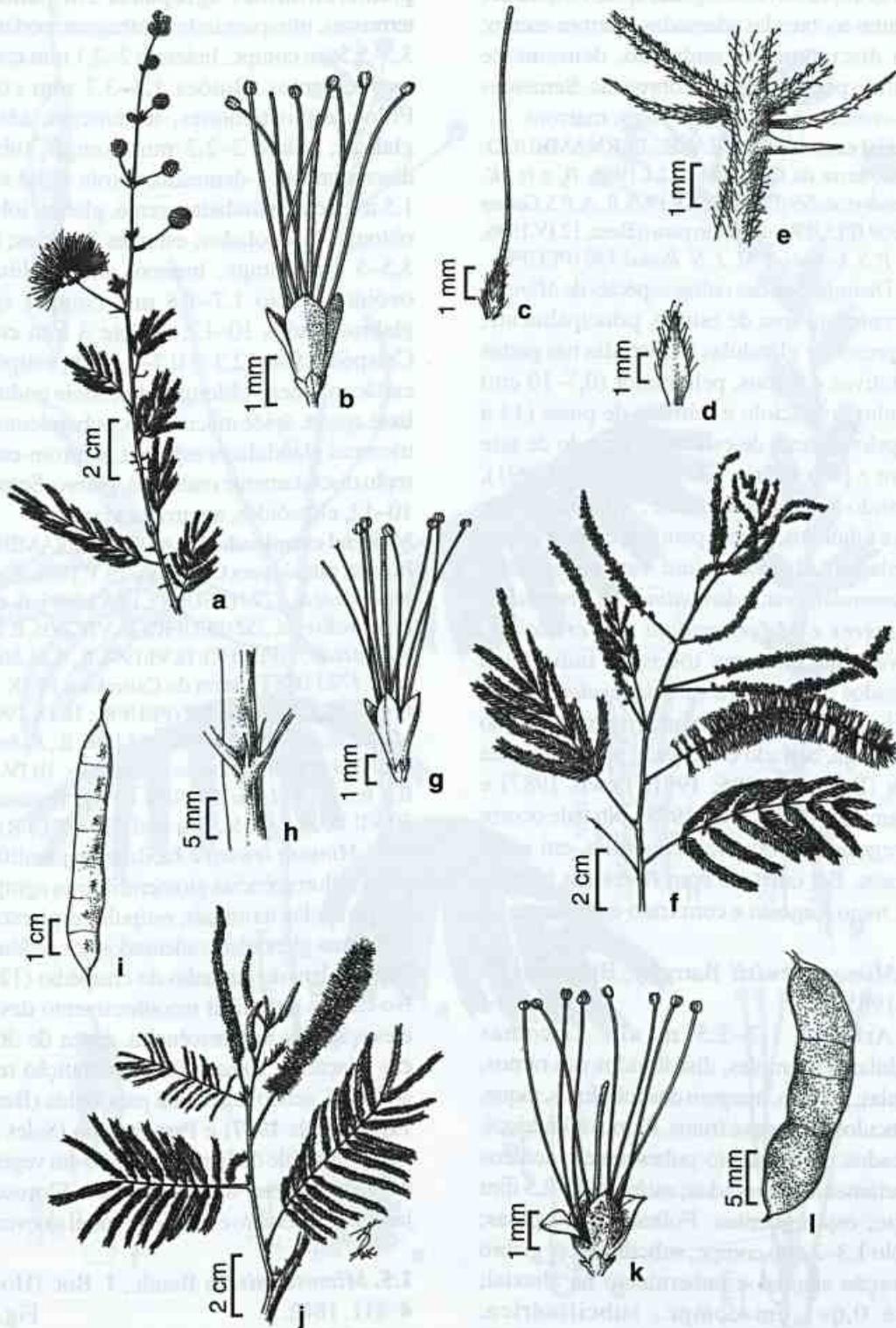


Figura 1 – a-c. *Mimosa adenocarpha* – a. aspecto geral do ramo; b. flor; c. gineceu; d. bráctea; e. detalhe das estípulas e acúleo (Silva 124). f-i. *M. arenosa* – f. aspecto geral do ramo; g. flor; h. detalhe das estípulas; i. fruto (Andrade 115). j-l. *M. gemmulata* var. *adamantina* – j. aspecto geral do ramo; k. flor; l. fruto (Gomes 427).

plano-compresso, base aguda, ápice cuspidado, glândulas acobreadas adensadas, marrom-escuro; replo discretamente ondulado, densamente revestido por glândulas acobreadas. Sementes 7–8, ovóides, plano-compressas, marrons.

Material examinado: BRASIL. PERNAMBUCO: Buíque, serra de Catimbau, 12.I.1996, fl. e fr., K. Andrade *et al.* 299 (PEUFR); 8.V.1995, fl., A. P. S. Gomes *et al.* 304 (PEUFR); caminho para o Breu, 12.IV.1996, fl., A. P. S. Gomes & M. J. N. Rodal 330 (PEUFR).

Distingue-se das outras espécies de *Mimosa* ocorrentes na área de estudo, principalmente, por apresentar glândulas acobreadas nas partes vegetativas e florais, pelo maior (0,7–10 cm) tamanho do pecíolo e número de pinas (14 a 20), pelo número de estames variando de sete a nove e pelo ovário viloso. Barneby (1991), baseando-se, especialmente, no número de pinas e foliólulos, propôs para esta espécie quatro variedades: *M. gemmulata* var. *gemmulata*, *M. gemmulata* var. *adamantina*, *M. gemmulata* var. *segrex* e *M. gemmulata* var. *crystalina*. No Vale do Ipanema todos os indivíduos analisados pertencem a variedade *adamantina*. É exclusiva do nordeste brasileiro, em vegetação de caatinga, cerrado e carrasco, nos estados da Bahia (Barneby 1985; 1991; Lewis 1987) e Pernambuco (Sales *et al.* 1998). No vale ocorre em vegetação arbustiva perenifólia, em solos arenosos. Foi coletada com flores em janeiro, abril, maio e agosto e com fruto em janeiro.

1.4. *Mimosa lewisii* Barneby, Brittonia 37: 136. 1985. Fig. 2 a-f

Arbusto 1,2–2,5 m alt. Tricomas glandulares e simples, distribuídos nos ramos, estípulas, pecíolo, margem dos foliólulos, raque, pedúnculos, brácteas e frutos. Ramos cilíndricos, aculeados, puberulento-pubescentes; acúleos discretamente incurvados; estípulas 2–2,5 mm compr., espinescentes. Folhas 14–20 pinas; pecíolo 1,3–2 mm compr., subcilíndrico, glabro na porção adaxial e puberulento na abaxial; raque 0,6–1 cm compr., subcilíndrica, puberulenta; pinas 2,5–4 cm compr., 42–68 folioluladas; foliólulos cartáceos, oblongos, base oblíqua, ápice arredondado, margem não ciliada, glabro; nervação hifódroma. Inflorescências

glomeruliformes agrupadas em panículas terminais, ultrapassando a folhagem; pedúnculo 3,5–5,5 cm compr.; brácteas 2–2,1 mm compr., espinescentes. Botões 1,5–3,3 mm compr. Flores diplostêmones, tetrâmeras, sêsseis, glabras; cálice 2–2,2 mm compr., tubular, discretamente 4-dentado; corola 4–5,8 × 1,4–1,5 mm, campanulada, creme, glabra, lobos 4, oblongo-lanceolados; estames 8, livres; filete 3,5–5 mm compr., branco; antera oblonga-ovóide; ovário 1,7–1,8 mm compr., séssil, glabro; óvulos 10–12; estilete 3 mm compr. Craspédio 9,4–12,7 × 0,7–0,8 cm, estipitado, cartáceo, linear-oblongo, superfície ondulada, base aguda, ápice mucronado, puberulento com tricomas glandulares esparsos, marrom-escuro; replo discretamente ondulado, glabro. Sementes 10–12, elipsóides, amarronzadas.

Material examinado: BRASIL. PERNAMBUCO: Buíque, estrada para Catimbau, 19.V.1994, fr., A. M. Miranda *et al.* 1723 (PEUFR); 19.XI.1995, fl. e fr., L. Figueiredo *et al.* 252 (PEUFR); 26.VII.2005, fl. e fr., J. S. Silva *et al.* 57 (PEUFR); 18.VI.1994, fl., A. M. Miranda *et al.* 1723 (HST); serra do Catimbau, 11.IX.1994, fl. e fr., M. J. N. Rodal 437 (PEUFR); 18.IX.1994, fl., M. J. N. Rodal 436 (PEUFR); 10.I.1996, fl., K. Andrade *et al.* 269 (PEUFR); fazenda Cajueiro, 10.IV.1955, fl. e fr., D. A. Lima 55-2024 (IPA); Tupanatinga, 30.VII.2006, fl., J. S. Silva *et al.* 226 (PEUFR).

Mimosa lewisii é facilmente identificada pelas inflorescências glomeruliformes agrupadas em panículas terminais, estípulas espinescentes e tricomas glandulares adensados nos pedúnculos florais, além do tamanho do craspédio (12 cm). No campo é de fácil reconhecimento devido à elevação das inflorescências, cerca de 30 cm, em relação às folhas. Tem distribuição restrita ao Brasil, sendo registrada para Bahia (Barneby 1985; Lewis 1987) e Pernambuco (Sales *et al.* 1998). No Vale do Ipanema cresce em vegetação de caatinga em solos arenosos. Floresce de janeiro a novembro e frutifica de abril a novembro.

1.5. *Mimosa misera* Benth., J. Bot. (Hooker) 4: 411. 1842. Fig. 2 g-j

Subarbusto ca. 70 cm alt., escandente. Tricomas glandulares nas margens e face abaxial dos foliólulos, na raque e nos eixos e pedúnculos das inflorescências. Ramos cilíndricos, estriados,

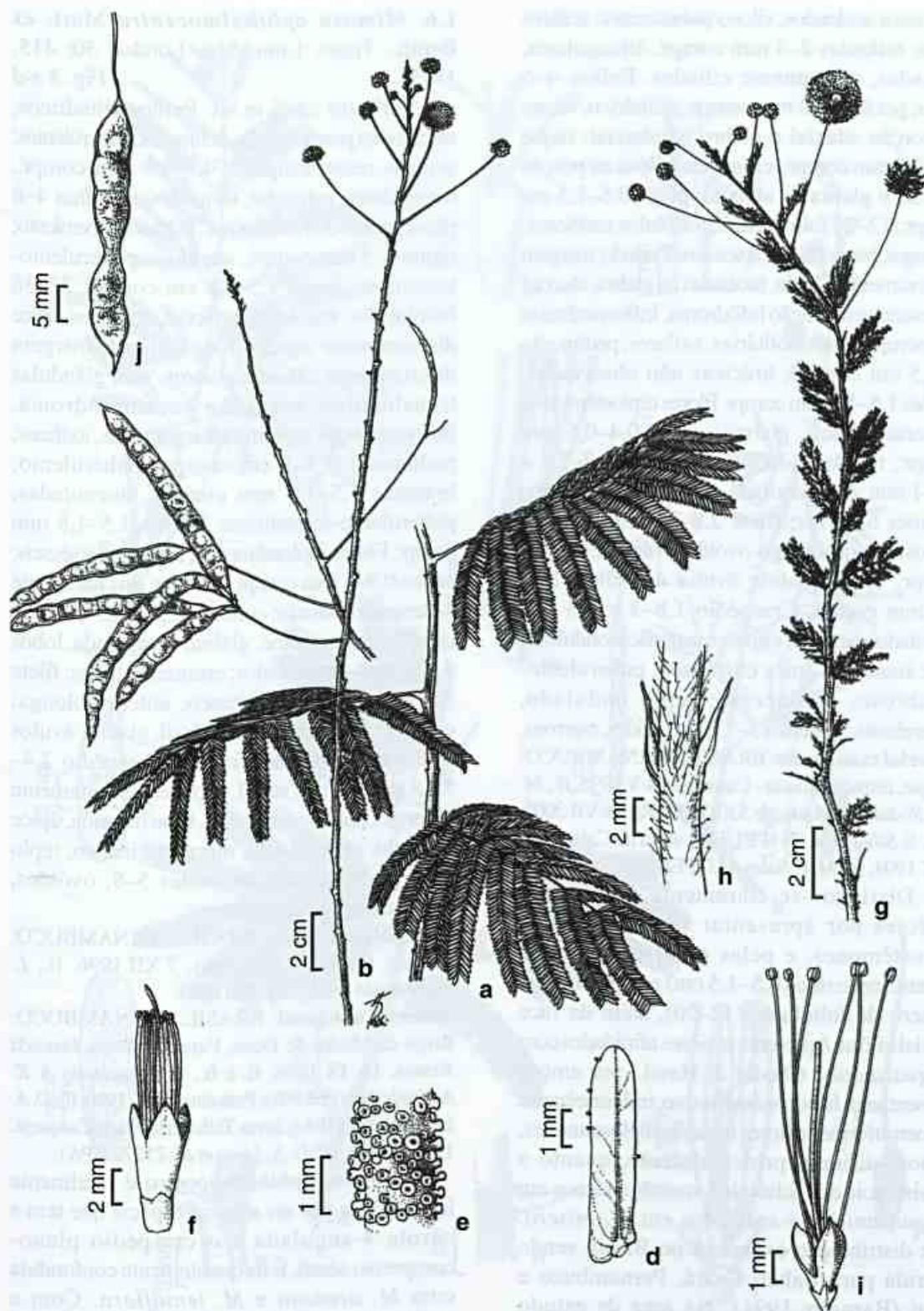


Figura 2 – a-f. *Mimosa lewisii* – a. aspecto geral do ramo; b. eixo floral; c. detalhe dos frutos; d. foliólulo, face abaxial; e. detalhe dos tricomas glandulares no pedúnculo; f. flor (Silva 57). g-j. *M. misera* – g. aspecto geral do ramo; h. detalhe das estípulas; i. flor; j. fruto (Silva 73).

inermes a aculeados, viloso-pubescentes; acúleos retos; estípulas 2–3 mm compr., triangulares, estriadas, densamente ciliadas. Folhas 4–6 pinas; pecíolo 2–5 mm compr., cilíndrico, viloso na porção adaxial e glabro na abaxial; raque 2,4–2,5 mm compr., cilíndrica, vilosa na porção adaxial e glabra na abaxial; pinas 0,5–1,5 cm compr., 12–20 folioluladas; foliólulos cartáceos, oblongos, base oblíqua, ápice arredondado, margem esparsamente ciliada, face adaxial glabra, abaxial pubescente; nervação hifódroma. Inflorescências glomeruliformes, solitárias, axilares; pedúnculo 2–7,5 cm compr.; brácteas não observadas. Botões 1,5–1,6 mm compr. Flores diplostêmones, trímeras, sésseis, glabras; cálice 0,4–0,5 mm compr., tubular, 3-denteado; corola 2,7–2,8 × 0,8–1 mm, campanulada, rósea, lobos 3, ovais; estames 6, livres; filete 2,8–2,9 mm compr., róseos; antera oblongo-ovóide; ovário 0,9–1 mm compr., sésil, glabro; óvulos 4; estilete 1,7–2,7 mm compr. Craspédio 1,8–3 × 0,3 cm, estipitado, cartáceo, elíptico, superfície ondulada, base atenuada, ápice cuspidado, puberulento-escabroso, pardacento; repleto ondulado, puberulento. Sementes 3–7, oblongóides, marrons.

Material examinado: BRASIL. PERNAMBUCO: Buíque, estrada Buíque - Catimbau, 4.V.1995, fl., *M. J. N. Rodal & K. Andrade 530* (PEUFR); 26.VII.2005, fl., *J. S. Silva et al. 73* (PEUFR); serra de Catimbau, 19.X.1994, fr., *M. F. Sales 433* (PEUFR).

Distingue-se claramente das demais espécies por apresentar flores trímeras, diplostêmones, e pelas pinas de tamanho bastante reduzido (0,5–1,5 cm) e com o menor número de foliólulos (12–20), além da face adaxial vilosa. Apresenta maiores afinidades com *M. guaranítica* Chodat & Hassl., por ambas apresentarem hábito subarbusitivo, inflorescências glomeruliformes e flores trímeras diplostêmones, embora difiram, principalmente, quanto a consistência dos foliólulos, membranáceos em *M. guaranítica* e cartáceos em *M. misera*. Tem distribuição exclusiva no Brasil, sendo referida para Bahia, Ceará, Pernambuco e Piauí (Barneby 1991). Na área de estudo cresce em vegetação arbustiva perenifólia, em solos arenosos. Floresce em maio e julho e frutifica em outubro.

1.6. *Mimosa ophthalmocentra* Mart. ex Benth., Trans. Linn. Soc. London 30: 415. 1875.

Fig. 3 a-d

Arbusto ca. 5 m alt. Ramos cilíndricos, sulcados na porção jovem, aculeados, puberulentos; acúleos retos; estípulas 4,3–4,8 mm compr., triangulares, estriadas, tomentosas. Folhas 4–8 pinas; pecíolo 3–4 mm compr., sulcado, puberulento; raque 4–5 mm compr., angulosa, puberulento-tomentosa; pinas 1,5–2,5 cm compr., 22–36 folioluladas; foliólulos cartáceos, oblongos, ápice discretamente agudo, base oblíqua, margem discretamente ciliada, glabros, sem glândulas translúcidas; nervação eucamptódroma. Inflorescências espiciformes, solitárias, axilares; pedúnculo 0,5–1 cm compr., puberulento; brácteas 1,5–1,8 mm compr., lanceoladas, puberulento-tomentosas. Botões 1,5–1,8 mm compr. Flores diplostêmones, tetrâmeras, sésseis; cálice 0,9–1 mm compr., tubular, discretamente 4-denteado, ciliado; corola 2–2,2 × 0,8–0,9 mm, campanulada, creme, glabra, 4-angulada, lobos 4, oblongo-lanceolados; estames 8, livres; filete 3,5–6 mm compr., branco; antera oblonga; ovário 0,8–1 mm compr., sésil, glabro; óvulos 8; estilete 4–4,2 mm compr. Craspédio 2,4–5,3 × 0,5–0,7 cm, sésil, cartáceo, estreitamente oblongo, plano-compresso, base redonda, ápice redondo, puberulento, marrom-vináceo; repleto reto, glabrescente. Sementes 5–8, ovóides, plano-compressas, marrons.

Material examinado: BRASIL. PERNAMBUCO: Buíque, fazenda Laranjeiras, 7.XII.1996, fl., *L. Figueiredo et al. 276* (PEUFR).

Material adicional: BRASIL. PERNAMBUCO: Brejo da Madre de Deus, Fazenda Nova, fazenda Araras, 16. IX.1998, fl. e fr., *L. Figueiredo & K. Andrade 483* (PEUFR); Petrolina, 25.X.1980, fl., *D. A. Lima 80-891* (IPA); Serra Talhada, estrada Carqueja, 16.VII.1980, fl., *D. A. Lima et al. 25272* (IPA).

Mimosa ophthalmocentra é facilmente identificada por ser a única espécie que tem a corola 4-angulada e o craspédio plano-compresso sésil. É frequentemente confundida com *M. arenosa* e *M. tenuiflora*. Com a última compartilha o hábito arbustivo, presença de acúleos e inflorescências espiciformes. Entretanto, *M. tenuiflora* se diferencia por

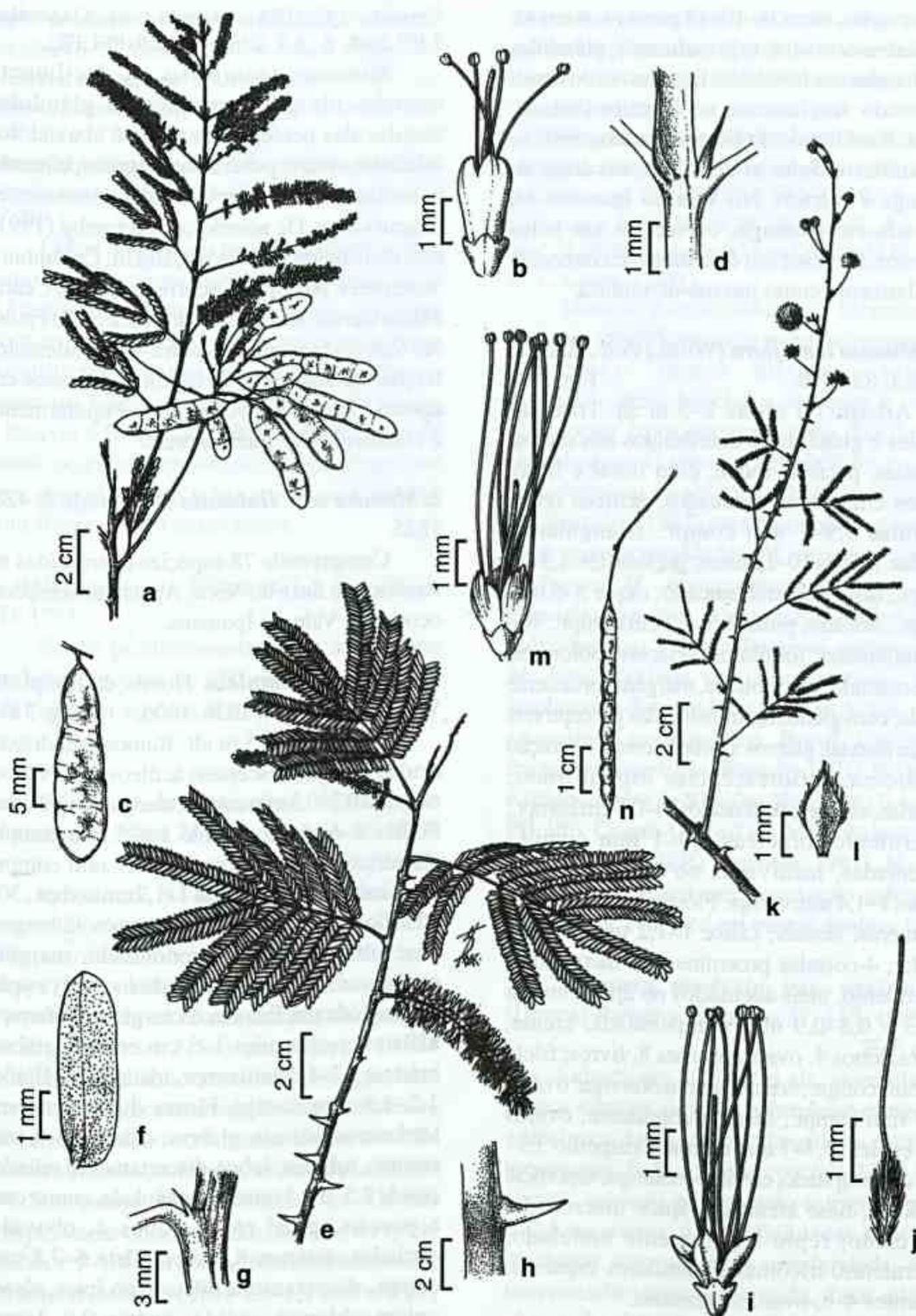


Figura 3 – a-d. *Mimosa ophthalmocentra* – a. aspecto geral do ramo; b. flor; c. fruto; d. detalhe das estípulas (Figueiredo 276). e-j. *M. tenuiflora* – e. aspecto geral do ramo; f. foliólulo evidenciando glândulas translúcidas; g. detalhe das estípula; h. detalhe de um acúleo; i. flor; j. gineceu (Silva 117). k-n. *M. somnians* – k. aspecto geral do ramo; l. bráctea; m. flor; n. fruto (Rodal 422).

apresentar cálice com 4-costelas proeminentes e incurvadas, cerca de 10–12 pinas (4–6 em *M. ophthalmocentra*) e, especialmente, glândulas translúcidas nos foliólulos. É exclusiva do Brasil ocorrendo amplamente no Distrito Federal, Bahia, Rio Grande do Norte (Barneby 1991) e Pernambuco (Sales *et al.* 1998), em áreas de caatinga e cerrado. No Vale do Ipanema foi coletada em caatinga, crescendo em solos arenosos. Floresce em dezembro. É conhecida popularmente como jurema-de-embira.

1.7. *Mimosa tenuiflora* (Willd.) Poir., *Encycl. Suppl.* 1: 82.1810. Fig. 3 e-j

Arbusto ou árvore 2–5 m alt. Tricomas simples e glandulares distribuídos nos ramos, estípulas, pecíolo, raque, eixo floral e fruto. Ramos cilíndricos, aculeados; acúleos retos; estípulas 0,9–1 mm compr., triangulares, ciliadas. Folhas 10–12 pinas; pecíolo 0,9–1,3 cm compr., discretamente sulcado; raque 3–6 mm compr., sulcado; pinas 2,5–5,3 cm compr., 30–62 folioluladas; foliólulos cartáceos, oblongos, ápice redondo, base oblíqua, margem curtamente ciliada, com glândulas translúcidas perceptíveis na face abaxial, glabros a puberulentos; nervação hifódroma. Inflorescências espiciformes, solitárias, axilares; pedúnculo 0,4–0,5 cm compr., puberulento; brácteas 0,9–1 mm compr., lanceoladas, incurvadas no ápice, ciliadas. Botões 1–1,4 mm compr. Flores diplostêmones, tetrâmeras, sésseis; cálice 1–1,2 mm compr., tubular, 4-costelas proeminentes, incurvadas, puberulento, mais adensados no ápice; corola 2–2,3 × 0,8–0,9 mm, campanulada, creme, glabra, lobos 4, ovais; estames 8, livres; filete 3–4 mm compr., creme; antera oblonga; ovário ca. 1 mm compr., sésil, puberulento; óvulos 4–8; estilete 4,7–7 mm compr. Craspédio 3,3–4 × 1 cm, estipitado, cartáceo, oblongo, superfície ondulada, base atenuada, ápice mucronado, amarelado; repleto ligeiramente ondulado, puberulento, tricomas glandulares esparsos. Sementes 4–8, ovóides, marrons.

Material examinado: BRASIL. PERNAMBUCO: Águas Belas, 29.VII.2006, fl., J. S. Silva *et al.* 208 (PEUFR); Venturosa, Parque da Pedra Furada, 4.VIII.1998, fl., K. C. Costa *et al.* 117 (PEUFR); sítio

Carrapateira, 17.XII.1997, fr., E. B. Ferraz & C. Ferreira 182 (IPA); estrada para Alagoinha, 2.VII.2006, fl., J. S. Silva *et al.* 269 (PEUFR).

Mimosa tenuiflora é facilmente reconhecida pela presença de glândulas translúcidas perceptíveis na face abaxial dos foliólulos, ovário puberulento e, principalmente, pelo cálice tubular com 4-costelas proeminentes e incurvadas. De acordo com Barneby (1991) está distribuída no México, Brasil, Colômbia e Venezuela. No Brasil, ocorre na Bahia, Ceará, Minas Gerais, Rio Grande do Norte e São Paulo. No Vale do Ipanema, encontra-se em diferentes feições da vegetação de caatinga. Floresce em agosto e frutifica em dezembro. Popularmente é conhecida por jurema-preta.

2. *Mimosa* sect. *Habbasia* DC., *Prodr.* 2: 428. 1825.

Compreende 78 espécies distribuídas na América do Sul e do Norte. Apenas uma espécie ocorre no Vale do Ipanema.

2.1. *Mimosa somnians* Humb. & Bonpl. ex Willd., *Sp. Pl.* 4(1): 1036. 1806. Fig. 3 k-n

Arbusto 2–2,5 m alt. Ramos cilíndricos, aculeados, glabrescentes; acúleos incurvados; estípulas 0,2–0,3 mm compr., triangulares, ciliadas. Folhas 4–6 pinas; pecíolo 1,8–2 mm compr., cilíndrico, glabro; raque 0,5–0,7 mm compr., canaliculada, glabra; pinas 1–1,7 cm compr., 30–42 folioluladas; foliólulos cartáceos, oblongos, base oblíqua, ápice arredondado, margem curtamente ciliada, glabros; nervação eucamptódroma. Inflorescências glomeruliformes, axilares; pedúnculos 1–3 cm compr., glabro; brácteas 1,2–1,3 mm compr., triangulares. Botões 1,2–1,8 mm compr. Flores diplostêmones, tetrâmeras, sésseis, glabras; cálice 0,8–1 mm compr., tubular, lobos discretamente ciliado; corola 2,5–3 × 1 mm, campanulada, creme com a porção apical rósea, lobos 4, obovais, estriados; estames 8, livres; filete 6–7,8 mm compr., discretamente dilatado no ápice, róseo; antera oblongo-ovóide; ovário 0,9–1 mm compr., sésil, glabro; óvulos 9; estilete 2,5–2,7 mm compr. Craspédio 5–5,5 × 0,3–0,4 cm, estipitado, cartáceo, linear, superfície ondulada,

base aguda, ápice cuspidado, marrom-claro; repleto constrito entre os segmentos seminiais, escabroso. Sementes 6–9, ovóides, marrons.

Material examinado: BRASIL. PERNAMBUCO: Buíque, fazenda Esmeralda, 18.X.1994, fl. e fr., *M. J. N. Rodal* 422 (PEUFR).

Material adicional: BRASIL. PERNAMBUCO: Recife, engenho Uchôa, 8.IX.1996, fl., *C. Eugenio* 17 (IPA).

Difere dos demais táxons estudados pelos ramos glabrescentes, estípulas reduzidas (0,2–0,3 mm) e, principalmente, pela corola com lobos obovais estriados no ápice e repleto escabroso, constrito entre os segmentos seminiais. *Mimosa somnians* é referida por Barneby (1991) para a Bolívia e Brasil (AP, MS e SP). Na área de estudo ocorre no complexo caatinga-campo, em área degradada, em solos arenosos. Coletado com flores e fruto em outubro.

3. *Mimosa* sect. *Mimosa* L., Sp. Pl. 1: 516.1753.

Seção predominantemente americana englobando cerca de 160 espécies das quais três ocorrem na área estudada.

3.1. *Mimosa hirsutissima* Mart. var. *hirsutissima*, Flora 21 (2, Beibl. 4-5): 55. 1838.

Fig. 4 a-c

Subarbusto 60–80 cm alt., decumbente. Ramos cilíndricos, aculeados, hirsutos; acúleos infrapeciolares, retos; estípulas 0,6–0,7 mm compr., lanceoladas, estrigoso-hirsutas. Folhas 2 pinas; pecíolo ca. 1 cm compr., canaliculado, escabroso; pinas 2,5–3 cm compr., 10–24 folioluladas; foliólulos cartáceos, oblongos, base arredondada, ápice acuminado, margem ciliada, seríceos; nervação acródroma. Inflorescências glomeruliformes, solitárias, axilares; pedúnculo 4–6,5 cm compr., hirsuto; brácteas 1,4–1,6 mm compr., linear-oblancheoladas, ciliadas no ápice. Botões 1,1–1,9 mm compr. Flores isostêmones, tetrâmeras, sésses; cálice 1,3–1,5 mm compr., papiforme, glabro; corola 3–3,1 × 0,3–0,4 mm, campanulada, creme, externamente puberulenta na região apical e internamente glabra, lobos 4, lanceolados, discretamente incurvados no ápice;

estames 4, livres; filete 4,8–7 mm compr., róseo; antera obovóide; ovário 1–1,5 mm compr., séssil, pubescente, tricomas distribuídos lateralmente; óvulos 4–5; estilete 6,5–7,9 mm compr. Fruto não observado.

Material examinado: BRASIL. PERNAMBUCO: Buíque, estrada para Catimbau, 15.I.1995, fl., *K. Andrade et al.* 82 (PEUFR); 10.VII.1997, fl., *N. F. Dornelas et al.* 29 (HST); 26.VII.2005, fl., *J. S. Silva et al.* 72 (PEUFR); fazenda Mina Grande, 23.III.2005, fl., *C. Cosmo* 1 (IPA).

Mimosa hirsutissima var. *hirsutissima* pode ser identificada pelo seguinte conjunto de caracteres: ramos hirsutos, acúleos infrapeciolares, foliólulos seríceos e ovário pubescente cujos tricomas estão distribuídos lateralmente. O número de foliólulos e o tipo de indumento foram características utilizadas por Barneby (1991) para reconhecer, para esta espécie, três variedades: *M. hirsutissima* var. *barbigera*, *M. hirsutissima* var. *grossa* e *M. hirsutissima* var. *hirsutissima*. Todos os indivíduos no Vale do Ipanema pertencem a *M. hirsutissima* var. *hirsutissima*. Está amplamente distribuída na América do Sul, sendo encontrada na Argentina, Brasil, Colômbia, Paraguai e Venezuela (Barneby 1991). No Brasil é referida para as Regiões Nordeste (BA, CE, PB, PE), Centro-Oeste (GO, MS), Sudeste (ES, MG, SP) e Sul (PR) (Barneby 1991). Na área de estudo, cresce em vegetação arbustiva perenifólia. Floresce em março, junho e julho.

3.2. *Mimosa modesta* var. *ursinoides* (Harms) Barneby, Brittonia 37: 147. 1985.

Fig. 4 d-h

Subarbusto 80–90 cm alt., decumbente. Ramos sulcados, inermes, puberulento-estrigosos; estípulas ca. 4 mm compr., triangulares, estriadas, tomentosas. Folhas 2 pinas; pecíolo 2,2–2,4 cm compr., sulcado, puberulento-estrigoso; pinas 2–2,5 cm compr., 4–10 folioluladas, foliólulos cartáceos, obovais, base arredondada, ápice mucronado, margem ciliada, face adaxial glabra, abaxial puberulento-estrigosa; nervação actinódroma. Inflorescências glomeruliformes, solitárias, axilares; pedúnculo 3–5 cm compr., pubescente; bráctea 0,7–0,8 mm compr.,

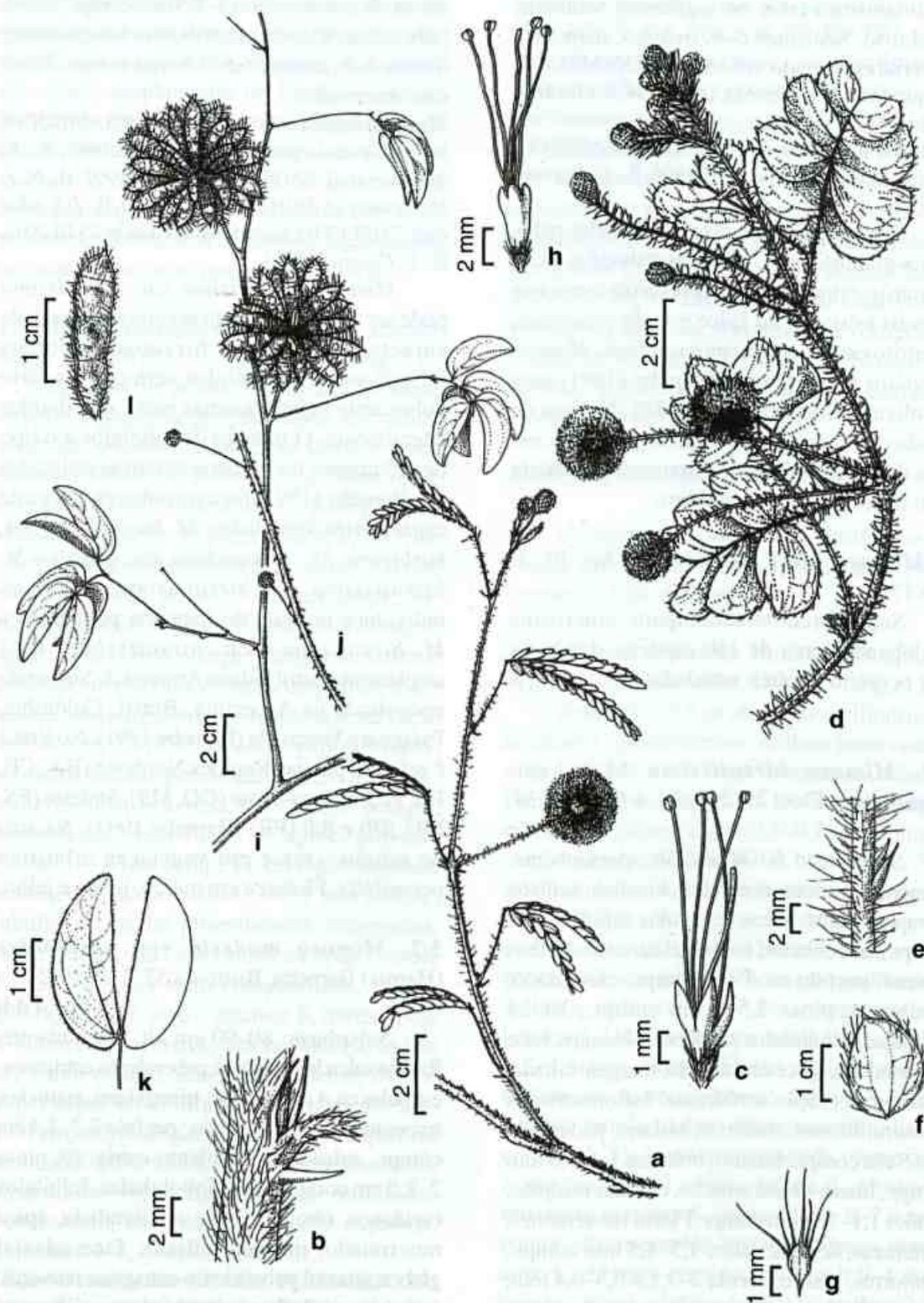


Figura 4 – a-c. *Mimosa hirsutissima* var. *hirsutissima* – a. aspecto geral do ramo; b. detalhe de acúleo infra-peciolar; c. flor (Silva 72). d-h. *M. modesta* var. *ursinoides* – d. aspecto do ramo; e. detalhe das estípulas; f. foliólulo; g. bráctea; h. flor (Silva 74). i-l. *M. sensitiva* var. *sensitiva* – i. aspecto geral do ramo; j. detalhe dos acúleos; k. foliólulos; l. fruto (Silva 80).

oblanceolada, ciliada. Botões 1,7–2 mm compr. Flores isostêmones, tetrâmeras, sêsseis, glabras; cálice 0,2–0,3 mm compr., papiforme; corola 1,5–2 × 0,5 mm, campanulada, creme com a porção apical rósea, lobos 4, elípticos; estames 4, livres; filete 5–8 mm compr., lilás; antera obovóide; ovário 0,8–0,9 mm compr., estipitado, glabro; óvulos 4; estilete 5–9 mm compr. Craspédio 1,5–3,0 × 1,3–1,4 cm, estipitado, cartáceo, oblongo, superfície ondulada armada com espinhos cônicos, base atenuada, ápice redondo, puberulento-escabroso, marrom-escuro; repleto levemente constricto entre os segmentos seminiais, puberulento-escabroso. Sementes 2–4, ovóides, marrons.

Material examinado: BRASIL. PERNAMBUCO: Buíque, estrada Buíque-Catimbau, 17.I.1995, fl., *L. Figueiredo et al.* 98 (PEUFR); 26.VII.2005, fl., *J. S. Silva et al.* 74 (PEUFR); fazenda Pititíf, 1.XI.1961, fl. e fr., *D. A. Lima 61-3975* (IPA); fazenda Baixa Preta, 10.IV.1955, fl., *D. A. Lima 52-2032* (IPA).

Mimosa modesta var. *ursinoides* pode ser reconhecida pelos foliólulos obovais, nervação actinódroma, craspédio equinado com espinhos cônicos e pelas brácteas oblanceoladas. Barneby (1991) reconheceu para esta espécie duas variedades: *M. modesta* var. *modesta* Mart. e *M. modesta* var. *ursinoides* diferenciadas, principalmente, pelo indumento. Na área de estudo só foi registrada *M. modesta* var. *ursinoides*, que está distribuída apenas na Região Nordeste do Brasil (BA, PE, PI), em vegetação de caatinga (Barneby 1991). No Vale do Ipanema, ocorre em vegetação de caatinga em solos arenosos. Foi coletada com flores nos meses de junho e julho e com fruto em novembro.

3.3. *Mimosa sensitiva* L. var. *sensitiva* Sp. Pl. 1: 518. 1753. Fig. 4 i-l

Subarbusto 1,6–2 m alt., decumbente. Ramos cilíndricos, aculeados, puberulentos; acúleos retrorsos densamente distribuídos nos ramos, pecíolo e pedúnculo; estípulas 3–5 mm compr., estriadas, lanceoladas, ciliadas. Folhas 2 pinas; pecíolo 3,4–5,9 cm compr., anguloso, puberulento; pinas 1,5–4 cm compr., 4 folioluladas, foliólulos os mais internos atrofiados, membranáceos, oval-lanceolados, base truncada,

ápice arredondado a mucronado, margem ciliada, face adaxial glabra, abaxial puberulenta-estrigosa; nervação broquidódroma. Inflorescências glomeruliformes, solitárias, axilares; pedúnculo 3–3,5 cm compr., pubescente; brácteas 4–4,3 mm compr., triangulares, ciliadas. Botões 1,1–1,8 mm compr. Flores isostêmones, tetrâmeras, sêsseis; cálice 1,1–1,2 mm compr., papiforme, glabro; corola 2,7–3 × 0,4–0,8 mm, campanulada, creme, externamente puberulenta, tricomas adensados no ápice, internamente glabra, lobos 4, elípticos; estames 4, livres; filete 0,4–0,9 mm compr., rosado; antera oblongo-globosa; ovário 0,4–0,9 mm compr., sésil, glabro; óvulos 3–4; estilete 0,7–0,9 mm compr. Craspédio 1,5–2,3 × 0,5–0,7 cm, sésil, coriáceo, elíptico, superfície discretamente ondulada, base arredondada, ápice caudado, hirsuto, amarelado; repleto reto, hirsuto. Sementes 3–4, ovóides, acinzentadas.

Material examinado: BRASIL. PERNAMBUCO: Buíque, estrada para Catimbau, 10.IX.1995, fr., *K. Andrade et al.* 239 (PEUFR); 24.II.1996, fr., *K. Andrade et al.* 336 (PEUFR); serra de Catimbau, 10.I.1996, fr., *K. Andrade et al.* 300 (PEUFR); 27.VII.2005, fl., *J. S. Silva et al.* 80 (PEUFR).

Mimosa sensitiva é uma espécie bem delimitada. Caracteriza-se pelos acúleos retrorsos, uniformemente distribuídos pelos ramos e pecíolo, foliólulos oval-lanceolados (quatro por pina), sendo os mais internos atrofiados, nervação broquidódroma, craspédio coriáceo e hirsuto e sementes acinzentadas (marrons nas demais espécies). É muito próxima de *M. velloziana* Mart., com a qual tem sido constantemente confundida, embora difira, principalmente, pelo cálice papiforme. Barneby (1991) reconhece para essa espécie duas variedades: *M. sensitiva* var. *malitiosa* (Mart.) Barneby e *M. sensitiva* var. *sensitiva*, diferenciadas pelo tamanho das brácteas e das inflorescências. Apresenta distribuição exclusiva na América do Sul, sendo encontrada na Venezuela e no Brasil (Amazônia, Bahia e Minas Gerais) (Barneby 1991). Na área de estudo foi encontrada em vegetação arbustiva perenifólia crescendo em solo arenoso. Floresce em abril e frutifica em janeiro, fevereiro e outubro.

CONCLUSÕES

Os caracteres morfológicos mais relevantes para o reconhecimento das espécies de *Mimosa* ocorrentes no Vale do Ipanema são observados no tipo de indumento e de inflorescência, no número de pinas, foliólulos, de elementos do perianto e de estames, além do aspecto do fruto. A maior parte das espécies apresenta distribuição em vegetação de caatinga, apenas *M. hirsutissima* var. *hirsutissima*, *M. gemmulata* var. *adamantina*, *M. misera* e *M. sensitiva* var. *sensitiva* ocorrem em vegetação arbustiva perenifólia.

AGRADECIMENTOS

A Fundação de Amparo a Ciência e Tecnologia do Estado de Pernambuco (FACEPE) pela bolsa concedida e à Fundação O Boticário de Proteção à Natureza pelo financiamento do projeto. Aos curadores dos herbários PEUFR, UFP, HST e IPA, pelo livre acesso as suas instalações e empréstimo de exsicatas.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Barneby, C. R. 1985. The genus *Mimosa* (Mimosoideae) in Bahia, Brazil: new taxa and nomenclatural adjustments. *Brittonia* 37: 125-153.
- _____. 1991. *Sensitivae Censitae*. A description of the genus *Mimosa* L. (Mimosaceae) in the New World. *New York Botanical Garden* 65: 1-835.
- Bell, A. C. 1991. *Plant form: an illustrated guide to flowering plant morphology*. Oxford University Press, Oxford, 315p.
- Bentham, G. 1841. Notes on Mimoseae, with a short synopsis of species. *Journal of Botany* 4: 243-392.
- _____. 1875. Revision of the suborder Mimoseae. *Transactions of the Linnean Society London* 30: 335-664.
- _____. 1876. Leguminosae – Mimosoideae. *In: von Martius, C. E. P.; Eichler, A. W. & Urban, I. Flora brasiliensis*. Munchen, Wein, Leipzig 15(2): 456-458.
- Burkart, A. 1948. Las especies de *Mimosa* de la flora Argentina. *Darwiniana* 8: 9-231.
- Ducke, A. 1953. As leguminosas de Pernambuco e Paraíba. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz* 51: 417-461.
- Hickey, L. J. 1973. Classification of the architecture of dicotyledonous leaves. *American Journal of Botany*. 60: 17-33.
- Lewis, G. P. 1987. Legumes of Bahia. *Royal Botanic Gardens, Kew*, 369p.
- _____. 1995. Leguminosae *In: Flora of the Pico das Almas Chapada Diamantina-Bahia, Brazil*. *Royal Botanic Gardens, Kew*. Pp. 368-394.
- _____. 2006. Leguminosae subfamília Mimosoideae. *In: Barbosa, M. R. V.; Sothers, C.; Mayo, S.; Gamarra-Rojas, C. F. L. & Mesquita, A. C. Checklist das plantas do Nordeste brasileiro: angiospermas e gymnospermas*. Ministério da Ciência e Tecnologia, Brasília. Pp. 86-90.
- Linnaeus, C. 1753. *Mimosa*. *In: Species plantarum*. Impensis Laurentii Salvii. Pp. 516-523.
- Lins, D. M. T. 1984. *Mimosa* (Leguminosae-Mimosoideae) Série *Lepidotae* no Rio Grande do Sul. Dissertação de Mestrado. Universidade Federal do Rio Grande do Sul.
- Radford, A. E.; Dickson, W.C.; Massey, J. R. & Bell, C. R. 1974. *Vascular plant systematics*. Harper & Row, New York, 891p.
- Simon, M. F. & Proença, C. 2000. Phytogeographic patterns of *Mimosa* (Mimosoideae, Leguminosae) in the Cerrado biome of Brazil: an indicator genus of high-altitude centers of endemism? *Biological Conservation* 96: 279-296.

BAUHINIA ALBICANS E B. AFFINIS: ESPÉCIES AMEAÇADAS DE EXTINÇÃO NO ESTADO DO RIO DE JANEIRO

Ana Celina Lopes Nogueira Rodrigues^{1,3} & Angela Maria Studart da Fonseca Vaz^{2,3}

RESUMO

(*Bauhinia albicans* e *B. affinis*: espécies ameaçadas de extinção no estado do Rio de Janeiro) Visando o tratamento de Leguminosae tribo Cercideae no estado do Rio de Janeiro, este trabalho apresenta resultados relativos à taxonomia e Conservação de *Bauhinia* ser. *Aculeatae*. Com evidências em novas coleções botânicas, a descrição do material florífero de *B. albicans* é aqui apresentada e ilustrada pela primeira vez. Foi verificado o status de conservação de *B. albicans*, espécie vulnerável e endêmica da região dos Lagos. Além disso, é apresentada uma descrição de *B. affinis*, aparentemente extinta no estado do Rio de Janeiro.

Palavras-chave: Leguminosae, Caesalpinioideae, taxonomia, conservação, Fabaceae, Caesalpinaceae.

ABSTRACT

(*Bauhinia albicans* e *B. affinis*: endangered species in Rio de Janeiro State) The taxonomy and conservation of *Bauhinia* ser. *Aculeatae* is part of the treatment of Leguminosae Cercideae for the state of Rio de Janeiro. The description of the flowering material of *B. albicans* is presented and illustrated for the first time, while this endemic species of coastal Rio de Janeiro has been categorized as vulnerable. A description of *B. affinis*, regionally extinct in Rio de Janeiro, is also presented.

Key words: Leguminosae, Caesalpinioideae, taxonomy, conservation, Fabaceae, Caesalpinaceae.

INTRODUÇÃO

As espécies do gênero *Bauhinia* L. pertencem à tribo Cercideae, subfamília Caesalpinioideae, família Leguminosae. No Brasil ocorrem cerca de 98 espécies nativas de *Bauhinia*, distribuídas em três subgêneros e seis seções (Vaz 2001).

Barroso (1965) apresentou o tratamento das Leguminosae do estado da Guanabara (atual município do Rio de Janeiro) com duas espécies arbóreas aculeadas de *Bauhinia*: *B. forficata* e *B. affinis*. No estado do Rio de Janeiro ocorrem três espécies arbóreas aculeadas – *Bauhinia forficata* Link subsp. *forficata*, *B. affinis* e *B. albicans*, todas elas pertencentes a seção *Pauletia* ser. *Aculeatae* (Vaz & Tozzi 2003, 2005). *Bauhinia forficata* foi estudada e ilustrada por Vaz & Silva (1995). As espécies de *Bauhinia* ser. *Aculeatae* são árvores ou arbustos com ramos aculeados; acúleos geminados infraestipulares; inflorescências folhosas com flores unilaterais geminadas; cálice espatáceo e fenestrado na base; estigma bilobado; testa castanho-escura a enegrecida, brilhante com linhas em forma de leque sob a

lupa. Vaz & Tozzi (2005) apresentaram uma chave para as séries *Bauhinia* sect. *Pauletia*.

Visando atualizar dados para a flora de Leguminosae do Rio de Janeiro, o objetivo deste trabalho é apresentar resultados sobre a taxonomia e conservação de *B. albicans*, a partir de novas coleções e, definir a circunscrição deste táxon em relação à *B. affinis*.

MATERIAL E MÉTODOS

Foi realizado o levantamento das espécies estudadas nos seguintes herbários: B, BM, BR, C, CORD, E, FCAB, FL, G, GUA, HB, HBG, K, L, LAM, LE, LINN, M, MA, P, R, RFA, RB, RBR, RUSU, U e W (acrônimos segundo Holmgren *et al.* 1990). As descrições das espécies foram baseadas em revisão bibliográfica e análise de espécimes herborizados. O trabalho de campo foi feito na região de procedência do tipo de *Bauhinia albicans* com o objetivo de coletar material. O estado de conservação foi definido de acordo com os valores de pontuação para a determinação do "status" de táxons ameaçados (Mendonça & Lins 2000).

Artigo recebido em 07/2006. Aceito para publicação em 12/2007.

¹Bolsista de iniciação científica do programa CNPq/PIBIC.

²Pesquisador do Convênio IBGE/JBRJ. Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro. R. Pacheco Leão 915, 22460-030, Rio de Janeiro, RJ, Brasil.

³Autor para correspondência: amvaz@jbrj.gov.br

RESULTADO E DISCUSSÃO

Chave para as espécies de *Bauhinia* ser. *Aculeatae* no estado do Rio de Janeiro

1. Pétalas 40–80 × 3–10 mm; legumes maiores com valvas 16–22 × 2–2,5 cm *B. forficata*
- 1'. Pétalas 43–60 × 5–9 mm; legumes menores com valvas 7–15 × 0,5–2,2 cm.
 2. Lobos foliares elípticos e paralelos, concrescidos desde 1/2 até 2/3 do comprimento total; acúleos 2–4 mm compr.; legumes com valvas castanho-escuras *B. affinis*
 - 2'. Lobos ovado-lanceolados e divergentes, concrescidos desde 1/3 até a metade do comprimento total; acúleos 3–10 mm compr.; legumes com valvas verde-acinzentadas a castanho-claras, às vezes com manchas vinosas próximo às margens *B. albicans*

Bauhinia albicans Vogel, Linnaea 13: 304. 1839. **Tipo:** "inter Rio et Campofrio", Sellow 201 (Holótipo: B†, fotografia RB! ex F negativo 1565). Fig. 1

Arbustos até arvoretas 1–7 m alt. Ramos em zigzag, cilíndricos alvo-acinzentados, viloso-tomentosos, aculeados; acúleos 3–10 mm compr., dimorfos, retos ou curvados, base amarelada e ápice escurecido. Folhas bilobadas, lâmina 3–5,2 × 2,5–4 cm, base truncada, obtusa ou cordata, ápice mais ou menos agudo, margem vilosa a glabrescente, nervuras principais 7–9, face adaxial glabra, face abaxial vilosa a glabrescente, lobos ovado-lanceolados, divergentes, concrescidos desde 1/3 até a metade do comprimento total; pecíolos 8–10 mm. Estípulas 1–2 mm, lineares; nectários extraflorais ausentes. Inflorescência fasciculiforme, 2–3-floras, pedúnculo 2 mm compr. Brácteas e bractéolas 0,5–2 mm compr., triangulares; pedicelo 4–7 mm; botões florais até 50–60 mm compr., tubulosos afinando-se em direção ao ápice, hipanto turbinado; cálice 30–35 mm compr., espatáceo e fenestrado na antese; pétalas brancas, 45–60 × 8 mm, lâminas espatuladas a oblanceoladas, base atenuada, tricomas glandulosos no dorso; estames férteis 10; filetes 15–30 mm compr., desiguais no tamanho, curvados, menores que as pétalas, glabros, soldados na base em uma bainha internamente pilosa e apendiculada, anteras rimosas, 5–8 mm compr.; ovário 10–25 mm compr., tomentoso, 6–8 óvulos; estípite tomentoso; estilete 13–22 mm compr., ligeiramente curvado, com tricomas glandulosos esparsos, estigma bilobado. Legume

com valvas 7–15 × 0,5–2,2 cm, lenhoso-coriáceas, tomentosas quando jovens, e depois glabras, verde-acinzentadas a castanho-claras, às vezes com manchas vinosas próximo às margens. Sementes sub-planas compressas, testa negra brilhante com linhas em forma de leque.

Material examinado: BRASIL. RIO DE JANEIRO: V.1865, W. J. Burchell Cat. Geogr. Pl. Brasiliae Tropicae 15A3 (K, foto RB); III.1872, A. Glaziou 2980 (K, P, foto RB); s.d., A. Glaziou 12624 (P, foto RB). Cabo Frio, estrada da Rasa, próximo ao condomínio Dunas do Perú, 9.III.1997, fl., H. C. Lima et al. 5324 (RB); idem, estrada do Guriri, após a entrada para as dunas do Perú, 15.XII.1996, bt. e fl., P.R. Farag et al. 297 (RB); idem, Perú, 22°01'28"S, 42°00'28"W, 18.V.2005, fr., R. D. Ribeiro et al. 475 (RB); antiga estrada que liga Búzios a Cabo Frio, 22.II.2006, fl., fr. e bt., A. C. L. N. Rodrigues et al. 165 (RB). Itaguaí: estrada Itaguaí a Itacurussá, Coroa Grande, III.1950, H. M. Filho 2870 (RBR); Lagoa Itapemirim, 25.XII.1915, bt. e fl., A. Frazão 22 (RB). Itapetininga, 26.I.1969, bt. e fl., E. Santos et al. 2470 (R). Niterói, Itaipu, XII.1989, bt. e fl., N. Rivello s.n. (RB 330955). Maricá, UNCPS, estrada do Camburi 9, 17.XII.2004, fl. e fr., J. P. P. Carauta et al. 7507 (RB). Saquarema, Morro dos Pregos, estrada do Jundiá, próximo da fazenda Santa Barbara, 22°51'53" S, 42°33'10" W, 12.I.2005, bt. e fl., H. C. Lima et al. 6232 (RB).

Bauhinia albicans foi descrita com base apenas em caracteres frutíferos por Vogel em 1839. A diagnose original, assim como o material tipo fornecia informações insuficientes sobre a espécie. Daí em diante, Benthham (1870) citou *B. albicans* como sinônimo de *B. affinis*, dizendo não ter observado diferença alguma entre os materiais examinados por ele. Isto aconteceu, provavelmente devido à

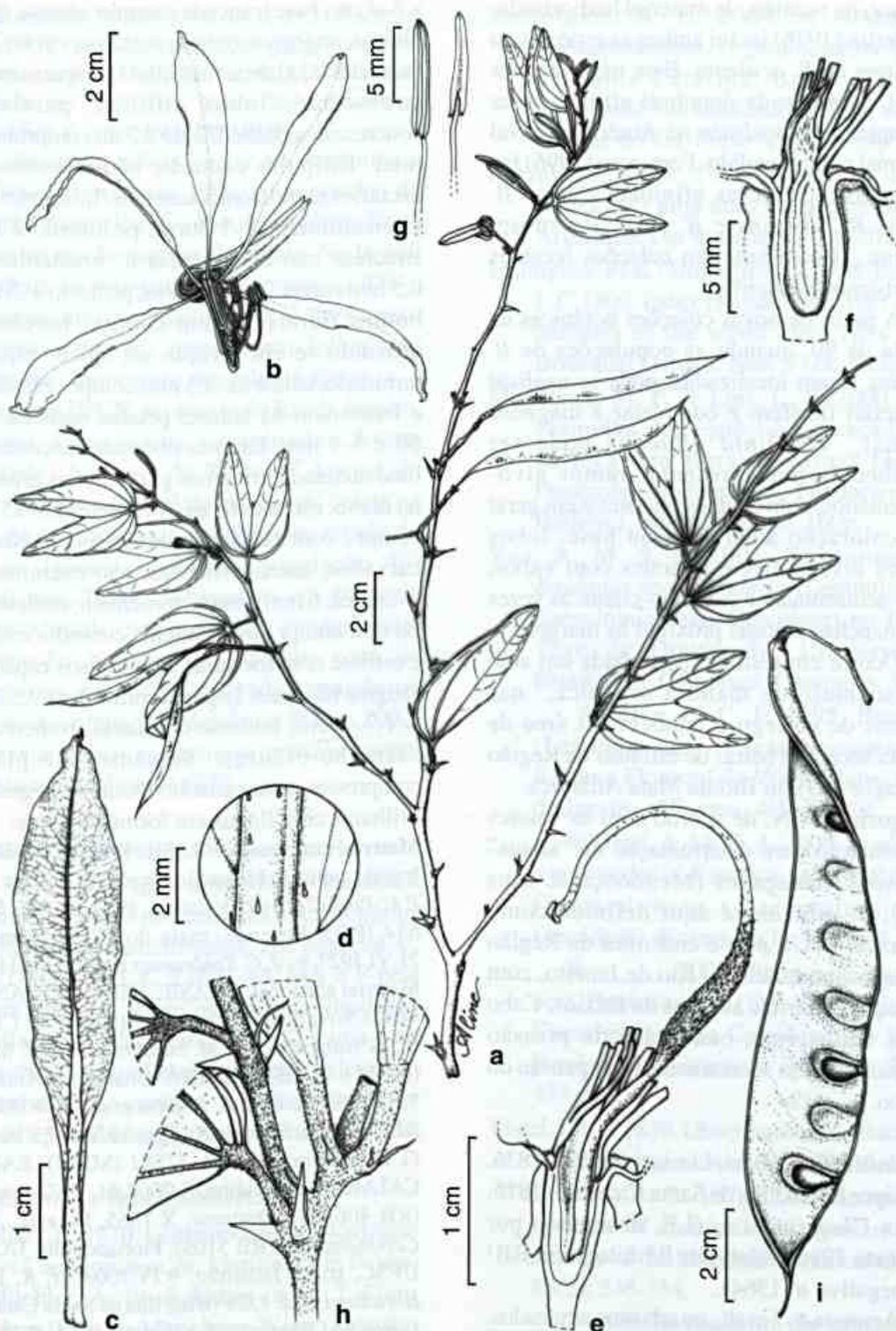


Figura 1 – *Bauhinia albicans* Vogel – a. ramo florífero; b. flor em detalhe; c. pétala centro-adaxial; d. detalhe dos tricomas na nervura principal da pétala; e. flor em corte longitudinal com sépalos e pétalas destacadas evidenciando o hipanto; f. parte interna do hipanto e filetes soldados em bainha apêndiculada; g. anteras lineares; h. inserção da inflorescência parcial triflora no ramo; i. legume (Lima 6232).

escassez, na ocasião, de material herborizado. Wunderlin (1976) inclui ambas as espécies na sinonímia de *B. aculeata*. Esse mesmo autor (1983), retirou-as da sinonímia afirmando ser o complexo *B. aculeata* na América do Sul ainda mal compreendido. Fortunato (1996) faz comentários sobre as afinidades entre *B. affinis*, *B. albicans* e *B. forficata* subsp. *forficata*, já com base em coleções recentes de herbários brasileiros.

A partir de novas coleções botânicas na década de 90, quando as populações de *B. albicans* foram localizadas, pôde-se analisar o material florífero e completar a diagnose original. *Bauhinia albicans* pode ser reconhecida por apresentar ramos alvacinzentados, com acúleos maiores e em geral com coloração amarelada na base; lobos foliares divergentes e legumes com valvas verde-acinzentadas a castanho-claras, às vezes com manchas vinosas próximo às margens.

Ocorre em restinga perturbada em solo com acúmulo de matéria orgânica, nas margens de córrego e também em área de floresta seca, nas beiras de estradas na Região dos Lagos (RJ) no Bioma Mata Atlântica.

Categoria IUCN: de acordo com os valores de pontuação para determinação do "status" de táxons ameaçados (Mendonça & Lins 2000), *B. albicans* é aqui definida como vulnerável (VU), pois é endêmica da Região dos Lagos, no estado do Rio de Janeiro, com populações restritas às áreas de Búzios, Cabo Frio e Saquarema, onde há forte pressão antrópica, devido a loteamentos e expansão do turismo.

Bauhinia affinis Vogel, Linnaea 10: 594. 1836. Lectótipo: Brasil, Ilha de Santa Catarina - 1815, A. von Chamisso s.n. (LE, designado por Fortunato 1996; holotypus B† fotografia RB! ex F negativo nº 1564).

Arvoreta 4–7 m alt., ou arbustos, aculeados. Ramos em zig-zague, cilíndricos, marrom-escuros, tomentosos a glabrescentes, acúleos 2–4 mm compr., dimorfos, retos ou curvados, claros ou escurecidos. Folhas bilobadas, lâmina 4,3–4,5

× 3–4 cm, base truncada a amplo-obtusa, ápice obtuso, margem pubescente, nervuras 7–9, face adaxial glabra, face abaxial esparsamente pubescente, lobos elípticos, paralelos, concrecidos desde 1/2 até 2/3 do comprimento total. Estípulas caducas, não examinadas; nectários extra-florais ausentes. Inflorescência fasciculiforme, 2–3 floras, pedúnculo 2 mm. Brácteas não examinadas e bractéolas ca. 0,5 mm compr., triangulares; pedicelo 4–5 mm; botões florais 32 mm compr., tubulosos, afinando-se em direção ao ápice, hipanto turbinado; cálice ca. 3,5 mm compr., espatáceo e fenestrado na antese; pétalas brancas, 43–50 × 5–9 mm, lâminas obovado-lanceoladas, base atenuada, tricomas glandulosos esparsos no dorso; estames férteis 10, filetes 16–25 mm compr., com tamanhos desiguais, levemente curvados, anteras rimosas, não examinadas; ovário ca. 6 mm compr., tomentelo; estilete 18–20 mm compr., ligeiramente curvado, estípite e estilete com tricomas glandulosos esparsos; estigma bilobado. Legume com valvas 9,5–12,5 × 1,7–2 cm, lenhoso-coriáceas, tomentelas, castanho-escuras. Semente sub-planas compressas, testa castanho-escura a enegrecida, brilhante com linhas em forma de leque.

Material examinado: BRASIL. RIO DE JANEIRO: Itatiaia, perto do Monte Benfica, 11.I.1932, fr. e fl., P. C. Porto 2126 (RB); Itatiaia, 1917, fl., P. C. Porto 654 (RB); Resende, mata do Horto Florestal, 21.VI.1927, fr., J. G. Kuhlmann s.n. (RB 181211).

Material adicional: BRASIL. ESPIRITO SANTO: Venda Nova do Imigrante, Alto Bananal, 15.I.1995, fl., G. Hatschbach & M. Hatschbach et al. 61505 (MBM n.v., RB). PARANÁ: Guaraniçu, Guarani, 7.XI.1963, bt. e fl., E. Pereira et al. 7758 (MBM, RB); Pitanga, Serra do Angico, 19.X.1973, bt. e fl., G. Hatschbach et al. 32881 (MBM). SANTA CATARINA: Criciúma, X.2004, bt., V. Zanette s.n. (RB 406388); Desterro, X.1865, bt. e fl., Con. Capanema s.n. (RB 5105); Florianópolis, UCAD, UFSC, trilha Jacatirão, 9.IV.2003, fr., R. L. C. Bortoluzzi et al. 1329 (RB); Ilha de Santa Catarina, Lagoa da Conceição, 8.XII.1950, fl., A. P. Duarte et al. 3400 (NY, RB); idem, rio Tavares, 5.XI.1953, bt. e fl., R. Reitz & R. M. Klein 1197 (HBR, NY, S); Laguna, 17.XI.1971, P. Occhioni 4681 (RFA); Luiz Alves, ca. 16 km de Luiz Alves em direção a

Massaranduba, 26°46'51,5"S 48°46'27,1"W, s.d., bt. e fl., R. L. C. Bortoluzzi et al. 1285 (RB); Matadeiro, Pântano do Sul, 22.I.1970, fr., R. M. Klein & A. Bresolin 8577 (HBR); Porto Belo, Zimbros, 21.X.1979, fl., Olga Yano 2293 (RB).

Bauhinia affinis ocorre na Argentina e no Brasil (Fortunato 1996), nos estados do Espírito Santo, Paraná, Rio de Janeiro e Santa Catarina, em formações florestais. No Brasil, *B. affinis* foi estudada por Bortoluzzi (2004). Os espécimes coletados no Rio de Janeiro diferem do tipo por apresentarem folhas com maior concrecimento dos lobos foliares.

Categoria IUCN: no estado do Rio de Janeiro, os três exemplares examinados foram coletados há mais de 70 anos. Apesar do aumento considerável do esforço de coleta na área de ocorrência de *B. affinis* no estado do Rio de Janeiro, nenhuma população foi localizada. Talvez estivessem em áreas de menor altitude, nas quais não existem mais vegetação nativa. De acordo com as categorias da IUCN aplicada segundo os valores de pontuação (Mendonça & Lins 2000) *Bauhinia affinis* encontra-se provavelmente extinta regionalmente (RE).

AGRADECIMENTOS

Ao CNPq/PIBIC pela bolsa concedida à primeira autora. Aos curadores e funcionários dos herbários mencionados, em especial C, CORD, G, HBG, K, LINN, M, MA e P pela pronta resposta sobre os tipos de *Bauhinia* solicitados. Ao Dr. Haroldo de C. Lima e ao estagiário Robson Dumas Ribeiro pelo apoio no trabalho de campo. A Aline Souza de Oliveira pela ilustração de *Bauhinia albicans*.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Bentham, G. 1870. Leguminosae II, Swartziaeae et Caesalpinieae. In: Martius, C. F. P. von; Eichler, A. W. & Urban (eds.). I. *Flora brasiliensis*. Munchen, Wien, Leipzig, 5(2): 1-254.
- Barroso, G. M. 1965. Leguminosae da Guanabara. Arquivo Jardim Botânico Rio de Janeiro 15: 109-177.

- Bortoluzzi, R. L. 2004. A subfamília Caesalpinioideae (Leguminosae) no estado de Santa Catarina, Brasil. Tese de Doutorado. Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, 319p.
- Fortunato, R. H. 1996. *Bauhinia affinis* (Fabaceae) uma nueva cita para la flora Argentina. Darwiniana 34(1-4): 405-409.
- Holmgren, P. K.; Holmgren, N. H. & Barnett, L.C. 1990. Index Herbariorum, part 1. The herbaria of the world. 8ed. New York Botanical Garden, New York, 693p.
- Mendonça, M. P. & Lins, L. V. 2000. Lista vermelha das espécies ameaçadas de extinção da flora de Minas Gerais. Fundação Biodiversitas, Fundação Zoológica, Belo Horizonte, 160p.
- Vaz, A. M. S. F. 2001. Taxonomia de *Bauhinia* sect. *Pauletia* (Leguminosae-Caesalpinioideae: Cercideae) no Brasil. Tese de Doutorado. Universidade Estadual de Campinas, Campinas, 315p.
- ____ & Silva, D. C. P. 1995. *Bauhinia* (Leguminosae – Caesalpinioideae) da Reserva Florestal da Vista Chinesa, Rio de Janeiro. Albertoa 4(5): 53-59.
- ____ & Tozzi, A. M. G. A. 2003. *Aculeatae*, a new series in *Bauhinia* section *Pauletia* (Leguminosae, Caesalpinioideae, Cercideae). Novon 13(1): 141-144.
- ____ & _____. 2005. Sinopse de *Bauhinia* sect. *Pauletia* (Cav.) DC. (Leguminosae: Caesalpinioideae: Cercideae) no Brasil. Revista Brasileira de Botânica 28(3): 477-491.
- Vogel, J.R.T. 1839. Observaciones de Bauhiniis Americanis. Linnaea 13: 297-315.
- Wunderlin, R. P. 1976. The panamanian species of *Bauhinia* (Leguminosae). Annals of the Missouri Botanical Garden 63(2): 346-354.
- _____. 1983. Revision of the arborescent *Bauhinias* (Fabaceae: Caesalpinioideae: Cercideae) native to Middle America. Annals of the Missouri Botanical Garden 70: 95-127.

O GÊNERO *COPAIFERA* (LEGUMINOSAE – CAESALPINIOIDEAE) NA AMAZÔNIA BRASILEIRA

Regina C. V. Martins-da-Silva^{1,4}, Jorge Fontella Pereira²
& Haroldo Cavalcante de Lima³

RESUMO

(O gênero *Copaifera* (Leguminosae – Caesalpinioideae) na Amazônia brasileira) O gênero *Copaifera* está presente na África (4 spp.), América Central (4 spp.), América do Sul (cerca de 37 spp.) e, provavelmente, na Ásia (1 sp.). Foram reconhecidas nove espécies de *Copaifera* na Amazônia brasileira: *Copaifera duckei*, *C. glycyarpa*, *C. guyanensis*, *C. martii*, *C. multijuga*, *C. paupera*, *C. piresii*, *C. pubiflora* e *C. reticulata*, representadas tanto por arbustos ou árvores que chegam a atingir até 40 metros de altura, fornecendo tanto madeira como o óleo-resina, extraído de seu tronco, utilizada na preparação de medicamentos, cosméticos, tintas e revelação de fotografias. O presente trabalho apresenta uma chave para identificação das espécies que ocorrem na Amazônia brasileira, incluindo ilustrações, descrições e comentários sobre morfologia e taxonomia.

Palavras-chave: Copaíba, medicinal, óleo-resina, taxonomia, Caesalpinaceae.

ABSTRACT

(The genus *Copaifera* (Leguminosae – Caesalpinioideae) in Brazilian Amazonian) *Copaifera* occurs in Africa (4 spp.), Central America (4 spp.), South America (about 37 spp.) and probably in Asia (1 sp.). Nine species were recognized within the Brazilian Amazon: *Copaifera duckei*, *C. glycyarpa*, *C. guyanensis*, *C. martii*, *C. multijuga*, *C. paupera*, *C. piresii*, *C. pubiflora* e *C. reticulata*. Their habit varies between shrubby and tree-like, with some species forming 40 m tall trees. *Copaifera* is economically important as a timber source, and increasingly as the source of an oleoresin used as a component of medicines, cosmetics, ink and film-development. The present treatment includes an identification key for the species, illustrations, descriptions and comments regarding the morphology, taxonomy and distribution of the species treated.

Key words: Copaiba, medicinal, oleoresin, taxonomy, Caesalpinaceae.

INTRODUÇÃO

As espécies conhecidas popularmente como 'copaíba', 'copaibeiras', 'pau d'óleo', entre outros nomes pertencem ao gênero *Copaifera* (Leguminosae – Caesalpinioideae), que ocorre na África (4 spp.), nas Américas Central (4 spp.) e do Sul (cerca de 37 spp.) e, provavelmente, na Ásia (1 sp.) (Hayne 1827; Bentham 1870; Léonard 1949, 1950; Dwyer 1951; De Wit 1953; Enrech *et al.* 1983; Poveda *et al.* 1989; Hou 1994; Martins-da-Silva 2006). Considerou-se como ocorrência provável na Ásia, por haver dúvidas quanto à transferência de *Pseudosindora palustris* Symington para *Copaifera*, visto que o próprio autor da espécie (Symington 1942), ao descrevê-la, fez referência à ausência de canais intercelulares no tronco e esse é um

caráter presente nas espécies do gênero *Copaifera*. A ausência desse caráter na referida espécie foi também confirmada por Quirk (1983) ao estudar as madeiras da Ásia.

As espécies desse gênero podem ser arbustos ou árvores que chegam a atingir até cerca de 40 m de altura e são fornecedoras de madeira e óleo-resina, dois produtos extraídos de seu tronco e explorados em níveis comercial e industrial. A madeira é utilizada na produção de compensados e o óleo-resina é empregado na medicina popular como antiinflamatório e antibactericida, sendo seu uso também conhecido como combustível na iluminação doméstica rudimentar (Corrêa 1931; Alencar 1982; Berg 1993; Siqueira 1996; Shanley *et al.* 2005).

Artigo recebido em 09/2006. Aceito para publicação em 09/2007.

¹Embrapa Amazônia Oriental, Tv. Enéas Pinheiro s/n, Bairro Marco, 66095-100, Belém, PA, Brasil.

²Museu Nacional do Rio de Janeiro/UFRJ; Bolsista I-B do CNPq

³Instituto de Pesquisa Jardim Botânico do Rio de Janeiro. R. Pacheco Leão 915, 22460-030, Rio de Janeiro, RJ, Brazil.

⁴Autor para correspondência: regina@cpatu.embrapa.br ou revms@supridados.com.br

Veiga Junior & Pinto (2002) comentaram que apesar da extensa literatura sobre os óleo-resina de *Copaifera*, poucos são os artigos nos quais é encontrada a identificação botânica da espécie estudada. Assim, se torna impossível proceder a uma comparação entre os diversos resultados, visto que os dados químicos encontrados em uma espécie podem ser completamente diferentes em outra, como se pode verificar nos trabalhos realizados por Maia *et al.* (2001) e Cascon & Gilbert (2000), que demonstraram existir diferenças nas características químicas do óleo proveniente de diferentes espécies e até mesmo no âmbito de uma mesma espécie. Segundo Cascon & Gilbert (2000), é necessário, antes, se conhecer a variabilidade da composição química inter- e intraespecífica das *Copaifera* para, só depois, utilizar o óleo-resina como matéria prima para medicamentos e cosméticos. Segundo Langenheim (2003), a variação na composição química do óleo-resina de *Copaifera* pode influenciar a ação farmacológica e a toxidez dos produtos que o utilizam em suas composições, podendo comprometer o controle de qualidade.

Apesar dos vários estudos sobre a taxonomia do gênero *Copaifera* realizados ao longo de quase três séculos, ainda existiam dificuldades para reconhecer as espécies que ocorrem na Amazônia brasileira devido à carência de informações de campo sobre a variação de características morfológicas e a ausência de ilustrações demonstrativas dos caracteres-chave. Assim, essa dificuldade tornou-se barreira para o avanço dos estudos de caracterização química de tais espécies e, conseqüentemente, melhor aproveitamento industrial da madeira e óleo-resina, e no mais o manejo adequado desses recursos.

Diante da necessidade de se conhecer as espécies de *Copaifera* que estão fornecendo óleo-resina na Amazônia, procedeu-se ao estudo taxonômico desse gênero na referida região.

O objetivo deste trabalho é apresentar o tratamento taxonômico das nove espécies de *Copaifera* que ocorrem na Amazônia brasileira acompanhado de uma chave de identificação, descrições, ilustrações e comentários sobre morfologia e taxonomia.

MATERIAL E MÉTODOS

A Amazônia brasileira ocupa integralmente cinco estados, ou seja, Acre, Amapá, Amazonas, Pará e Roraima, bem como parte dos estados do Maranhão, Mato Grosso, Rondônia e de Tocantins (MMA 2004). Abrange uma área de aproximadamente quatro milhões de km², com temperatura média em torno de 25°C, com chuvas torrenciais bem distribuídas ao longo do ano (MMA 2004). A diversidade geológica é bastante variada, aliada ao relevo diferenciado e influência das altas temperaturas, bem como altos níveis de precipitação, resultando na formação das mais variadas classes de solo. A vegetação característica é a Floresta Ombrófila Densa que apresenta variações, principalmente ao longo do rio Amazonas e seus principais afluentes. Está situada na zona neotropical e abriga a maior bacia hidrográfica do planeta, escoando 1/5 da água doce da Terra. Seus rios são classificados de acordo com a cor de suas águas e os sedimentos que transportam (Arruda 2001; MMA 2004).

Foram analisados materiais coletados nos diversos estados da Amazônia, bem como exemplares procedentes dos seguintes herbários: CAY, COL, F, GUA, HAMAB, HB, HRCB, IAC, IAN, INPA, IPA, K, L, MG, R, RB, SGO, SP, SPF, TEPB, U, UB, UEC, UFMT e VEN (acrônimos de acordo com Holmgren & Holmgren 1998). Analisou-se, ainda, material de herbários não indexados, isto é, da Universidade Federal do Acre (HPZ), Universidade Federal do Amazonas (HUAM) e da Orsa Florestal (JARI). Além disso, foram examinadas fotografias de tipos depositadas nos herbários F, GH, IAN e RB, bem como imagens digitais dos herbários A, B, G, FHO, GH, K, M, MO, NY, OXF, P, US, Z e WIS. O bioma Amazônia foi delimitado segundo MMA (2004), porém para habitat seguiu-se Pires & Prance (1985). A terminologia na descrição dos táxons foi adotada segundo Lawrence (1951), Rizzini (1977), Stearn (1998), Harris & Harris (2001) e Hickey & King (2003).

Folíolos foram diafanizados segundo a técnica de Johansen (1940) para contagem de aréolas que foi realizada com auxílio de microscópio ótico, com quadrado de 1 mm² acoplado à lente. Foi conferido o número de aréolas por mm² com 10 repetições em cada folíolo, sendo utilizados 3–5 folíolos por espécie.

Considerou-se venação laxa, quando a média do número de aréolas por mm² na superfície dos folíolos esteve compreendida entre 8–12 (Tab. 1) e, venação congesta, com média acima de 15 aréolas por mm² (Tab. 1).

RESULTADOS E DISCUSSÃO

Copaifera L., Sp. Pl. ed.2: 557. 1762, *nom. cons.*

Espécie tipo: *Copaifera officinalis* (Jacq.) L. (*Copaiva officinalis* Jacq.).

Arbustos ou árvores; tronco cilíndrico, anéis circulares ao longo do tronco. Canais secretores intercelulares, axiais, dispostos em faixas de parênquima axial marginal, concêntricas, no tronco. Folhas alternas, paripinadas; folíolos 2–12 pares, opostos, alternos ou subopostos, inteiros, podendo apresentar pontuações translúcidas; venação pinada, broquidódromo, arcos formando-se próximo à nervura marginal, nervura intersecundárias presentes, reticulação laxa ou congesta, conspícua ou inconspícua, 1–2(3) glândulas no ¼ basal da nervura marginal; estípulas interpeciolares geralmente caducas. Inflorescência em panículas, alternas, botões florais protegidos por duas bractéolas e uma bráctea caducas, internamente glabras, externamente glabras, glabrescentes ou pubescentes. Flores monoclamídiadas (pétalas ausentes), sésseis ou subsésseis, alvas. Cálice tetrâmero formando tubo curto, conato a um pequeno disco; sépalas variando em largura:

Tabela 1 – Valores mínimo, médio (em negrito) e máximo do número de aréolas por mm² na superfície dos folíolos das espécies de *Copaifera* estudadas.

| Espécie | No. aréolas/mm ² |
|----------------------|-----------------------------|
| <i>C. duckei</i> | 5–8,7–11 |
| <i>C. glycyarpa</i> | 16–21,4–29 |
| <i>C. guyanensis</i> | 6–8,2–11 |
| <i>C. martii</i> | 13–16,8–22 |
| <i>C. multijuga</i> | 18–29,5–41 |
| <i>C. paupera</i> | 15–21,7–28 |
| <i>C. piresii</i> | 9–11,4–14 |
| <i>C. pubiflora</i> | 8–15,2–21 |
| <i>C. reticulata</i> | 6–9,3–12 |

uma mais larga, mais côncava oposta a outra mais estreita, quase reta, intercaladas por duas médias, similares, ligeiramente côncavas, hirsutas internamente, pubescentes, glabrescentes ou glabras externamente. Androceu com 10 estames livres, de dois tamanhos, intercalados na margem do disco; filetes glabros; anteras oblongas, apiculadas ou não no ápice, glabras, dorsifixas, rimosas. Gineceu com ovário comprimido lateralmente, preso no centro do disco, estipitado ou sésbil, totalmente hirsuto ou apenas na nervura principal, sutura do carpelo, ápice e base; óvulos 2, alongados, superpostos; estilete filiforme; estigma terminal, globoso, papiloso. Frutos, legumes estipitados, obliquamente elípticos ou falcado-ovados, sub-orbiculares ou obovados, geralmente comprimidos lateralmente, em geral apiculados; semente 1 (2), pêndula, oblongo-globosa, nigrescente, coberta por arilo branco ou amarelo, endosperma ausente.

Chave para identificação das espécies de *Copaifera* ocorrentes na Amazônia brasileira

1. Venação foliolar congesta (média de aréolas/mm² na superfície dos folíolos superior a 15) e inconspícua na face adaxial.
 2. Folíolos 6–12 pares; ovário totalmente hirsuto.
 3. Folíolos opostos, retos, simétricos, ovário sésbil, frutos globosos 2. *C. glycyarpa*
 - 3'. Folíolos alternos, falcados, assimétricos, ovário estipitado, frutos comprimidos lateralmente 5. *C. multijuga*

- 2'. Folíolos até 5 pares; ovário hirsuto na sutura do carpelo e ao longo da nervura principal.
4. Folíolos com comprimento maior do que o dobro da largura, alternos, arilo amarelo 6. *C. paupera*
- 4'. Folíolos com comprimento menor do que o dobro da largura, opostos ou subopostos, arilo branco.
5. Folíolos opostos, 3–4 pares, margens ligeiramente revolutas, sépalas glabrescentes ou glabras externamente 4. *C. martii*
- 5'. Folíolos subopostos, (1)2–3 pares, margens não revolutas, sépalas pubescentes externamente 8. *C. pubiflora*
- 1'. Venação foliolar laxa (média de aréolas/mm² na superfície dos folíolos inferior a 12) e conspícua na face adaxial.
6. Folíolos 0,9–2,8 cm compr., 4–7 pares, peciólulos 0,4–1 mm compr. 7. *C. piresii*
- 6'. Folíolos maiores do que 3 cm compr., (2)3–6 pares, peciólulos 0,2–0,8 cm compr.
7. Folíolos opostos, retos, (2)3–4 pares, sépalas pubescentes externamente, frutos com 3–5 cm de comprimento 3. *C. guyanensis*
- 7'. Folíolos alternos ou subopostos, subfalcados ou falcados, 3–6 pares, sépalas glabras ou glabrescentes externamente, frutos com 2,3–4 cm compr.
8. Folíolos 4–6 pares, raque foliar 6–12,3 cm compr., peciolo e peciólulo pubescentes ou glabrescentes, nervura central (face abaxial) pubescente ou glabrescente, sépalas glabrescentes ou glabras externamente 9. *C. reticulata*
- 8'. Folíolos 3–4 pares, raque foliar 2,5–7,3 cm compr., peciolo e peciólulo glabros ou glabrescentes, nervura central (face abaxial) glabra, sépalas glabras externamente 1. *C. duckei*

1. *Copaifera duckei* Dwyer, Brittonia 7 (3): 163–164, 1951. **Tipo:** BRASIL. PARÁ: Belém do Pará, 10.XI.1922, fl., A. Ducke 16875 (Lectótipo US 1441916), aqui designado; duplicatas do lectótipo K!, RB!). Fig. 1 a–f

Árvore (15)20–35(45) m alt. e (25)35–95 cm DAP; ritidoma estriado, cinza-rosado. **Folhas** com 3–4 pares de folíolos, peciolo e raque glabros ou glabrescentes, peciolos 0,7–2 cm compr., raque 2,5–7,3 cm compr.; estípulas interpeciolares caducas. **Folíolos** alternos ou subopostos, coriáceos, oblongo-ovados, subfalcados, assimétricos, base obtusa sub-equilátera, raramente cuneada, ápice curto acuminado com ou sem apículo, os distais 3,4–6,7 × 1,4–3,3 cm, proximais 2,4–4,7 × 1,3–3,7 cm e medianos 3,2–5,6 × 1,5–2,9 cm, faces abaxial e adaxial glabras, margens retas; nervura central adaxial proeminente, pubescente ou glabrescente, abaxial glabra; venação laxa (média 8,7 aréolas/mm²), conspícua na face adaxial; pontuações translúcidas quase sempre presentes; peciólulos glabros ou glabrescentes, ca. 0,2 cm compr.

Inflorescências 5,5–13 cm compr.; bráctea 1,4–1,9 × 1,2–1,7 mm, faces abaxial e adaxial glabras, tricomas nas margens; bractéolas 1–1,3 × 0,7–0,9 mm, faces abaxial e adaxial glabras, tricomas nas margens. **Flores** subsésseis; sépalas externamente glabras, a mais larga 3,2–4,4 × 2–3,1 mm, as médias 3,2–4,4 × 1,2–2 mm e a mais estreita 3,2–4,4 × 0,8–1,1 mm; anteras 1,3–2,2 × 0,7–1 mm; gineceu 3,7–4,1 mm compr., ovário oblongo-elíptico, estipitado, 1,7–1,9 × 1–1,3 mm, hirsuto na sutura e nervura principal do carpelo, no ápice e na base; estilete 2–2,2 mm compr. **Frutos** obovados, sub-orbiculares, algumas vezes oblíquos, 3–4 × 2,2–3,2 cm, base falcada ou subfalcada, ápice arredondado ou truncado; semente 1,4–1,8 × 1–1,3 cm, arilo amarelo.

Material selecionado: BRASIL. MARANHÃO: Maracassumé River Region, 20.IX.1932, *Fróes* 1926 (US, A, F, K, NY); Santa Luzia, Arrastão do Cajueiro, 10.VII.2002, M. L. B. Jesus 25 (IAN). PARÁ: Belém, Mosqueiro, propriedade Mari-mari, ramal Sapucaia, 25.IV.2002, fr., R. C. V. Martins-da-Silva et al. 76 (IAN); Castanhal, colônia Três de Outubro, 23.I.1953, fl., J. M. Pires & N. T. Silva 4453 (IAN, INPA, IPA, K, R).

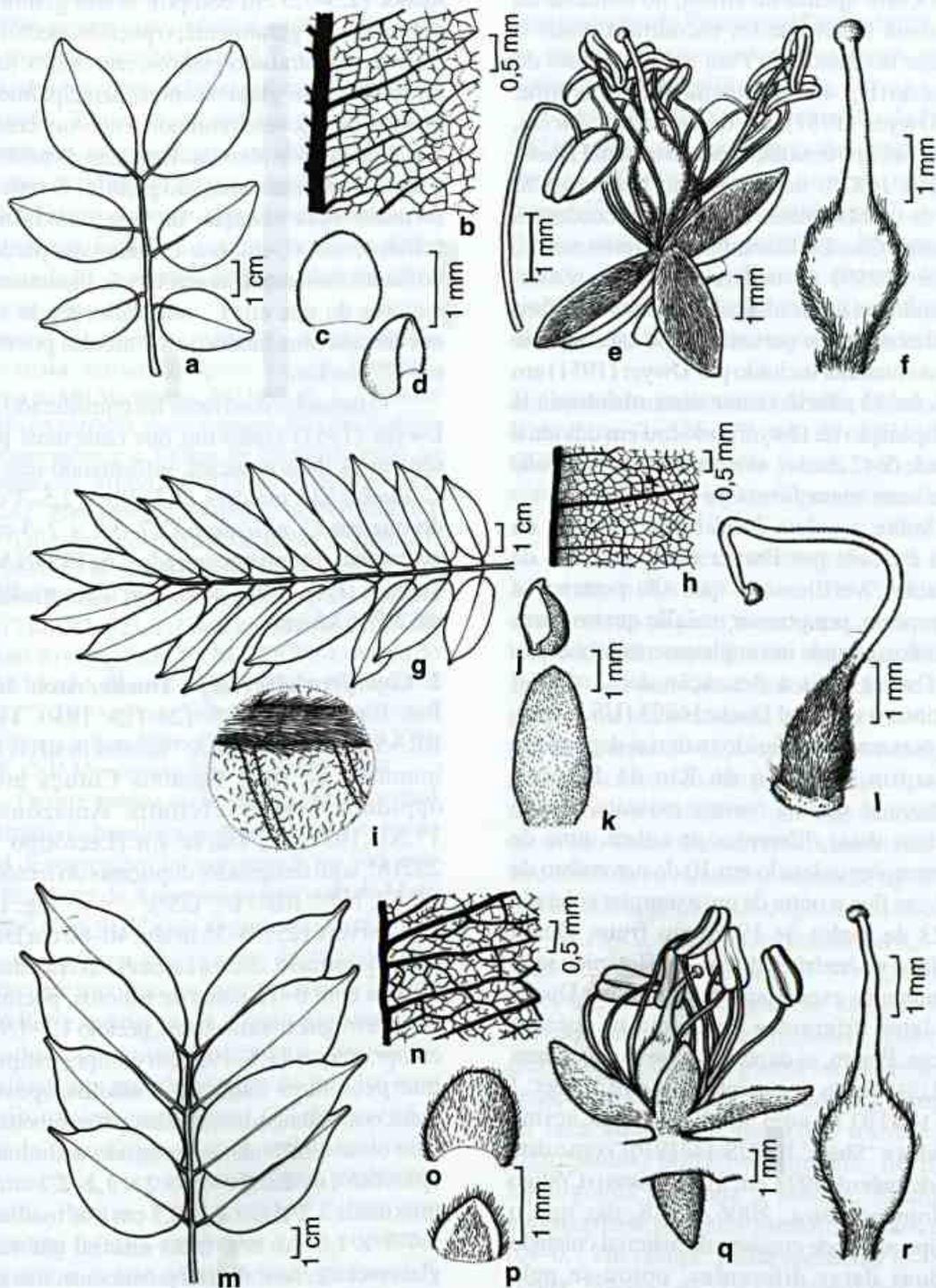


Figura 1 – a-f. *Copaifera duckei* – a. folha; b. detalhe do folíolo evidenciando venação laxa; c. bráctea; d. bractéola; e. flor; f. gineceu. g-l. *C. glycyarpa* – g. folha; h. detalhe do folíolo evidenciando venação congesta; i. detalhe do folíolo evidenciando tricomas na face abaxial da lâmina; j. bractéola; k. bráctea; l. gineceu. m-r. *C. guyanensis* – m. folha; n. detalhe do folíolo evidenciando venação laxa; o. bráctea; p. bractéola; q. flor; r. gineceu. (a Freitas 180; b Pires 4453; c-f Freitas 151; g-i Martins-da-Silva 190; j-l Ducke s.n. (RB20218); m, o-p Rosa 522; n Damião 3097; q-r Spruce s.n. (RB5159))

Ocorre apenas no Brasil, no nordeste da Amazônia brasileira; foi encontrada desde o nordeste do estado do Pará até o noroeste do Maranhão (Fig. 4). Habita as matas de terra firme.

Dwyer (1951), ao descrever *C. duckei*, citou como tipo uma duplicata do material *Ducke s.n.* (RB 16875) depositada no herbário US, além de outras coletas adicionais procedentes da Bahia, Ceará e Maranhão. Posteriormente, Ducke (1959) ao descrever *C. cearensis*, validando um nome não publicado por J. Huber, reconheceu como pertencendo a esta espécie parte do material incluído por Dwyer (1951) em *C. duckei*. O referido autor, discordando ainda da proposição de Dwyer, colocou em dúvida a validade de *C. duckei*, aventando a possibilidade de ser uma mera forma de *C. reticulata*.

Sobre a coleta *Riedel 686*, oriunda da Bahia e citada por Dwyer como parátipo de *C. duckei*, verificou-se que não pertence a essa espécie, por possuir mais de quatro pares de folíolos, estando incompletamente conhecida.

Dwyer após a descrição de *C. duckei* menciona o material *Ducke 16875* (US, Type). Com o exame do referido material depositado no Jardim Botânico do Rio de Janeiro, constatou-se que na mesma exsicata, Ducke cita duas datas diferentes de coleta, uma de um exemplar coletado em 10 de novembro de 1922, em flor, e outra de um exemplar coletado em 23 de junho de 1923, em fruto. Quem trabalhou no herbário do Jardim Botânico sabe que inúmeros exemplares coletados por Ducke têm datas diferentes de coleta na mesma exsicata. Porém, as duplicatas que se encontram em (US), foram desmembradas em: 'Sheet' I (US-1441917) com as duas datas acima referidas e 'Sheet' II, (US-1441916), com a data de 23 de junho de 1923, em fruto. Como o Código de Nomenclatura, 2006, Art.8, diz que o holótipo não pode consistir de material coletado em duas datas diferentes, optou-se pela lectotipificação, escolhendo a Sheet II (US-1441916), material coletado em fruto, por Ducke, em 23 de junho de 1923.

Copaifera duckei é afim de *C. reticulata*, da qual difere por possuir três a quatro pares de folíolos oblongo-ovados, raque da folha

menor (2,5–7,3 cm compr.), sendo glabra ou glabrescente; geralmente, o pecíolo, peciólulo e nervura central são glabros, entretanto, mais raramente, são glabrescentes, principalmente quando mais jovens; contudo a nervura central é glabra na face abaxial. Brácteas, bractéolas e sépalas externamente são glabras. O retículo formado pela venação na face adaxial dos folíolos, em *C. duckei*, é mais conspícuo e brilhante, bem como as aréolas são ligeiramente maiores do que em *C. reticulata*, tendo sido encontrada uma média de 8,7 aréolas por mm² em *C. duckei*.

O tamanho dos frutos foi considerado por Dwyer (1951) como um dos caracteres para separar as duas espécies, informando que em *C. duckei* são maiores (3,3–3,5 × 2,5–3 cm) do que em *C. reticulata* (2,7–3,2 × 2–3 cm), no entanto, foram encontrados, na FLONA do Tapajós (PA), frutos de *C. reticulata* medindo até 3,7 × 3,5 cm.

2. *Copaifera glycyarpa* Ducke, Arch. Jard. Bot. Rio de Janeiro 5: 128-129. 1930. **Tipo:** BRASIL. AMAZONAS: "habitat in silvis non inundatis ad ripas fluminis Curuçá prope oppidum Maués civitatis Amazonas", 17.XII.1927, fl., *Ducke s.n.* (Lectótipo RB 20218!, aqui designado; duplicatas do lectótipo F!, K!, NY!, RB!, U!, US!). Fig. 1 g-l

Árvore (25)30–35 m alt., 46–80 cm DAP; ritidoma estriado, cinza a castanho-avermelhado. **Folhas** com 8–12 pares de folíolos, pecíolo e raque ferrugíneo-tomentosos, pecíolo 1,3–1,9 cm compr., raque 11,1–19,3 cm compr.; estípulas interpeciolares caducas. **Folíolos** opostos, coriáceos, oblongo-lanceolados, retos, simétricos, base obtuso-rotunda, ápice agudo-acuminado, apiculado, os distais 4,8–8,2 × 1,2–2,7 cm, os proximais 3,2–5,6 × 1,2–2,5 cm e os medianos 3,4–7 × 1,6–2,6 cm, faces adaxial glabra ou glabrescente, face abaxial pubescente, margens semi-revolutas, nervura central adaxial impressa glabra, abaxial hirsuta; venação congesta (média 21,4 aréolas/mm²), inconspícua na face adaxial à vista desarmada; pontuações translúcidas imperceptíveis; peciólulos tomentosos, 0,2–0,4 cm compr. **Inflorescências**

com 27–33 cm compr., bráctea 4,5–6 × 3–4 mm, abaxial pubescente, adaxial glabra, tricomas nas margens; bractéolas 2–2,7 × 2,2–2,9 mm, abaxial pubescentes, adaxial glabras, tricomas nas margens. **Flores** com sépalas externamente tomentosas, ovário oblongo-ovado, séssil, ca. 2,5 × 2 mm, totalmente hirsuto; estilete ca. 6 mm compr. **Frutos** globosos, elíptico-obovados, 4–4,5 × 2,9–4 cm, base ligeiramente cuneada, ápice arredondado; semente oblongo-globosa, ca. 2 × 1 cm, arilo amarelo.

Material selecionado: BRASIL. AMAZONAS: Itacoatiara, estrada Torquato Tapajós, km 227, terreno da Mil Madeireira, 8.V.1996, fr., *L. F. Coêlho s.n.* (INPA 186048); Novo Aripuanã, BR-230, Rodovia Transamazônica a 300km de Humaitá, próx. ao acampamento do DNER, 7° 33'S, 60° 40'W, 24.IV.1985, fr., *C.A.C. Ferreira et al.* 5734 (INPA). MATO GROSSO: near Tabajara, upper Machado River Region, XI-XII.1931, fr., *B. A. Krukoff* 1497 (F, K). PARÁ: "ad medium flumen Tapajoz loco Quataquara (civitate Pará)", 14.VIII.1923, fr., *Ducke s.n.* (síntipos RB 17069, U; foto do síntipo RB: F). RONDÔNIA: Itapuã do Oeste, Flona do Jamari, 7.VIII.1987, fr., *P. S. Teixeira et al.* 272 (INPA); Porto Velho, Campo Experimental da Embrapa de Porto Velho, 8° 48'S, 63° 51'W, 28.X.2004, fr., *R. C. V. Martins-da-Silva et al.* 190 (IAN).

Ocorre apenas no Brasil, na região central da Amazônia brasileira e estende-se até a sudoeste e sul dessa região; foi encontrada no sudoeste do Pará, leste do Amazonas e noroeste de Mato Grosso (Fig. 4). Habita as matas de terra firme.

Copaifera glycyarpa destaca-se por apresentar tricomas na face abaxial da lâmina do folíolo, ovário séssil e fruto globoso com apículo rudimentar. Entretanto, devido ao relativamente grande número de folíolos e ao ovário totalmente hirsuto, *C. glycyarpa* é afim de *C. multijuga*, sendo ambas as únicas, na Amazônia, que possuem o ovário totalmente hirsuto. Porém, *C. glycyarpa* difere por apresentar folíolos simétricos, retos e opostos, bem como ovário séssil e fruto globoso. A venação dos folíolos em ambas as espécies apresenta-se congesta e inconspícua na face adaxial; entretanto, *C. glycyarpa* difere por possuir em média 21,4 aréolas/mm² e as veias com terminações livres apresentando bifurcações.

A descrição das flores foi complementada pela tradução do Protólogo (Ducke 1930), pois os materiais examinados continham apenas botões florais e ovário.

Dwyer (1951) faz a indicação de Ducke 20218 como um fragmento do cotipo (uma designação antiga para síntipo e outras categorias de Tipos) depositado em (F), porém, Ducke menciona no protólogo de sua nova espécie que os síntipos estão depositados no herbário do Jardim Botânico do Rio de Janeiro, daí a lectotipificação apresentada neste trabalho.

3. *Copaifera guyanensis* Desf., Mém. Mus. Hist. Paris, 7: 376-377, tab. 13. 1821. **Tipo:** GUYANE. Indigène des forêts, croît dans le voisinage du Rio-Negro – Tipo não localizado.

Fig. 1m-r

Árvore grande ou mediana (5–7)10–27,5–30 m alt. e 30–39,7–50 cm DAP; ritidoma cinza-esbranquiçado a castanho, com estrias longitudinais, superficiais, cerradas. **Folhas** com (2)3–4 pares de folíolos, pecíolo e raque glabros ou glabrescentes, pecíolo 1,9–4,2 cm compr., raque 5–13,4 cm compr.; estípulas interpeciolares caducas. **Folíolos** opostos, cartáceos ou coriáceos, oblongo-lanceolados ou ovado-lanceolados, retos, simétricos, base arredondada ou raramente cuneada, equilátera, ápice estreito acuminado e apiculado, os distais 7,5–14,15 × 2,5–5,8 cm, os proximais 6,2–12,3 × 2,9–5,8 cm e os medianos 7,3–14 × 2,3–5,8 cm, faces adaxial e abaxial glabras, margens retas; nervura central adaxial impressa, glabra ou glabrescente, abaxial glabra ou glabrescente; venação laxa (média 8,2 aréolas/mm²), conspícua na face adaxial; pontuações translúcidas distribuídas, preferencialmente, de forma homogênea em toda a lâmina, raramente imperceptíveis; peciólulos glabros ou glabrescentes, 0,4–0,7 cm compr. **Inflorescências** 8–18 cm compr.; bráctea 1,4–2,1 × 1,4–2,5 mm, face abaxial pubescente, a adaxial glabra, tricomas nas margens; bractéolas, 0,8–1,4 × 0,7–1,3 mm, abaxial pubescentes, adaxial glabras com tricomas nas margens. **Flores** sésseis a subsésseis; sépalas externamente pubescentes, a mais larga 3,5–4,7

× 1,4–3 mm, as médias 3,5–4,7 × 1–2,3 mm e a mais estreita 3,5–4,7 × 0,8–2 mm; anteras 1,6–2,8 × 0,8–1,1 mm; gineceu 4,5–6 mm compr., ovário oblongo-obovado, estipitado, 2,2–2,9 × 1,4–2,2 mm, hirsuto na sutura e nervura principal do carpelo, no ápice e na base; estilete glabro, 1,8–3 mm compr. **Frutos** oblongo-obovados, elíptico-obovados ou oblongo-obliques, comprimidos lateralmente, 3–5 × 1,8–3,5 cm, estipitados, base sub-falcada ou falcada, ápice arredondado ou truncado; semente oblongo-globosa, 1,7–2,3 × 1,3–1,4 cm, arilo branco.

Material selecionado: BRASIL. AMAZONAS: rio Negro inferior, XI.1851, fl., *R. Spruce s.n.* (RB 5159, K); rio Negro, foz do Caiari, I.X.1952, fr., *R. L. Fróes 28807* (IAN, INPA, R). COLÔMBIA. Rio Loreto-Yaco, 2.XI.1946, fl. e fr., *G. A. Black et al. 46-301* (F, IAN, K); VAUPÉS: rio Apaporis (La Libertad), 23.V.1977, fr., *A. Roa 710* (INPA). GUIANA FRANCESA. CAYENNE: Fleuve Oyapock, Crique Sikini, "Gros Saut", 21.VII.1969, fr., *B. Oldeman B2594* (CAY); SAINT-LAURENT DU MARONI: Bords de la Rivière du Maroni, 1862, fl., *M. Melinon, s.n.* (R 69717, F). SURINAME. BROKOPONDO: near Kabelstation, Suriname River, 8.XI.1933, fr., *J. Lanjouw 1157* (IAN, K). PARA: Jodensavanne-Mapannekreek area, Kamp 8, 1962, *J. Elburg 9394* (F, WIS); Zanderij I, I.X.1942, fl., *G. Stahel 92* (K, UB, WIS). SARACACCA: Tottikamp, 19.III.1950, fl., *B.B.S. 506* (K). SIPALIWINI: Jacobkondre, Saramacca River, 16.VI.1944, fr., *B. Maguire 23836* (F, K, RB); Posoegronce, Saramacca River, 29.VI.1944, fl., *B. Maguire 24015* (F, K, RB).

Ocorre no Brasil, Colômbia, Guiana Francesa e Suriname. Espécie com ampla distribuição no norte da América do Sul, tendo sido encontrada desde a Guiana Francesa, Suriname e Colômbia, estendendo-se até a região amazônica no Brasil. Na Amazônia brasileira, ocorre nas porções central e ocidental; foi encontrada apenas no estado do Amazonas (Fig. 4). Habita preferencialmente matas de várzea e igapó, mas também pode ocorrer em matas de terra firme e campinarana.

Desfontaines (1821), ao descrever *C. guyanensis* não designou o tipo, apenas fez referência de que era uma árvore nativa das florestas da Guiana Francesa, crescia nas cercanias do rio Negro, e que, no herbário do Museu, havia alguns ramos com flores. Como

trabalhava no herbário de Paris, supõe-se que estava se referindo a esse herbário; porém, a mesma não foi localizada. Dwyer (1954) comentou que ficou desapontado por não conseguir localizar o tipo no herbário de Paris, mas sugeriu que o mesmo poderia estar no herbário de Florence, já que grande parte das coletas de Desfontaines encontra-se nesse herbário. Diante da impossibilidade de localizar o tipo, a determinação do material foi baseada no protólogo de *C. guyanensis* (descrição e estampa) e também em outros materiais determinados por Ducke que serviram para comparação.

Dwyer (1951) indicou *C. beyrichii* Hayne e *C. bijuga* Hayne como sinônimos de *C. guyanensis*, porém, *C. beyrichii* é uma Connaraceae e de acordo com Forero (1983) é sinônimo de *Connarus beyrichii* Planchon. Examinando o tipo de *C. bijuga*, a diagnose e a prancha contidas na obra *princeps*, não se pode concordar com a sinonímia proposta por Dwyer (1951) quanto à *C. bijuga*, pois a mesma foi descrita como apresentando duas jugas, incurvas e assimétricas, discordando dessa forma de *C. guyanensis*.

Copaifera guyanensis é bem definida morfológicamente, por exibir três a quatro pares de folíolos, raramente dois, opostos, relativamente grandes (6,2–14,15 × 2,3–5,8 cm), oblongo-lanceolados ou oblongo-ovados, retos, com ápices acuminados que podem ser longos ou mais curtos e lâmina simétrica. A consistência dos folíolos em *C. guyanensis* varia, pode ser cartácea ou coriácea, o ápice dos folíolos e a base também podem variar de base arredondada a ligeiramente cuneada, embora esta última mais rara e os ápices estreitos acuminados.

Discorda-se das identificações de Dwyer (1951) para as coletas *Curran 53* (G, US) e *103* (G, US, Y), procedentes da Bahia. Ao examinar as fotos destes exemplares, verificou-se que possuem folíolos falcados, devendo provavelmente se tratar de *C. lucens* Dwyer. Lewis (1987) citou *C. guyanensis* ocorrendo na Bahia, porém explicou que essa informação foi extraída da revisão de Dwyer (1951).

As coletas Lisboa et al. 1967 (MG 96337) e Silva et al. 937 (MG 78478), procedentes de Carauari (AM), apresentam quatro pares de folíolos cuja forma e filotaxia assemelham-se à *C. guyanensis*; porém, com tricomas na face abaxial da lâmina. Como as referidas amostras encontram-se estéreis e esse caráter não foi detectado nos demais materiais analisados da espécie, preferiu-se não incluí-las, neste momento, em *C. guyanensis*, até que se obtenha material fértil que possa dirimir esta dúvida.

4. *Copaifera martii* Hayne, Getreue Darstell. Gew. 10: tab. 15. 1827. **Tipo:** BRASIL. Wächst in Brasilien in den Wäldern der Provinz Para am Amazonenflusse, s.d. (1819?), fl., *Martius s.n.* (Lectótipo M!, aqui designado; duplicata do lectótipo L!). Fig. 2 a-f

Arbusto ou árvore (0,8)2–40(48) m alt. e 4–90(101) cm DAP; ritidoma estriado, cinza-avermelhado a cinza-acastanhado. **Folhas** com 3–4 pares de folíolos, pecíolo e raque glabrescente, pecíolo 1–2,5 cm compr., raque 2,5–6,2 cm compr.; estípulas interpeciolares caducas. **Folíolos** opostos, coriáceos, oblongo-ovados, oblongo-elípticos, orbiculares, retos a subfalcados, assimétricos, base obtusa subequilátera, ápice arredondado ou acuminado, raro apiculado, os distais 3,7–9,3 × 1,9–4,9 cm, os proximais 3,4–8,1 × 1,9–4,1 cm e os medianos 4–9,1 × 2,0–4,6 cm, faces adaxial e abaxial glabras, margens semi-revolutas na região basal; nervura central adaxial impressa, glabra, abaxial glabra ou glabrescente; venação congesta (média 16,8 aréolas/mm²), inconspícua adaxial; pontuações translúcidas quase sempre ausentes; pecíolulos glabros ou glabrescentes, 0,2–0,3 cm compr. **Inflorescências** 7–15 cm compr., bráctea 1,7–3 × 1,3–2,5 mm, face abaxial glabrescente, face adaxial glabra, tricomas nas margens; bractéolas 1,2–2,4 × 0,8–1,8 mm, abaxial glabrescente, adaxial glabras, tricomas nas margens. **Flores** sésseis; sépalas externamente glabras ou glabrescentes, podendo apresentar raros tricomas na base e no ápice, a mais larga 2,8–3,7 × 1,8–2,7 mm, as médias 2,8–3,7 × 1,3–2,4 mm e a mais estreita 2,8–3,7 × 0,9–1,4 mm; anteras 1,2–1,6 × 0,6–0,9 mm; gineceu 3,4–4,9 mm compr., ovário oblongo-elíptico a suborbicular,

estipitado, 1,6–2,2 × 1,1–1,9 mm, hirsuto na base, margens e ápice; estilete 1,8–2,7 mm compr. **Frutos** sub-orbiculares, raro oblíquos, comprimidos lateralmente, 1,5–2,4 × 1,4–2,2 cm, estipitado, base arredondada, ápice arredondado; semente 1(2) oblongo-globosa, 1,2–1,3 × 0,8–0,9 cm, arilo branco.

Material selecionado: BRASIL. MARANHÃO: Alcântara, 28.IX.1903, fr., A. Ducke s.n. (MG 442, RB); Caxias, 28.VI.1907, fr., A. Ducke s.n. (MG 713, RB). PARÁ: Belterra, praia de Porto Novo, 29.X.1947, fr., G. A. Black 47-1845 (IAN); Belém, ilha do Mosqueiro, propriedade do Murça Pires, 12.VI.1979, fl., J. H. Langenheim & M. F. Silva 6490 (INPA).

Ocorre apenas no Brasil, na porção oriental da Amazônia brasileira; foi encontrada amplamente distribuída no Pará indo até ao Maranhão (Fig. 4). Habita as matas de terra firme e várzea, matas de transição, capoeiras, campos, campinaranas e até mesmo dunas.

Ducke (1915) referiu-se à *C. martii* ocorrendo da Guiana até o Mato Grosso e que no nordeste do Brasil, ocorreria *C. rigida* Benth. Esse autor comentou que a última espécie citada, provavelmente, seria uma forma de *C. martii* com folíolos mais rígidos, devido ao clima seco. Ducke (1925) reafirmou suas suspeitas a respeito da proximidade de *C. martii* e *C. rigida*. Mais tarde, esse mesmo autor (Ducke 1930) reduziu *C. rigida* à variedade de *C. martii*, explicando que se tratava de uma variedade exclusiva de área de clima seco no nordeste brasileiro, diferindo, dessa maneira, da variedade típica que habita a Amazônia.

Dwyer (1951) propôs *C. rigida* como sinônimo de *C. martii*. Não obstante, Ducke (1958) reduziu *C. martii* e *C. rigida* a sinônimos de *C. coriacea* (Mart.) Hayne e comentou que a espécie ocorre desde o Pará até o Rio Grande do Norte e o interior da Bahia. Posteriormente, durante estudos botânicos no Ceará, Ducke (1959) reafirmou as sinonímias propostas, e comentou ainda que discordava de Bentham (1870) quanto à proposta de sinonimizar *C. coriacea* e *C. cordifolia* Hayne, e que a área de ocorrência de *C. coriacea* vai do Pará ao Rio Grande do Norte. É importante ressaltar que a referida proposta de Bentham (1870) havia sido aceita por Dwyer (1951).

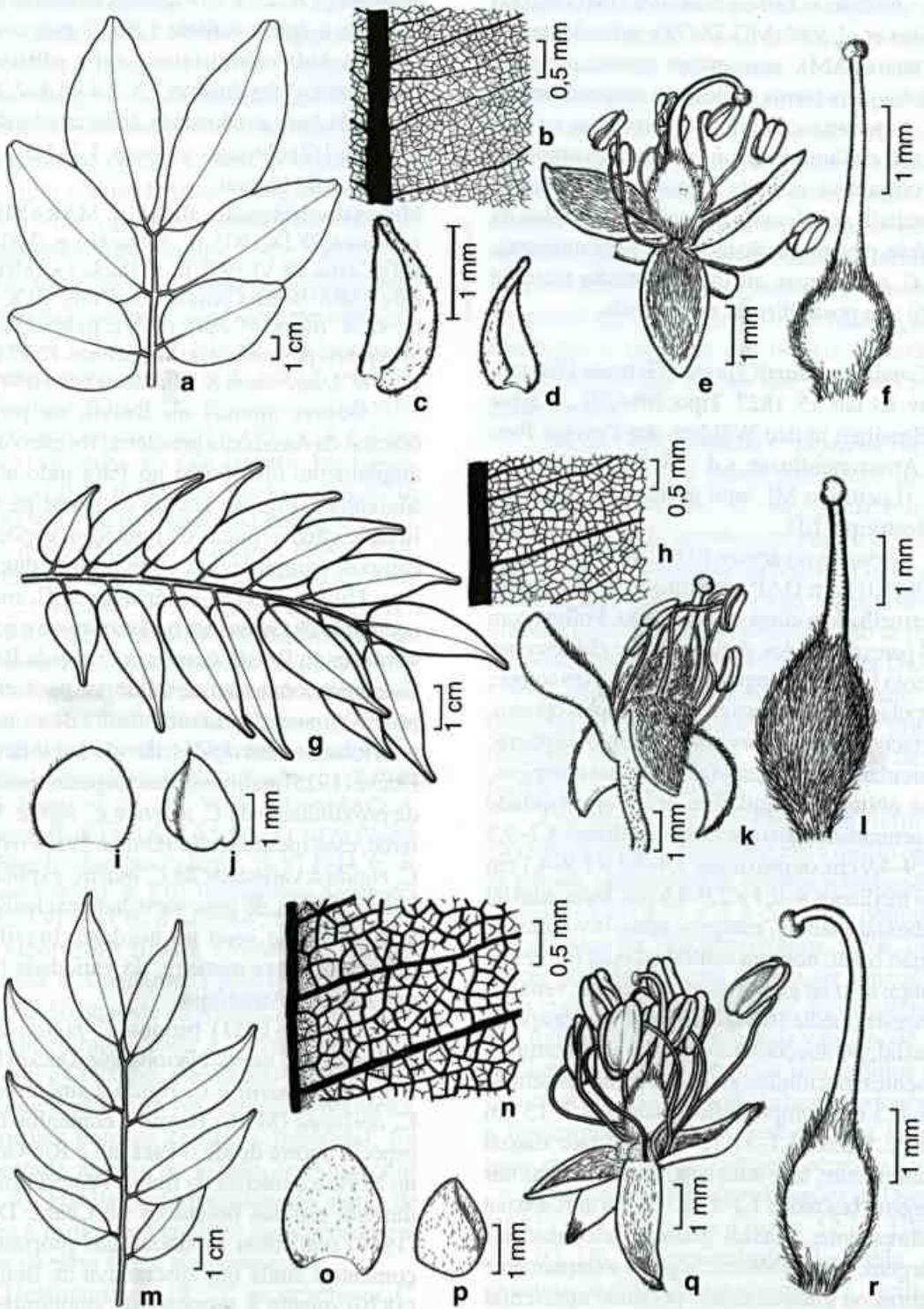


Figura 2 – a-f. *Copaifera martii* – a. folha; b. detalhe do folíolo evidenciando venação congesta; c. bráctea; d. bractéola; e. flor; f. gineceu. g-l. *C. multijuga* – g. folha; h. detalhe do folíolo evidenciando venação congesta; i. bráctea; j. bractéola; k. flor; l. gineceu. m-r. *C. paupera* – m. folha; n. detalhe do folíolo evidenciando venação congesta; o. bráctea; p. bractéola; q. flor; r. gineceu. (a Martins-da-Silva 116; b Martins-da-Silva 117; c-f Pires 4249; g, i-l Martins-da-Silva 133; h Martins-da-Silva 129; m, o-r Rigamonte-Azevedo 3; n Martins-da-Silva 177)

Embora seja necessário examinar os síntipos de *C. rigida* para confirmar a sua inclusão como sinônimo de *C. martii*, os materiais identificados por Ducke (1915) como *C. rigida* foram aqui considerados *C. martii*.

Quando se compara o tipo de *C. martii* (Pará) com um dos síntipos de *C. rigida* (Gardner 2089), procedente do Piauí, parece se tratar, realmente, de dois táxons diferentes. Apesar das flores semelhantes, os folíolos são diferentes: na primeira, apresentam ápice acuminado, menos coriáceos, glabros na nervura central na face abaxial e as margens são apenas levemente revolutas; enquanto que em *C. rigida*, os folíolos são brilhantes, com ápice amplamente obtuso e arredondado, mais coriáceos, glabrescentes na nervura central na face abaxial e ainda apresentam as margens revolutas. No entanto, quando se observam os materiais desde o oeste do Pará, procedentes dos municípios de Óbidos, Santarém e Belterra, no sentido do nordeste, nos municípios de Marapanim, Salinas e ilha do Marajó, bem como as amostras procedentes do Maranhão, torna-se difícil distinguir as duas espécies, devido à sobreposição desses caracteres vegetativos. No material procedente desses municípios citados, há folíolos oblongos, oblongo-ovados até orbiculares, algumas vezes os apicais mostram-se oblongo-obovados; os ápices podem ser obtusos ou agudos, os quais podem ser arredondados, retusos ou acuminados; em uma mesma amostra, encontram-se folíolos com diferentes formas.

Copaifera martii, quando ocorre em mata, desenvolve-se como árvore alta chegando a atingir até 40 metros de altura ou mais, os folíolos são menos coriáceos do que quando se desenvolvem em ambientes mais abertos, como os campos ou as areias de ambientes costeiros e até mesmo as capoeiras; contudo, o brilho dos folíolos, provavelmente, está ligado à fase de maturação desses órgãos que, quando mais jovens, são mais brilhantes; nas amostras desidratadas, os folíolos maduros, geralmente, apresentam-se glaucescentes.

Dwyer (1951) não teceu considerações sobre o Tipo da referida espécie. Hayne trabalhou na Universidade de Berlin e é possível que tenha

examinado o material de Martius nesse herbário, destruído na Segunda Guerra Mundial. Como não houve indicação por Hayne (1827) do herbário, optou-se pela lectotipificação do exemplar depositado por Martius em Munique (M).

5. *Copaifera multijuga* Hayne, Getreue Darstell. Gew. 10: pl. 17. 1827. **Tipo:** BRASIL. Wächst in lunern von Brasilien in den Wäldern der Provinzen Para und Rio Negro, s.d. (1819?), Martius s.n. (Lectótipo M!, aqui designado, fotos do lectótipo: F!, GH!, IAN!). Fig. 2 g-l

Árvore (5–7)15–60 m alt. e 6,5–118 cm DAP; às vezes sapopemas, ritidoma cinza a cinza-avermelhado, estrias estreitas verticais superficiais. **Folhas** com 6–10 pares de folíolos, pecíolo e raque pubescentes a hirsutos, pecíolos 0,5–2,5 cm compr., raque 6,8–20 cm compr.; estípulas interpeciolares caducas. **Folíolos** alternos, coriáceos, oblongo-lanceolados, falcados, assimétricos, base arredondada ou cuneada, subequilátera, ápice estreito-acuminado, atenuado à margem interna e abrupto à margem externa, falcado, os distais 2,1–6,6 × 0,9–2,7 cm, os proximais 2–5 × 0,8–2,4 cm e os medianos 3,2–7,4 × 1,1–2,8 cm, faces adaxial e abaxial glabras; margens retas; nervura central impressa na face adaxial ou semi-plana, pubescente a glabrescente, face abaxial hirsuta ou pubescente, com muitos ou raros tricomas; venação congesta (média 29,5 aréolas/mm²), inconspícua adaxial; pontuações translúcidas distribuídas, preferencialmente, de forma homogênea em toda a lâmina; peciólulos pubescentes ou hirsutos 0,2–0,5 cm compr. **Inflorescências** com 5,1–12 cm compr.; bráctea 2–2,6 × 1,7–3 mm, faces abaxial e adaxial glabras, tricomas nas margens; bractéolas 1,6–2,4 × 1,4–2,2 mm, faces abaxial e adaxial glabras, tricomas nas margens. **Flores** sésseis; sépalas externamente glabras, a mais larga 4–4,8 × 2,4–3 mm, as médias 4–4,8 × 1,6–2,4 mm e a mais estreita 4–4,8 × 0,9–2 mm; anteras 2,3–2,9 × 1–1,2 mm; gineceu 5,6–7,7 mm compr., ovário oblongo a oblongo-elíptico, estipitado, 2,7–3,8 × 1,8–2,9 mm, totalmente hirsuto; estilete 2,9–3,9 mm compr. **Frutos** suborbiculares, oblongo-obovados ou oblongo-oblíquos,

comprimidos lateralmente, 3,7–4,6 × 2,1–3,7 cm, estipitado, base falcada ou subfalcada; semente 1, oblongo-globosa, nigrescente, 1,8–2,6 × 1–1,8 cm, arilo amarelo.

Material selecionado: BRASIL. AMAZONAS: Manaus, BR 174, fundos da colônia João Alfredo, 26.VIII.1947, fr., *A. Ducke 2101* (IAC, IAN, MG, R, UEC); margem do rio Tarumã, 3.III.2004, fl., *R. C. V. Martins-da-Silva et al. 131* (IAN, INPA). MATO GROSSO: Aripuanã, 7.VI.1977, *J. P. L. & Damião C. 1816* (INPA); 11.IV.1977, *M. Gomes et al. 1164* (INPA). PARÁ: igarapé Santa Júlia, baixo Amazonas, 28.XII.1920, *A. Ducke s.n.* (RB 20209); Aveiro, rio Tapajós, 12.IX.1916, fr., *A. Ducke s.n.* (MG 16490, R, RB). RONDÔNIA: Costa Marques, BR 429, 30.III.1987, fr., *C. A. C. Ferreira et al. 8734* (F, INPA, K); Machadinho d' Oeste, Campo Experimental da Embrapa de Machadinho, 26.X.2004, *R. C. V. Martins-da-Silva et al. 183* (IAN). BOLÍVIA. PANDO: S. bank of rio Abunã between cachoeira Tres S. and Fortaleza 3–16 km above mouth, 18.VII.1968, fr., *G. T. Prance et al. 6138* (INPA, K, MG, MO, R); W. bank of rio Madeira, 3 km above Ribeirão, 27.VII.1968, fr., *G. T. Prance et al. 6530* (INPA, K, MO).

Ocorre no Brasil e na Bolívia. Na Amazônia brasileira, vai desde a Amazônia central até o extremo ocidental, estendendo-se a sudoeste dessa região; foi encontrada no leste do Pará, amplamente distribuída no Amazonas, no norte e sul de Rondônia e a noroeste de Mato Grosso (Fig. 4). Típica de mata de terra firme, porém, pode ser encontrada em matas de várzea, e em campinarana.

Copaifera multijuga é bem definida morfológicamente por apresentar par distal de folíolos subopostos e demais alternos, total de seis ou mais pares, oblongo-lanceolados e assimétricos com ápice acuminado falcado, sendo atenuadamente acuminado na margem interna e abruptamente, na margem externa, formando uma curva bem pronunciada. Geralmente apresenta pontuações translúcidas perceptíveis à vista desarmada, distribuídas homoganeamente em toda a lâmina foliolar; a venação é inconspícua na face adaxial, a nervura principal é impressa ou ligeiramente plana; o ovário é totalmente coberto por tricomas; as anteras (2,3–2,9 × 1–1,2 mm) e os frutos (3,7–4,6 × 2,1–3,7) são grandes em relação às

outras espécies do gênero. Todos esses caracteres proporcionam distingui-la das demais espécies do gênero ocorrentes na Amazônia brasileira.

O indumento presente no pecíolo, raque foliar, peciólulo e na nervura principal na face abaxial dos folíolos tem ampla variação, podendo apresentar-se densamente hirsuto, discretamente hirsuto, com raros e esparsos tricomas ou pubescentes.

Dwyer (1951) apenas menciona a foto do Tipo em (F), sem tecer maiores considerações. Da mesma forma que em *C. martii*, Hayne não indicou o herbário, em que estava depositado o material utilizado na descrição. Também se optou, como em *C. martii*, pela lectotipificação do exemplar depositado por Martius em Munique (M).

6. *Copaifera paupera* (Herzog) Dwyer, Brittonia 7(3): 169. 1951. **Tipo:** BOLÍVIA. SANTACRUZ: zerstreut im Urwald des Rio Blanco, besonders um die Laguna de Kaaupá (Prov. Velasco), IX.1909, fr., *Herzog 470* (Lectótipo Z!, aqui designado; fotos da duplicata do lectótipo de B: F!, IAN!).

Fig. 2 m-r

Copaifera reticulata var. *peruviana* Macbride, Field Mus. Nat. Hist. 13(3): 120. 1943. **Tipo:** PERU. LORETO: Yurimaguas, X-XI.1929, *Williams 4884* (Lectótipo F!, aqui designado; duplicatas do lectótipo A!, US!).

Árvore 20–35 (40) m alt. e 53–99(200) cm DAP; ritidoma apresentando desprendimento em placas pequenas ou grandes, cinza-rosado, cinza-avermelhado ou acastanhado. **Folhas** com 3–4(5) pares de folíolos, 5–10 cm compr., pecíolo e raque glabros, pecíolo 0,9–2 cm compr., raque 3,6–9 cm compr.; estípulas interpeciolares caducas. **Folíolos** alternos, cartáceos, oblongo-ovados estreitos, oblongo-obovados estreitos, oblongo-lanceolados, subfalcados a falcados, assimétricos, base arredondada ou cuneada, ápice curto a longo acuminado, podendo apresentar reduzido apículo, falcado, os distais 4–7,4 × 1,5–3 cm, os proximais 3–5,9 × 1,4–2,8 cm e os medianos 3,7–6,9 × 1,5–2,9 cm, faces adaxial e abaxial glabras, margens retas; nervura central adaxial impressa, glabra, abaxial glabra; venação

congesta (média 21,7 aréolas/mm²), inconspícua adaxial; pontuações translúcidas imperceptíveis à vista desarmada; peciólulos glabros, (0,2)0,3 (0,4) cm compr. **Inflorescências** 10–15 cm compr.; bráctea 2,4–2,7 × 2,7–3 mm, face abaxial glabrescente, face adaxial glabra, tricomas nas margens; bractéolas 2,1–2,4 × 1,3–1,7 mm, abaxial glabrescentes, adaxial glabras, tricomas nas margens. **Flores** sésseis; sépalas externamente glabras, podendo apresentar discreto tufo de tricomas no ápice ou tricomas no ápice e na base, a mais larga 4–4,5 × 2–2,5 mm, as médias 4–4,5 × 1,7–1,9 mm e a mais estreitas 4–4,5 × 1–1,7 mm; anteras 1,6–1,9 × 0,9–1 mm; gineceu 4,7–6,1 mm compr., ovário oblongo a oblongo-elíptico, estipitado, 1,9–2,2 × 1,5–1,8 mm, hirsuto na sutura e nervura principal do carpelo, base e ápice; estilete 2,8–3,9 mm compr. **Frutos** sub-orbiculares, comprimidos lateralmente, 3,5–4,3 × 2,2–3,1 cm, estipitado, base arredondada, ápice arredondado ou truncado; semente oblongo-globosa, nigrescente, 1,7–1,9 × 1,3–1,4 cm, arilo amarelo.

Material selecionado: BRASIL. ACRE: Assis Brasil, sentido Brasília, colônia às margens do rio Acre, 25.III.1999, fl., A. R. S. Oliveira 855 (RB); Bujari, BR 364, km 52, colônia Nova Olinda, riozinho do Andirá, à esquerda descendo o rio, 15.V.1999, fr., G. Claros et al. 334 (IAN, RB). PERU. MADRE DE DIOS: Parque Nacional de Manu, Cocha Cashu Biological Station, 20.VIII.1976, fr., R. Foster & C. Augspurger, 3277 (F). UCAYALI: Prov. Purus, rio Curanja, 10° 04 S, 71° 06 W, 18.X.1997, J. Graham & V. Schunke 197 (F, R); Pucalpa, Carretera Pucallpa-San Alejandro km 80, 29.II.1972, D. Simpson & V. Schunke 64 (F).

Ocorre no Brasil, Bolívia e no Peru. Na Amazônia brasileira, encontra-se a sudoeste, restrita ao Acre, onde está amplamente distribuída (Fig. 4). Habita mata de terra firme.

Copaifera paupera é afim de *C. reticulata*, da qual difere pela inflorescência congesta, folíolos com nervura central impressa e venação congesta e inconspícua na face adaxial, com média de 21,7 aréolas por mm². Outro caráter importante para distinção dessas espécies é a ausência de indumento no peciolo, raque, peciólulo e nervura central dos folíolos em *C. paupera*.

Macbride (1943) propôs *C. reticulata* var. *peruviana*, distinguindo-a pela condição glabra dos folíolos e o legume subséssil, a qual foi proposta por Dwyer (1951) como sinônimo de *C. paupera*.

O ápice dos folíolos de *C. paupera* apresentou-se curto ou longo acuminado; quanto ao indumento externo nas sépalas, foram observadas sépalas totalmente glabras, glabras com tufo de tricomas no ápice e glabras com tricomas no ápice e na base. Considerando que as amostras disponíveis com flores maduras são poucas, há necessidade de coletar mais material fértil para otimizar a análise dessa variação.

Materiais procedentes de Rondônia (Cordeiro 481, 542; Goulding 1392; Prance 6760 e Rosa 446) e do Amazonas (Ducke s.n. RB 35416), esta última coletada ao sul do referido estado, mais precisamente, no município de Humaitá, ou seja, bem próximo de Rondônia, apresentam os caracteres morfológicos vegetativos afins com *C. paupera*, porém, discordaram pelos tricomas presentes na raque, peciolos, peciólulos e na nervura central na face abaxial, caracteres esses que são encontrados em *C. reticulata*. Diante da presença desses tricomas e da ausência de flores nessas amostras, optou-se por considerá-las como afim de *C. paupera*, até que se obtenham flores de indivíduos dessas populações e se possa, então, tomar uma decisão mais segura quanto à posição taxonômica das mesmas.

7. *Copaifera piresii* Ducke, Bol. Técn. Inst. Agron. N. 36: 73-75. 1959. **Tipo:** BRASIL. PARÁ: Posto dos Índios Caiabi in campo aberto naturali prope flumen São Manuel (= Teles Pires) in civitatis Pará extremo austro-occidentali, 8.I.1952, fl., Pires, J.M. 3876 (Holótipo IAN!; isótipos INPA!, NY!). Fig. 3 a-g

Arbusto ou árvore (1)10–35 m alt. e 40–80 cm DAP; ritidoma estriado superficialmente, cinza-rosado a avermelhado. Folhas com 4–7 pares de folíolos, peciolo glabro, 0,2–0,5 cm compr., raque pubescente ou glabrescente, 1,8–6,9 cm. compr.; estípulas interpeciolares persistentes. Folíolos opostos, raramente subopostos, cartáceos, distais oblongo-obovados, proximais e medianos

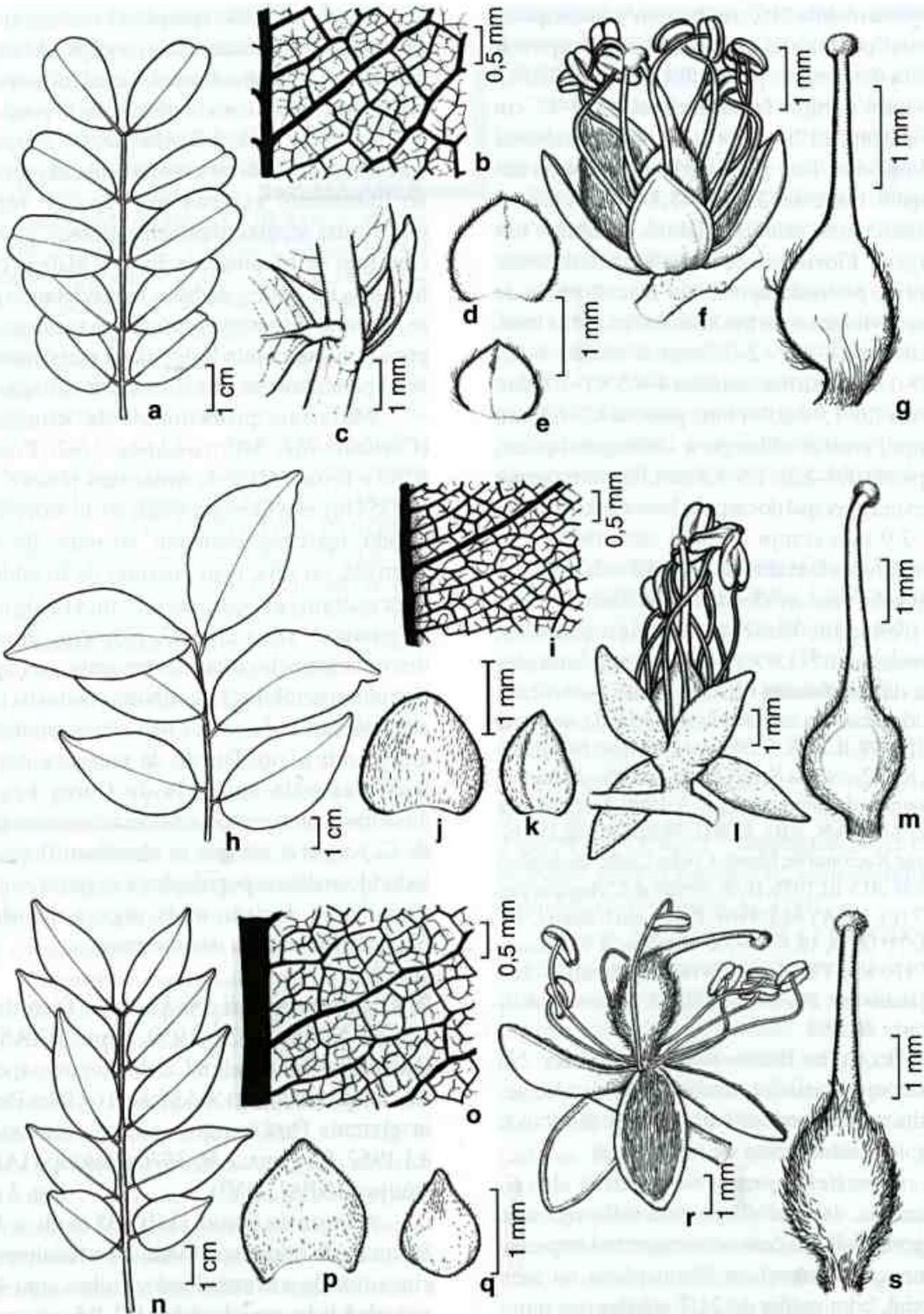


Figura 3 – a-g. *Copaifera piresii* – a. folha. b. detalhe do folíolo evidenciando venação laxa; c. detalhe da folha evidenciando estípula; d. bráctea; e. bractéola; f. flor; g. gineceu. h-m. *C. pubiflora* – h. folha; i. detalhe do folíolo evidenciando venação congesta; j. bráctea; k. bractéola; l. flor; m. gineceu. n-s. *C. reticulata* – n. folha; o. detalhe do folíolo evidenciando venação laxa; p. bráctea; q. bractéola; r. flor; s. gineceu. (a, c-g Egler 1185; b Pires 3876; h, j-m Martins-da-Silva 146; i Martins-da-Silva 155; n-o, r-s Pena 74; p-q Oliveira s.n. (IAN179.888))

oblongos, retos, geralmente simétricos, quando assimétricos apenas na base, base aguda equilátera no par distal, arredondada sub-equilátera a assimétrica nos pares proximais e medianos, ápice arredondado, retuso e mucronado, os distais $1,1-2,8 \times 0,66-1,4$ cm, os proximais $0,9-2 \times 0,5-1,1$ cm e os medianos $1,1-2,5 \times 0,56-1,2$ cm, faces adaxial e abaxial glabras, margens retas; nervura central adaxial plana, glabra, abaxial glabra; venação laxa ($11,4$ aréolas/mm²), conspícua adaxial; pontuações translúcidas quase sempre apresentando dificuldades para visualização; peciólulos glabros, $0,04-0,1$ cm compr. Inflorescências $7-10$ cm compr.; bráctea $0,9-1,5 \times 0,8-1,4$ mm, glabra em ambas as faces, tricomas nas margens; bractéolas $0,7-1,2 \times 0,6-1,1$ mm, abaxial e abaxial glabras, tricomas nas margens. Flores sésseis; sépalas externamente glabras, podendo apresentar tufo de tricomas no ápice, a mais larga $2,6-3,3 \times 1,8-2$ mm, as médias $2,6-3,3 \times 1,4-1,7$ mm e a mais estreita $2,6-3,3 \times 1-1,1$ mm; anteras $0,9-1,4 \times 0,4-0,8$ mm; gineceu $2,9-4$ mm compr., ovário orbicular a suborbicular, estipitado, $1,4-1,8 \times 0,4-1,2$ mm, hirsuto na sutura e nervura principal do carpelo, base e ápice, podendo ser glabro no ápice; estilete $1,5-2,2$ mm compr. Frutos obovados ou oblíquos, comprimidos lateralmente, $1,5-2,7 \times 1,5-2$ cm, estipitado, base falcada ou subfalcada, ápice arredondado; semente oblongo-globosa, $1 \times 0,7$ cm, arilo amarelo.

Material selecionado: BRASIL. MATO GROSSO: beira do rio Juruena, 2.VII.1977, fr., *M. G. Silva & J. Maria 3256* (F, HAMAB, INPA, MG, RB); picadão que dá acesso do rio Juruena à pista do garimpo do mesmo nome, 13.VI.1977, fr., *N.A. Rosa & M.R. Santos 2119* (INPA, MG, RB). PARÁ: Altamira, cachoeira do rio Cururú, 23.V.2005, fr., *J. B. F. Silva 1442* (IAN); Jacareacanga, alto Tapajós, rio Cururu, Missão Campo da Tábuá, 13.VII.1958, fr., *W.A. Egler 871* (IAN, MG). RONDÔNIA: Alvorada d' Oeste, BR 429, 29.IV.1987, fr., *C. A. C. Ferreira 8946* (F, INPA, K); Presidente Médice, rodovia Alvorada-Presidente Médice, 21.VI.1983, fl., *M. G. Silva 6300* (IAN, INPA, MG, RB).

Ocorre apenas no Brasil, ao sul da Amazônia brasileira; foi encontrada no sudoeste do Pará, noroeste de Mato Grosso e a leste, oeste e

centro-sul de Rondônia (Fig. 4). Parece ser uma espécie típica de campo cerrado, porém, foi encontrada em matas de terra firme e de várzea e em campinarana.

Ducke (1959) comentou que *C. piresii* difere de *C. oblongifolia* Mart. ex Hayne e de *C. trapezifolia* Hayne, pela ausência de pontuações translúcidas nos folíolos da primeira espécie. Examinando o tipo, realmente em alguns folíolos não se detectam essas pontuações; mas em outros, com auxílio de objeto de aumento e sob intensa luminosidade, é possível encontrá-los, porém são menores e em menor quantidade do que nos observados em *C. oblongifolia* e em *C. trapezifolia*.

Copaifera piresii tem estreita afinidade morfológica com *C. oblongifolia* e *C. trapezifolia*, pois todas três possuem peciós e peciólulos curtos, folíolos pequenos, sendo de quatro a 10 pares e estípulas persistentes na base das folhas. A primeira espécie, geralmente, é arbusto ocorrendo nos campos cerrados do sul da Amazônia, mas também se faz presente em mata desse bioma com porte arbóreo; a segunda ocorre no cerrado do Brasil central como arbusto; a terceira é árvore e habita a mata atlântica.

Entretanto, *C. piresii* possui tanto caracteres de *C. oblongifolia* quanto de *C. trapezifolia*, ou seja, tem venação laxa e peciólulos glabros que são caracteres de *C. trapezifolia*, porém, a forma dos folíolos oblonga é afim com *C. oblongifolia*, apesar de apresentar, em algumas folhas, a base dos folíolos parecendo com *C. trapezifolia* com exceção dos folíolos basal e apical; os peciólulos são curtos como em *C. oblongifolia*, mas não chegam a ser séssil como em *C. trapezifolia*.

Outros caracteres que contribuíram para considerar *C. piresii* como táxon distinto de *C. oblongifolia* foram os ligados à morfologia polínica, pois Barata (2006) classificou o pólen dessas duas espécies em diferentes subtipos, *C. piresii* ficou no Subtipo Polínico *paupera* e *C. oblongifolia*, no Subtipo Polínico *multijuga*.

Dentre as espécies amazônicas, *C. piresii* se destaca pelos folíolos pequenos ($0,9-2,8 \times 0,5-1,4$ mm), de quatro a sete pares e estípulas permanentes.

8. *Copaifera pubiflora* Benth., J. Bot. (Hooker). 2 (10): 101. 1840. **Tipo:** BRITISH GUIANA, 1840, fl., *Schomburk 839* (Holótipo K!; isótipos F!, G!, NY!, OXF!, US!). Fig. 3 h-m

Copaifera martii var. *pubiflora* (Benth.) Benth., Fl. bras. 15 (2): 244. 1870.

Árvore 5–20 m alt. e 15–91 cm DAP; ritidoma soltando placas finas, cinza-amarelado a cinza-alaranjado. **Folhas** com (1)2–3 pares de folíolos, pecíolo e raque glabros ou glabrescentes, pecíolos glabros ou glabrescentes, 0,7–2,3 cm compr., raque 1,1–7,2 cm compr. **Folíolos** subopostos, cartáceos, ovado-elípticos ou ovado-oblongos, subfalcados, assimétricos, base obtusa assimétrica, ápice retuso e ligeiramente acuminado, os distais 2,3–8,5 × 1,9–4,5 cm, os proximais 2,2–6,7 × 1,8–3,9 cm e os medianos 3,4–7,1 × 2,4–4 cm, faces adaxial e abaxial glabras, margens retas; nervura central adaxial plana, glabra, abaxial glabra; venação congesta (15,2 aréolas/mm²), inconspícua adaxial; pontuações translúcidas quase sempre imperceptíveis; pecíolulos glabros ou glabrescentes, 0,2–0,3 cm compr. **Inflorescências** 7–15 cm compr.; bráctea 1,2–2 × 1,2–2,1 mm, face abaxial pubescente, face adaxial glabra, tricomas nas margens; bractéolas 0,7–1,5 × 0,6–1,4 mm, face abaxial pubescente, face adaxial glabra, tricomas nas margens. **Flores**, subsésseis; sépalas externamente pubescentes, a mais larga 2,7–3,7 × 1,2–2,7 mm, as médias 2,7–3,7 × 0,9–1,7 mm; anteras 1,3–1,9 × 0,4–0,92 mm; gineceu 3,8–6,1 mm compr., ovário orbicular a suborbicular, estipitado, 1,8–2,7 × 1,2–2,1 mm, hirsuto na sutura e nervura principal do carpelo, base e ápice; estilete 2–3,4 mm compr. **Frutos** oblongo-obovados ou oblongo-obliques, comprimidos lateralmente, 2,3–3 × 1,4–2 cm, base arredondada, podendo também se apresentar ligeiramente atenuada, ápice arredondado ou mais raramente truncado; semente oblongo-globosa, 1,3–1,5 × 0,6–0,8 cm, arilo branco.

Material selecionado: BRASIL. RORAIMA: BR 174, 22.IX.2004, fl., R. C. V. Martins-da-Silva et al. 155 (IAN); fazenda São Bento, Capela Bom Intento, 3.IX.1951, fr., G. A. Black 51-13285 (IAN). COLÔMBIA. CASANARE: Esmeralda, rio Casanare, 19.X.1938, fl., J. Cuatrecasas 3858 (F). VICHADA: rio Meta,

Orucué, 16.X.1938, fr., J. Cuatrecasas 3715 (F); Parque Nacional Natural "El Tuparro", along rio Orinoco at Miramar, 5° 10' N, 67° 50' W, 3.V.1985, fr., J. L. Zarucchi & C. E. Barbosa 3553 (INPA). GUIANA. UPPER TAKUTU-UPPER ESSEQUIBO: Marakanata, near Quatata, 19.IX.1931, fl., *Forest Department 2182* (FHO, K); Rupununi District, Kuyuwini Landing, Kuyuwini River, 12.X.1992, fr., M. J. Jansen-Jacobs et al. 2871 (CAY, F, K). VENEZUELA. AMAZONAS: Puerto Ayacucho, 1 km east of Hotel Amazonas, 12.XI.1953, fl., B. Maguire et al. 36179 (IAN, VEN). APURE: entre rio Arauca y Cunaviche, 23.IV.1977, N. Xena 50 (INPA, RB). BOLÍVAR: rio Paraguaza, on western slopes of Cerro Marimarota 5 km, 4.I.1956, fr., J. J. Wurdack & J. V. Monachino 41106 (F, IAN, K, RB). COJEDES: Cerros de El Baúl, I.1985, fr., M. Ramia & R. Ortiz 8472 (VEN). GUÁRICO: Calabozo, Estacion Biológica Calabazo, XI.1965, fl., L. Aristeguieta 5943 (VEN). PORTUGUESA: detras de los Terrenos de La Unellez, 11.XI.1983, fl., G. Aymard & N. Solorzano 2219 (VEN).

Ocorre no Brasil, Colômbia, Guiana e na Venezuela. Espécie com ampla distribuição no norte da América do Sul, sendo encontrada desde a região dos cursos superiores das bacias dos rios Takutu e Essequibo na Guiana, estendendo-se pelo Planalto Guianense até o sopé das cordilheiras dos Andes na Colômbia. Na Amazônia brasileira, só foi coletada no extremo norte, no estado de Roraima, onde está amplamente distribuída (Fig. 4). Habita várzeas e savanas, podendo também ser encontrada em matas de terra firme.

Bentham (1870) considerou *C. pubiflora* como uma variedade de *C. martii*, diferindo-a da variedade típica pelo cálice pubescente em ambas as faces e o ápice acuminado dos folíolos, mais evidente.

Dwyer (1951) restabeleceu *C. pubiflora* e indicou *C. martii* var. *pubiflora* Benth. como sinônimo dessa espécie. Segundo esse autor, além das áreas de ocorrência encontradas neste estudo, *C. pubiflora* ocorreria também nos estados do Amazonas e Ceará. Em relação ao Amazonas, houve uma certa confusão, pois julgou o lugarejo de São Marcos, próximo ao rio Branco, no município de Boa Vista, como pertencente ao Amazonas, quando na verdade pertence ao estado de Roraima. Para ocorrência no Ceará, o autor se baseou na coleta Gardner

839 (F). Porém, é provável que a referida amostra tenha tido sua etiqueta trocada por engano durante o processo de preparação da exsicata, sendo uma duplicata de *Schomburgk* 839; na etiqueta dessa amostra (F 1025191) há o nome de Gardner, com referência ao local (Ceará) e data da coleta (1838) impressos; porém o número 839 está escrito à caneta em uma etiqueta improvisada e colado ao lado da etiqueta convencional. Como esse material é muito parecido com o exemplar tipo de *C. pubiflora* (*Schomburgk* 839), do qual existe uma duplicata no herbário F (533414), supõe-se que a amostra e o número 839 seja de Schomburgk, e a etiqueta de Gardner tenha sido colada por engano. Essa hipótese é reforçada pela existência do holótipo de *C. pubiflora* (*Schomburgk* 839) depositado no herbário K, cuja numeração encontra-se em uma etiqueta improvisada separada da etiqueta, sendo a tinta e a grafia do número 839 similares ao da amostra do herbário F (1025191).

Morfológicamente, *C. pubiflora* é mais afim de *C. officinalis* (Jacq.) L. e *C. venezuelana* Pittier & Harms do que de *C. martii*, visto que a última tem folíolos opostos, coriáceos, margens semi-revolutas, enquanto as outras apresentam folíolos subopostos ou alternos, cartáceos e margens retas.

Quanto à *C. pubiflora* e *C. officinalis*, podem ser separadas pela primeira possuir folíolos com reticulação inconspícua na face adaxial, pontuações translúcidas imperceptíveis à vista desarmada (em raras amostras consegue-se visualizá-las com auxílio de objeto de aumento e sob intensa luz, porém, em pouca quantidade e não distribuídas homogeneamente na lâmina). As sépalas pubescentes na face abaxial e o ovário hirsuto em ambas as margens são caracteres de *C. pubiflora* que reforçam sua distinção de *C. officinalis*; esta possui folíolos com reticulação conspícua, pontuações translúcidas perceptíveis à vista desarmada e distribuídas homogeneamente na lâmina, sépalas glabras na face abaxial e ovário com tricomas apenas na face dorsal.

Copaifera pubiflora e *C. venezuelana* separam-se pela primeira ter folhas com 2–3

jugas e reticulação congesta e inconspícua, na face adaxial; enquanto que *C. venezuelana* tem quatro a cinco jugas e reticulação conspícua na face adaxial e menos congesta.

Ducke (1959) comentou que os espécimes, que coletou em Roraima, na mata marginal do rio Branco, foram considerados em trabalhos anteriores, como *C. officinalis* baseado em Bentham (1870), que julgava *C. bijuga* idêntica à *C. officinalis*, porém, no referido trabalho, Ducke assumiu que essas amostras são de *C. bijuga*, visto que, segundo ele, coincidem com a prancha desse táxon apresentada por Hayne (1827).

Na descrição de Hayne (1827) e na referida estampa de *C. bijuga*, observam-se dois pares de folíolos opostos, enquanto que os espécimes que Ducke coletou em Roraima têm folíolos alternos ou subopostos; na amostra *Ducke* 1361 há dois e três pares de folíolos, não podendo, dessa forma, ser identificada como *C. bijuga*. A análise do tipo de *C. bijuga* (herbário B 08359) revelou que a mesma foi coletada na Bahia.

Os espécimes coletados em Roraima possuem tronco com casca pulverulenta, outras vezes, papirácea soltando-se como papel parecendo espécies de Myrtaceae e até mesmo soltando-se em placas; a coloração é muito vistosa, indo de um cinza bem discreto, com predominância do amarelo e chegando até um tom alaranjado forte. A coloração amarelo-alaranjada parece predominar no tronco dos indivíduos que habitam áreas mais abertas, enquanto a cinza começa a aparecer mais nos indivíduos que se encontram em áreas um pouco mais fechadas. Logo após a deiscência do fruto, o arilo se mostava branco, depois tornando-se alaranjado ainda na árvore. A coloração alaranjada tornava-se mais forte à medida que o arilo vai se desidratando ou, provavelmente, se oxidando.

A venação de *C. pubiflora*, apresenta-se congesta com média de 15,2 aréolas por mm² e terminações livres, curvas e bifurcadas.

As coletas *Ducke* 1370 (F 1485694; IAN 10821; MG 17918 e R 54774), *Luetzelburg* 20401 (R 69043) e 20403 (R 66478) exibem caracteres entre *C. pubiflora* e *C. officinalis*, pois possuem

reticulação dos folíolos um pouco mais conspícua do que de *C. pubiflora*, mas não tão evidentes quanto à de *C. officinalis*; algumas sépalas são externamente glabras, outras com alguns raros e esparsos tricomas distribuídos ao longo dessa estrutura. Porém, não se conseguiu encontrar, nesse material, caracteres suficientes que justifiquem um novo táxon; podendo até se pensar nas considerações de Enrech *et al.* (1983) quanto à possibilidade de hibridização entre *C. pubiflora* e *C. officinalis*.

9. *Copaifera reticulata* Ducke, Arch. Jard. Bot. Rio de Janeiro 1: 22. 1915. **Tipo:** BRASIL. PARÁ: inter stationes Breu Branco et Arapary viae ferreae super vicum Alcobaça ad fluvium Tocantins, 2.I.1915, fl., *Ducke s.n.* (Lectótipo MG 15603!, aqui designado; duplicatas do lectótipo F!, RB!, US!; fotos do lectótipo: F!, IAN!).

Fig. 3 n-s

Árvore (15)30–40(60) m alt. e (16)40–70(98) cm DAP; podendo apresentar discretas sapopemas, ritidoma estriado, cinza-rosado. **Folhas** com 4–6 pares de folíolos, pecíolo e raque pubescentes ou glabrescentes, pecíolos 0,6–2 cm compr., raque 6–12,3 cm compr. **Folíolos** alternos ou subopostos, cartáceos, raramente coriáceos, oblongos ou ovado-elípticos, falcados a subfalcados, assimétricos, base obtusa subequilátera, raramente cuneada, ápice acuminado, podendo apresentar apículo, os distais 3,3–6,2 × 1,1–2,5 cm, os proximais 2–4,4 × 1,7–2,7 cm e os medianos 2,9–6,1 × 1,1–2,3 cm, faces abaxial e adaxial glabras, margens retas; nervura central ambas as faces proeminente, pubescente ou glabrescente; venação laxa (média 9,3 aréolas/mm²), conspícua na face adaxial; pontuações translúcidas geralmente presentes; peciólulos pubescentes ou glabrescentes, 0,2–0,8 cm compr. **Inflorescências** com 6–15 cm compr.; bráctea 1,8–2,2 × 1,7–2,1 mm, face abaxial glabrescente e adaxial glabra, tricomas nas margens; bractéolas 1,3–1,6 × 1–1,3 mm, face abaxial glabrescente e adaxial glabra, tricomas nas margens. **Flores** subsésseis; sépalas externamente glabrescentes ou glabras, a mais larga 3,3–4 × 2,4–2,8 mm, as médias 3,3–4 × 1,5–2 mm e a mais estreita 3,3–4 × 1,3–1,7 mm; anteras 1,2–

1,6 × 0,6–0,9 mm; gineceu 3,9–5,8 mm compr., ovário oblongo-elíptico, estipitado, 1,9–2,5 × 1,3–1,8 mm, hirsuto na sutura e nervura principal do carpelo, ápice e base; estilete 2–3,3 mm compr. **Frutos** obovados, sub-orbiculares, podendo apresentar-se oblíquos, comprimidos lateralmente, 2,3–3,7 × 1,5–3,5 cm, base falcada ou subfalcada, ápice arredondado; semente com ca. 1,7–2 × 1–1,4 cm, arilo amarelo-alaranjado.

Material selecionado: BRASIL. AMAPÁ: Mazagão, BR 156, comunidade do Breu, 2.XII.2003, R. C. V. Martins-da-Silva *et al.* 118 (HAMAB, IAN); Porto Grande, Contagem entre Porto Platon e serra do Navio, 15.XII.1976, N. A. Rosa 1389 (MG). MATO GROSSO: Aripuanã, Núcleo de Aripuanã, 1.IV.1977, M. Gomes & C. D. A. Mota 1131 (INPA). PARÁ: in silvis terrae altae ad flumen Cuminá-mirim (Trombetas), 13.X.1913, *Ducke s.n.* (sintipos MG! 14974, F!; foto do sintipo MG: F!); rio Tapajós, 29.XII.1917, fl., A. *Ducke s.n.* (MG 16854); Almerim, Monte Dourado, Jarf Celulose, 18.X.2001, fr., D. S. Pena 63 (IAN, JARI); RORAIMA: Caroebe, Entre Rios, 15.I.1983, I. A. Rodrigues *et al.* 989 (IAN).

Ocorre apenas no Brasil, na Amazônia brasileira, foi encontrada amplamente distribuída na porção oriental, rara na ocidental e ausente a nordeste; amplamente distribuída no Pará, encontra-se, ainda, a sudoeste do Amapá, sudeste de Roraima e norte de Mato Grosso (Fig. 4). Habita mata de terra firme.

Copaifera reticulata é afim de *C. duckei* da qual se separa por possuir quatro a seis pares de folíolos oblongos ou oblongo-elípticos, raque da folha maior (6–12,3 cm compr.), sendo pubescente ou glabrescente; o pecíolo, peciólulo e nervura central em ambas as faces são pubescentes ou glabrescentes. As brácteas e bractéolas glabrescentes externamente, sépalas glabras ou glabrescentes externamente. O retículo formado pela venação na face adaxial dos folíolos, em *C. reticulata* apresenta-se menos conspícuo e brilhante, bem como as aréolas são ligeiramente menores do que em *C. duckei*, tendo sido encontrada uma média de 9,3 aréolas por mm².

Copaifera reticulata apresenta, também, afinidades com *C. paupera*, da qual difere pelos folíolos com nervura central proeminente e venação laxa e conspícua na face adaxial, com média de 9,3 aréolas por mm². Outro caráter

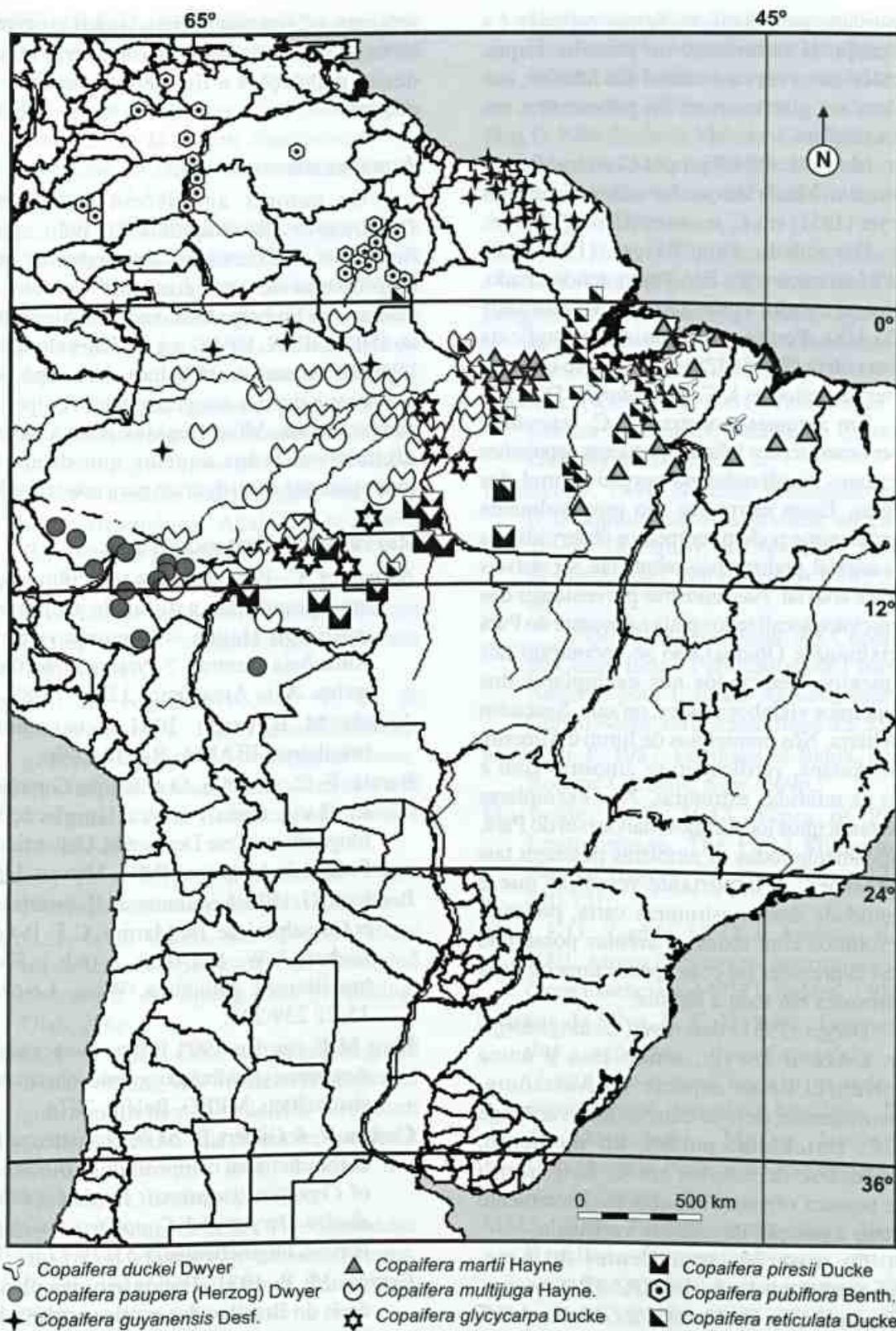


Figura 4 – Distribuição geográfica das espécies de *Copaifera* da Amazônia brasileira.

importante para distinção dessas espécies é a presença de indumento no pecíolo, raque, pecíolulo e na nervura central dos folíolos, que podem ser glabrescentes ou pubescentes em *C. reticulata*.

Macbride (1943) propôs *C. reticulata* var. *peruviana* Macbride que foi sinonimizada por Dwyer (1951) em *C. paupera* (Herzog) Dwyer.

De acordo com Dwyer (1951), *C. reticulata* ocorre em São Paulo, tendo citado, para esse estado, a coleta Riedel & Lund 1805 (NY, US). Porém, ao examinar a duplicata dessa coleta (RB 84428) verificou-se que este material pertence à *C. langsdorffii* Desf.

Em algumas amostras de *C. reticulata*, observaram-se, nos folíolos, pequenas depressões circulares localizadas na porção central das aréolas. Essas estruturas são provavelmente glândulas que podem ser melhor observadas na face adaxial, podem, mais raramente, ser visíveis na face abaxial. Nas amostras provenientes dos municípios localizados mais a noroeste do Pará (Oriximiná e Óbidos) não se encontram tais elementos, detectados nos exemplares dos municípios vizinhos a esses, ou seja, Santarém e Belterra. Nos municípios de Juruti e Almerim e no Amapá, verificaram-se amostras com e sem as referidas estruturas. Nos exemplares dos municípios localizados mais ao sul do Pará, praticamente todas as amostras possuem tais depressões. É importante ressaltar que a quantidade dessas estruturas varia, podendo ter folíolos com todas as aréolas possuindo essas depressões ou com apenas uma ou duas depressões em toda a lâmina.

Dwyer (1951) descreveu *C. langsdorffii* var. *krukovii* Dwyer, sendo essa a única ocorrência dessa espécie na Amazônia, provavelmente, deve se tratar de uma variedade de *C. reticulata*, porém, no momento, necessita-se de estudos em *C. langsdorffii* que possam oferecer maiores esclarecimento quanto à posição da referida variedade.

Os materiais procedentes do Acre, depositados no herbário HPZ (*Rigamonte-Azevedo, O.C. et al. 12, 19, 26; Oliveira, A.R.S. 851*), dos municípios de Assis Brasil, Porto Valter e Tarauacá, possuem caracteres vegetativos

próximos à *C. reticulata*, porém, como são estéreis, há necessidade de se coletar amostras férteis dessas populações a fim de se prosseguir as análises.

AGRADECIMENTOS

Os autores agradecem ao Projeto *Dendrogene* (Embrapa/DFID) pelo apoio financeiro, aos curadores dos herbários pelo empréstimo de exsicatas, aos Centros de Pesquisa da Embrapa localizados na Amazônia, ao INPA, IEPA, UFAC e à UFRR pelo apoio logístico durante os trabalhos de campo, aos coletores e demais integrantes das equipes de campo, ao Dr. Mike Hopkins pelas imagens digitais e a todos aqueles que direta ou indiretamente contribuíram para este trabalho.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Alencar, J. C. 1982. Estudos silviculturais de uma população natural de *Copaifera multijuga* Hayne – Leguminosae, na Amazônia Central. 2-Produção de óleo-resina. Acta Amazônica 12(1): 75-89.
- Arruda, M. B. (org.). 2001. Ecossistemas brasileiros. IBAMA, Brasília, 49p.
- Barata, F. C. A. 2006. O pólen de *Copaifera* L. (Leg. Caes.) e suas implicações filogenéticas. Tese Doutorado, Universidade Federal do Amazonas/INPA, Manaus, 150p.
- Bentham, G. 1870. Leguminosae II. Swartziaeae et Caesalpinieae. In: Martius, C. F. P. von; Eicher, A.W. & Urban, I. (eds.). Flora brasiliensis. Munchen, Wien, Leipzig, 15(2): 239-249.
- Berg, M. E. van den. 1993. Plantas medicinais na Amazônia: contribuição ao seu conhecimento sistemático. MPEG, Belém, 207p.
- Cascon, V. & Gilbert, B. 2000. Characterization of the chemical composition of oleoresins of *Copaifera guyanensis* Desf., *Copaifera duckei* Dwyer and *Copaifera multijuga* Hayne. Phytochemistry 55(7): 773-778.
- Corrêa, M. P. 1931. Dicionário das plantas úteis do Brasil, e das exóticas cultivadas. Vol. 2. Ministério da Agricultura, Rio de Janeiro, 707p.

- De Wit, H.C.D. 1953. *Copaifera palustris* (Symington) De Wit, comb. nov. *Webbia* 9(2): 462-463.
- Ducke, A. 1915. Plantas novas ou pouco conhecidas da região amazônica (I). *Archivos do Jardim Botânico do Rio de Janeiro* 1: 7-57.
- _____. 1925. Plantas novas ou pouco conhecidas da região amazônica (III). *Archivos do Jardim Botânico do Rio de Janeiro* 4: 45-47.
- _____. 1930. Plantas novas ou pouco conhecidas da região amazônica (IV). *Archivos do Jardim Botânico do Rio de Janeiro* 5: 127-129.
- _____. 1958. Notas adicionais às leguminosas da Amazônia brasileira. *Boletim Técnico do Instituto Agrônomo do Norte* 36: 73-74.
- _____. 1959. Estudos botânicos no Ceará. Notas sobre sistemática. *Anais da Academia Brasileira de Ciências* 31(2): 291.
- Dwyer, J. D. 1951. The Central American, West Indian and South American species of *Copaifera* (Caesalpinioideae). *Brittonia* 7(3): 143-172.
- Enrech, X. N.; Arroyo, M. T. K. & Langenheim, J. 1983. Sistemática del género *Copaifera* L. (Leguminosae: Caesalpinioideae, Detarieae) em Venezuela. *Acta Botanica Venezuelica* 14: 239-290.
- Forero, E. 1983. Connaraceae. *Flora Neotropica Monograph* 36: 1-208.
- Harris, J. G. & Harris, M. W. 2001. Plant identification terminology: an illustrated glossary. 2nd ed. Spring Lake Publishing, Utah, 216p.
- Hayne, F. G. 1827. *Getreue Darstellung und Beschreibung der in der Arzneykund gebräuchlichen Gewächse, wie auch solcher, welche mit ihnen verwechselt werden können. Auf Kosten des Verfassers, Berlin*, 10.
- Hickey, M. & King, C. 2003. *The Cambridge illustrated glossary of botanical terms*. Cambridge University Press, Cambridge, 208p.
- Holmgren, P. K. & Holmgren, N. H. 1998 onwards (continuously updated). *Index Herbariorum*. New York Botanical Garden. Disponível: <http://sciweb.nybg.org/science2/IndexHerbariorum.asp>. Acesso em: janeiro 2007.
- Hou, D. 1994. *Studies in Malesian Caesalpinioideae (Leguminosae)*. 1. The genera *Acrocarpus*, *Afzelia*, *Copaifera* and *Instisia*. *Blumea* 38: 313-330.
- Johansen, D. A. 1940. *Plant Microtechnique*. 2.ed. Tata McGraw-Hill, Bombay, 532p.
- Langenheim, J. H. 2003. *Plant resins: chemistry, evolution, ecology and ethnobotany*. Timber Press, Portland, 586p.
- Lawrence, G. H. M. 1951. *Taxonomia das plantas vasculares*. Fundação Calouste Gulbenkian, Lisboa, v. 2.
- Léonard, J. 1949. *Notulae Systematicae IV (Caesalpinioideae-Amherstieae africanae americanaeque)*, *Bulletin du Jardin Botanique de l'Etat Bruxelles* 19(4): 383-407.
- _____. 1950. *Étude botanique des Copaliers du Congo Belge*. *Publications de l'Institut National pour l'Étude Agronomique du Congo Belge, série scientifique* 45: 55-91.
- Lewis, G. P. 1987. *Legumes of Bahia*. Royal Botanic Gardens, Kew, 369p.
- Macbride, J. F. 1943. *Flora of Peru: Leguminosae*. *The Field Museum of Natural History, Botanical Series* 13(1): 120-121.
- Maia, J. G.; Zoghbi, M. G. & Andrade, E. H. 2001. *Aroma de flores na Amazônia e seus óleos essenciais*. MPEG, Belém, 230p.
- Martins-da-Silva, R. C. V. 2006. *Taxonomia das espécies de Copaifera L. (Leguminosae-Caesalpinioideae) ocorrentes na Amazônia brasileira*. Tese de Doutorado. Museu Nacional/ Universidade Federal do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro, 258p.
- MMA. 2004. *Biomass continentais*. IBGE, Brasília. Disponível em: <http://www.ibge.gov.br/>. Acesso em: maio 2006.
- Pires, J. M. & Prance, G. T. 1985. *The vegetation types of the Brazilian Amazon*. In: Prance, G. T. & Lovejoy, T. E. (eds.).

- Key Environments: Amazonia. Pergamon Press, Oxford, 109-145.
- Poveda, L. J.; Zamora, N. & Sánchez-Vindas, P. E. 1989. Una nueva especie de *Copaifera* L. (Caesalpiniaceae: Leguminosae) para Costa Rica. *Brenesia* 31:117-120.
- Quirk, J. T. 1983. Data for a computer-assisted wood identification system I; commercial legumes of tropical Asia and Australia. *IAWA* 4(2-3): 118-130.
- Rizzini, C.T. 1971. Plantas novas ou pouco conhecidas do Brasil. *Revista Brasileira de Biologia* 31(2): 192.
- Shanley, P.; Leite, A.; Alechandre, A. & Azevedo, C. 2005. *Copaifera*. In Shanley, P. & Medina, G. (eds.). *Frutíferas e plantas úteis na vida amazônica*. CIFOR/Imazon, Belém, 300p.
- Siqueira, G. C. L. (coord.). 1996. *Produtos potenciais da Amazônia*. Ed. Sebrae, Brasília, 97p.
- Stearn, W. T. 1998. *Botanical Latin*. 4th ed. David & Charles, London, 565p.
- Veiga Junior, V. F. & Pinto, A. C. 2002. O gênero *Copaifera* L. *Química Nova* 25: 273-286.

PHYTOGEOGRAPHICAL PATTERNS OF *CROTALARIA* SPECIES (LEGUMINOSAE-PAPILIONOIDEAE) IN BRAZIL

Andréia S. Flores^{1,3} & Ana Maria G. Azevedo Tozzi²

ABSTRACT

(Phytogeographical patterns of *Crotalaria* L. species (Leguminosae-Papilionoideae) in Brazil) The phytogeography and preferred habitat of *Crotalaria* species from Brazil are studied. Four species are widely distributed in Brazil, while *C. goiasensis* and *C. irwinii* are endemic to the state of Goiás, *C. clauseni* to São Paulo, *C. rufipila* to Minas Gerais and *C. brachycarpa* and *C. harleyi* to Bahia. *Crotalaria* species occurs in the following biogeographical provinces: Amazonian, Atlantic, Caatinga, Cerrado, Chaqueña, Guayana, Pampeana and Paranaense. The Cerrado province presents the largest number of species with restricted distribution, followed by the Paranaense province. The geographical distribution of species in Brazil shows higher species diversity in the highlands (800 – 2000 m.s.m.), such as the Serra Geral de Goiás, Chapada dos Veadeiros, Espinhaço Range (15-16 spp.), Serra da Mantiqueira and Serra do Mar (14 spp.). As well as the altitude, vegetation and climate influence the distribution of *Crotalaria* in Brazil.

Key words: cerrado, Papilionaceae, endemism, highlands, preferred habitat, biogeographical provinces.

RESUMO

(Padrões fitogeográficos das espécies de *Crotalaria* L. (Leguminosae-Papilionoideae) no Brasil) Este estudo apresenta a fitogeografia e os hábitos preferenciais das espécies de *Crotalaria* no Brasil. Quatro espécies são amplamente distribuídas no Brasil. Por outro lado, *C. goiasensis* e *C. irwinii* são endêmicas de Goiás, *C. clauseni* de São Paulo, *C. rufipila* de Minas Gerais e *C. brachycarpa* e *C. harleyi* da Bahia. As espécies de *Crotalaria* ocorrem nas seguintes províncias biogeográficas: cerrado, paranense, atlântica, amazônica, caatinga, chaquenha, guayana e pampeana. A província do cerrado apresenta o maior número de espécies exclusivas seguida da província paranense. A distribuição geográfica das espécies brasileiras mostra que a maior diversidade ocorre em áreas elevadas (800 – 2000 m.s.m.), como a Serra Geral de Goiás, Chapada dos Veadeiros, Cadeia do Espinhaço (15-16 spp.), Serra da Mantiqueira e Serra do Mar (14 spp.). As elevadas altitudes, bem como as características vegetacionais e climáticas influenciam a distribuição das espécies de *Crotalaria* no Brasil.

Palavras-chave: cerrado, endemismos, altitudes elevadas, hábito preferencial, províncias biogeográficas.

INTRODUCTION

The genus *Crotalaria* L. is considered to be the third largest genus of Papilionoideae, with around 600 species distributed throughout the tropics and subtropics (Polhill 1982). The Neotropics has approximately 70 species occurring from southern United States to subtropical Argentina and Uruguay (Lewis 1987; Polhill *et al.* 2001). The centers of diversity of the genus are eastern and southern tropical Africa and India, with two additional centers in Mexico and Brazil (Palomino & Vásquez 1991).

Crotalaria comprises herbaceous and shrubby species with simple, unifoliolate or

digitately 3–(4–5)-foliolate leaves, stamens monadelphous with the sheath split at least at the very base, dimorphic anthers and inflated legumes. The genus was subdivided into eight sections by Polhill (1968) and Bisby & Polhill (1973), based on floral morphology of African species. Native species in Brazil are grouped in two sections, *Crotalaria* sect. *Chrysocalycinae* (Benth.) Baker f. and *Crotalaria* sect. *Calycinae* Wight & Arn. (Flores 2004). These sections have a west-east distribution, the former mainly in western Africa and America tropics, and the latter extending from there to Asia, Australia and the New World (Polhill 1982).

Artigo recebido em 06/2006. Aceito para publicação em 06/2007.

¹Museu Integrado de Roraima, Av. Brig. Eduardo Gomes s.n., Parque Anauá, 69305-010, Boa Vista, Roraima, Brasil.

²Universidade Estadual de Campinas, Instituto de Biologia, Departamento de Botânica, C.P. 6109, 13083-970, Campinas, SP, Brasil.

³Autor para correspondência: andreiasflores@gmail.com

The great majority of *Crotalaria* species is adapted for a tropical climate and only a restricted number of species occurs in temperate regions. *Crotalaria* species have a wide tolerance of edaphic conditions. The majority of species have a high light requirement, therefore they are absent from forest's interior, but are relatively common in clearings and forest margins (Polhill 1968, 1982). Moreover, some species are reasonably competitive in closed herbaceous vegetation and disturbed areas, with some species, often the exotic ones, persist as weeds and are able to invade field crops.

The great diversity of climate, soil and geomorphology found in Brazil is reflected by the variety of vegetation types, making it a very interesting area for phytogeographical studies. Many authors proposed different biotic subdivisions of tropical America. Cabrera & Willink (1980) proposed a biogeographical classification based on flora and fauna composition of Latin America, which was divided into dominions and subdivided into provinces. According to this classification, there are three dominions and nine provinces represented in Brazil.

The phytogeographical aspects of *Crotalaria* species were studied in southern Brazil (Flores & Miotto 2005). The present study aims to analyze the distribution and preferred habitat of the *Crotalaria* species from Brazil and to compare the species distribution with the biogeographical classification proposed by Cabrera & Willink (1980).

MATERIAL AND METHODS

This study was based on data from the taxonomic treatment of *Crotalaria* (Flores 2004), obtained from analysis of herbarium specimens from ALCB, BHCB, BHMH, BM, BR, C, CEN, CEPEC, CGMS, CPAP, CTES, CVRD, FUEL, FUFMT, GH, HAS, HB, HBG, HBR, HEP, HRCB, HUEFS, ICN, IAC, IAN, INPA, IPA, L, LP, MBM, MG, MO, NY, PACA, PEL, PEUFR, PMSP, R, RB, S, SJRP, SP, SPF, SPFR, SPSF, U, UB, UEC, US, and VIC (acrônimos segundo Holmgren *et al.* 1990) and extensive fieldwork in different regions of Brazil.

Distribution data of the species in extra Brazilian areas were obtained from literature.

The distribution of Brazilian *Crotalaria* species was plotted in maps (modified from Flora Neotropica monographs) and compared to detected patterns of species distribution with the biogeographical classification proposed by Cabrera & Willink (1980).

RESULTS AND DISCUSSION

No phylogenetic study is available to *Crotalaria*, but while it is straightforward to ascribe the origin of the genus to Africa or Asia, its evolutionary and diversification history remains unclear. For *Crotalaria* species from New World, cytological studies indicate that polyploidy is at the least one of the evolutionary strategies of this genus in this area, suggesting that the New World could have been the last area to be colonized by *Calycinae* species, with an increase in ploidy level (Flores *et al.* 2006).

Brazil possesses the majority of the *Crotalaria* species occurring in South America, with 31 native and 11 introduced or naturalized (Flores 2004). The naturalized species are native mostly to Africa and Asia; only *C. longirostrata* Hook & Arn. is native to North and Central America. These species are found in various habitats, usually competing with the native species for the same environment, mainly the African *C. lanceolata* E. Mey. and *C. pallida* Aiton and the Asian species *C. juncea* L., *C. spectabilis* Roth and *C. retusa* L. The other naturalized species are found under culture or as adventitious along the roadsides and fallow fields. *Crotalaria incana* is found in disturbed areas and is referred as native to Africa by Polhill (1968; 1982). However, the fact that this species was originally described from Jamaica, with its varieties distributed in Central and South America (Senn 1939; Windler *et al.* 1992), suggests that *C. incana* is native to the Neotropics.

Of the 31 native *Crotalaria* species found in Brazil, 17 are endemic, six are distributed in South America and eight are widespread throughout the Neotropics. These species are

mainly found in open areas of savannas, 'campo rupestre' and 'restinga' vegetation, as well as along margins of gallery forests (Table 1). The recently described *C. miottoae* (Flores & Tozzi 2005) is the only species that occurs in the interior of altitudinal forests, an unusual habitat for the genus.

According to Cabrera & Willink (1980), in Brazil the Amazonian Dominion is represented by four phytogeographic provinces (Amazonian, Cerrado, Paranaense, and Atlantic), Guayana Dominion is represented only by the Guayana province, and the Chaqueña Dominion by four provinces: Caatinga, Chaqueña, Espinal, and Pampeana (Fig. 1). There are records of the occurrence of *Crotalaria* species in all of these biogeographical provinces, except in the Espinal (Table 2). The species *C. stipularia*, *C. maypurensis*, *C. incana* and *C. micans* (Fig. 2) are widespread throughout six or seven

provinces (Table 2). On the other hand, 12 species are restricted to one province (Fig. 3), some of them with a very restricted distribution probably representing micro-endemism in Cerrado, Atlantic or Caatinga provinces (Fig. 4).

The Amazonian Dominion is the largest one in Brazil, where the Leguminosae are considered the most important family because of their representativity in terms of the floristic composition. The Guayana Dominion has a low proportion in Brazil, occupying highlands above 2,000 m in the extreme North, between 0° and 4°N. Its flora is considered similar with the one of the Cerrado province and the montane areas of southern Brazil, but shows a high degree of endemism of family and genera (Cabrera & Willink 1980). In Brazil, the Guayana Dominion has an annual precipitation from 1,100 to 2,000 mm and a mean annual temperature from 16 to 25°C, with a pronounced dry season from December to February.

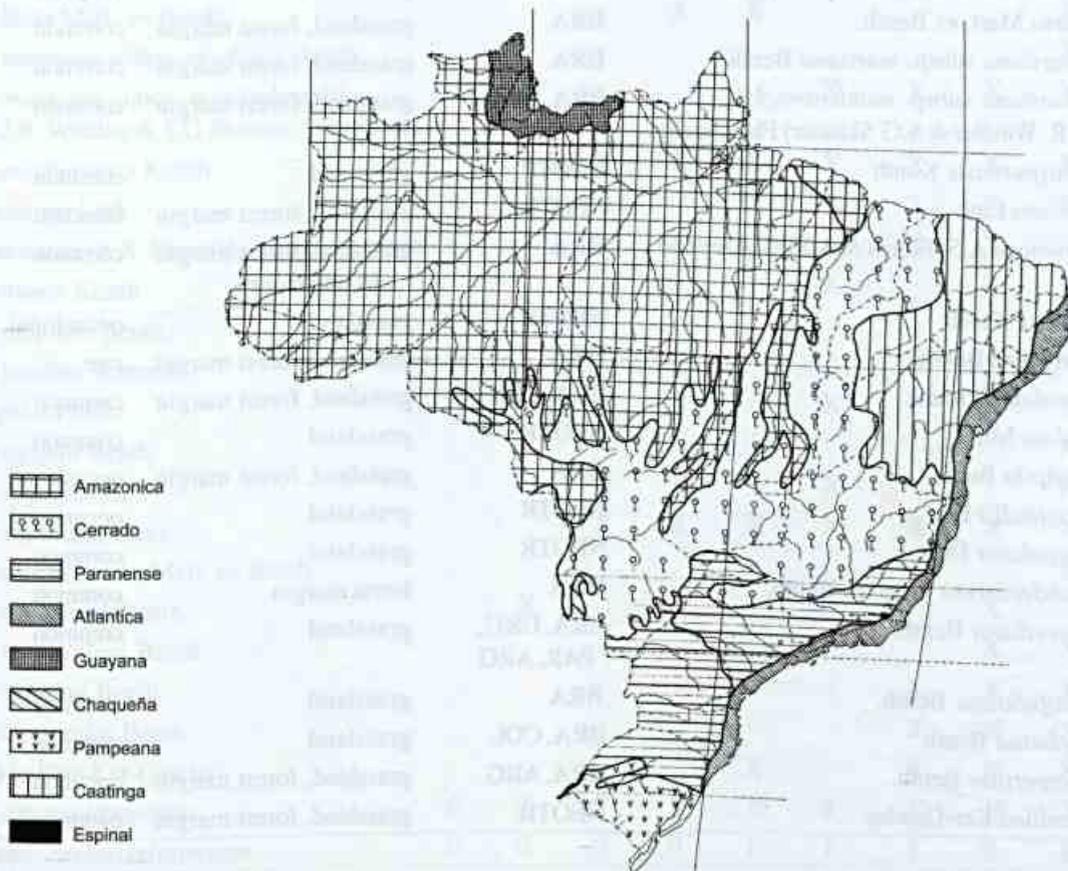


Figure 1 – Dominions and provinces represented in Brazil according to Cabrera & Willink (1980). (Modified map of Cabrera & Willink 1980).

Table 1 – Geographical distribution, preferred habitats and frequency of collections of Brazilian *Crotalaria* species. ARG: Argentina; BRA: Brazil, COL: Colombia; PAR: Paraguay; URU: Uruguay; VEN: Venezuela; NEOTR: Neotropics. Frequency of collections: very rare: 1–3 registers; rare: 4–10; occasional: 11–20; common: over 20 registers.

| Species | DISTRIBUTION | PREFERRED HABITATS | FREQUENCY |
|---|--------------------|---|------------|
| <i>C. bahiaensis</i> D.R. Windler & S.G. Skinner | BRA | grassland | occasional |
| <i>C. balansae</i> Micheli | BRA, PAR | grassland | common |
| <i>C. brachycarpa</i> Benth. | BRA | grassland | very rare |
| <i>C. breviflora</i> DC. | BRA | grassland, forest margin | common |
| <i>C. clauseni</i> Benth. | BRA | grassland | rare |
| <i>C. flavicoma</i> Benth. | BRA | grassland | common |
| <i>C. goiasensis</i> D.R. Windler & S.G. Skinner | BRA | forest margin | rare |
| <i>C. grandiflora</i> Benth. | BRA | forest margin | occasional |
| <i>C. harleyi</i> D.R. Windler & S.G. Skinner | BRA | grassland | occasional |
| <i>C. hilariana</i> Benth. | BRA | grassland | common |
| <i>C. holosericea</i> Nees & Mart. | BRA | grassland, forest margin | common |
| <i>C. incana</i> L. | NEOTR | grassland, forest margin | common |
| <i>C. irwinii</i> D.R. Windler & S.G. Skinner | BRA | grassland | very rare |
| <i>C. laeta</i> Mart. ex Benth. | BRA | grassland, forest margin | common |
| <i>C. martiana</i> subsp. <i>martiana</i> Benth. | BRA | grassland, forest margin | common |
| <i>C. martiana</i> subsp. <i>mohlenbrockii</i> (D.R. Windler & S.G. Skinner) Planchuelo | BRA, PAR | grassland, forest margin | common |
| <i>C. maypurensis</i> Kunth | NEOTR | grassland | common |
| <i>C. micans</i> Link | NEOTR | grassland, forest margin | common |
| <i>C. miottoae</i> A.S. Flores & A.M.G. Azevedo | BRA | grassland, forest margin and understory | common |
| <i>C. nitens</i> Kunth | NEOTR | grassland | occasional |
| <i>C. otoptera</i> Benth. | BRA | grassland, forest margin | rare |
| <i>C. paulina</i> Schrank | BRA, VEN | grassland, forest margin | common |
| <i>C. pilosa</i> Mill. | NEOTR. | grassland | common |
| <i>C. rufipila</i> Benth. | BRA | grassland, forest margin | occasional |
| <i>C. sagittalis</i> L. | NEOTR | grassland | occasional |
| <i>C. stipularia</i> Desv. | NEOTR | grassland | common |
| <i>C. subdecurrens</i> Mart. ex Benth. | BRA | forest margin | common |
| <i>C. tweediana</i> Benth. | BRA, URU, PAR, ARG | grassland | common |
| <i>C. unifoliolata</i> Benth. | BRA | grassland | common |
| <i>C. velutina</i> Benth. | BRA, COL | grassland | common |
| <i>C. vespertilio</i> Benth. | BRA, ARG | grassland, forest margin | common |
| <i>C. vitellina</i> Ker-Gawler | NEOTR | grassland, forest margin | common |

Table 2 – Brazilian species of *Crotalaria* occurring in the phytogeographical provinces proposed by Cabrera & Willink (1980). (ESP: Espinal; PAM: Pampeana; GUA: Guayana; CHA: Chaqueña; CAA: Caatinga; AMA: Amazonian; ATL: Atlantic; PAR: Paranaense; CER: Cerrado).

| | ESP | PAM | GUA | CHA | CAA | AMA | ATL | PAR | CER |
|--|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|
| <i>C. bahiaensis</i> D.R. Windler & S.G. Skinner | | | | | X | | | | |
| <i>C. balansae</i> Micheli | | | | | | | X | X | X |
| <i>C. brachycarpa</i> Benth. | | | | | X | | | | |
| <i>C. breviflora</i> DC. | | | | | | | X | X | X |
| <i>C. claussenii</i> Benth. | | | | | | | X | | |
| <i>C. flavicoma</i> Benth. | | | | | | | | | X |
| <i>C. goiasensis</i> D.R. Windler & S.G. Skinner | | | | | | | | | X |
| <i>C. grandiflora</i> Benth. | | | | | | | | | X |
| <i>C. harleyi</i> D.R. Windler & S.G. Skinner | | | | | X | | | | X |
| <i>C. hilariana</i> Benth. | | X | | | | | X | X | |
| <i>C. holosericea</i> Nees & Mart. | | | | | X | | X | | X |
| <i>C. incana</i> L. | | | | X | X | X | X | X | X |
| <i>C. irwinii</i> D.R. Windler & S.G. Skinner | | | | | | | | | X |
| <i>C. laeta</i> Mart. ex Benth. | | | | X | X | | | | X |
| <i>C. martiana</i> subsp. <i>martiana</i> Benth. | | | | | | | | | X |
| <i>C. martiana</i> subsp. <i>mohlenbrockii</i> (D.R. Windler & S.G. Skinner) Planchuelo | | | | | | X | X | X | X |
| <i>C. maypurensis</i> Kunth. | | | X | X | X | X | X | X | X |
| <i>C. micans</i> Link | | | X | | X | X | X | X | X |
| <i>C. miothoae</i> A.S. Flores & A.M.G. Azevedo | | | | | | | X | X | X |
| <i>C. nitens</i> Kunth | | | | | | X | | | |
| <i>C. ooptera</i> Benth. | | | | | | | | | X |
| <i>C. paulina</i> Schrank | | | | | | | X | X | X |
| <i>C. pilosa</i> Mill. | | | X | | | X | | X | X |
| <i>C. rufipila</i> Benth. | | | | | | | | | X |
| <i>C. sagittalis</i> L. | | | X | X | | X | | | X |
| <i>C. stipularia</i> Desv. | | | X | X | X | X | X | X | X |
| <i>C. subdecurrens</i> Mart. ex Benth. | | | | | | | | | X |
| <i>C. tweediana</i> Benth. | | X | | | | | | X | |
| <i>C. unifoliolata</i> Benth. | | | | | | | | X | X |
| <i>C. velutina</i> Benth. | | | | | | | X | X | X |
| <i>C. vespertilio</i> Benth. | | | | | | | X | X | X |
| <i>C. vitellina</i> Ker-Gawler | | | | | X | | X | X | X |
| n° spp total/province | 0 | 2 | 5 | 5 | 10 | 8 | 15 | 16 | 25 |
| n° spp. exclusive/province | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 1 | 1 | 0 | 8 |

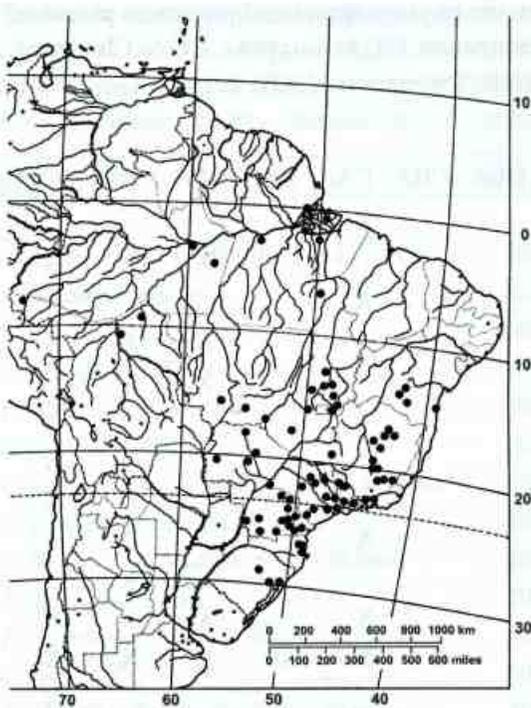


Figure 2 – Geographical distribution of *Crotalaria micans*.

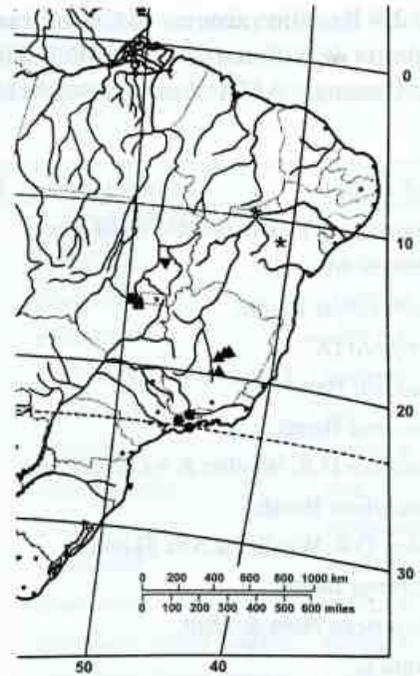


Figure 4 – Species of *Crotalaria* with very restricted distribution in Brazil. * *C. brachycarpa*, ▼ *C. irvinii*, ■ *C. goiasensis*, ▲ *C. rufipila*, ● *C. claussenii*.

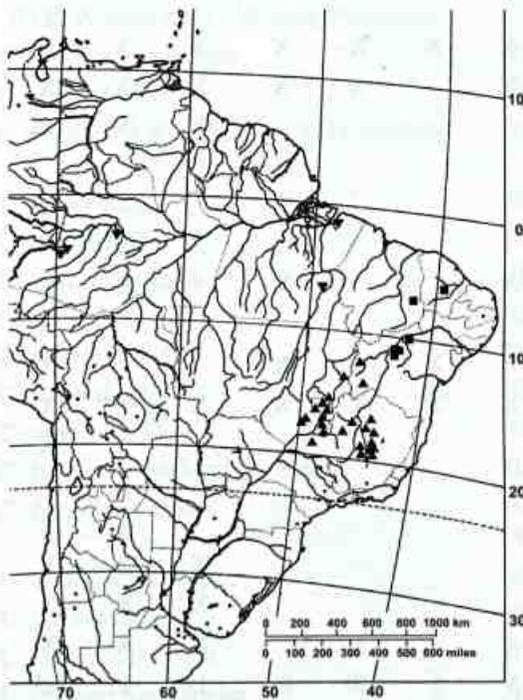


Figure 3 – Some species of *Crotalaria* with distribution restricted to one province in Brazil. ▲ *C. flavicoma* (Cerrado province), ■ *C. bahiaensis* (Caatinga province), ▼ *C. nitens* (Amazonian province).

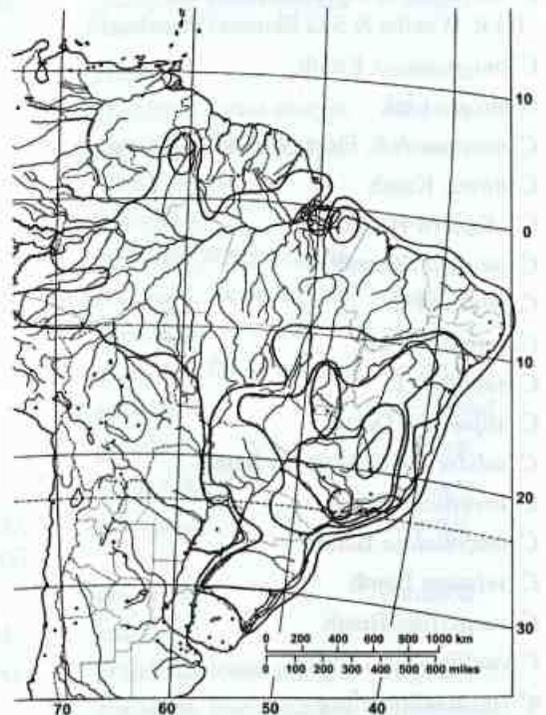


Figure 5 – Geographical distribution and centers of diversity of *Crotalaria* species in Brazil. a. 14-16 spp., b. 11-13 spp., c. 7-10 spp. d. 4-6 spp., e. 1-3 spp.

The Cerrado province occupies central and eastern Brazilian regions between 3°S and 23°S with an area of approximately 2,000,000 km². It has a great environmental diversity, with many heterogeneous vegetation types. This province has a mean annual precipitation of 1,200 to 2,000 mm, with a pronounced dry season from May to September, a mean annual temperature from 21 to 25°C and a tropical climate (Cabrera & Willink 1980). Most of the cerrado consists of seasonal savannas where corridors of mesophytic evergreen forests occur along the rivers (gallery forests) (Joly *et al.* 1999). Some physiognomic forms of savanna can be recognized in the cerrado vegetation, such as 'campo limpo' (grassland), 'campo sujo' (wood savanna), 'cerrado *sensu stricto*' (savanna), 'cerradão' (woodland), and 'campo rupestre'.

This province shows the highest number of native species of *Crotalaria*, with seven species and one subspecies restricted to this area. Among them, *C. flavicoma* has the highest frequency in cerrado, while some species have a very restricted distribution, as *C. irwinii*, *C. rufipila* and *C. goiasensis*.

The *Crotalaria* species occurs in all physiognomy types of savanna but some are restricted to a single location. *C. irwinii* is a rare species, with two collections, and it occurs in the border of gallery forests and outcrops and rocky slopes. *C. goiasensis* has been recorded only in the surroundings of the Serra dos Pirineus (GO), occurring on highlands, gallery forests and forest margins, from 900 to 1,200 m. *Crotalaria rufipila* is an occasional species restricted to 'campo rupestre' in the Serra do Cipó and Serra da Piedade (MG).

The Paranaense province occupies areas from southern São Paulo to northern Rio Grande do Sul, between 18°S and 30°S, with a dominance of *Araucaria angustifolia* (Bert.) O. Kuntze forests mixed with open vegetation. This province has a mean annual precipitation of 1,500 to 2,000 mm, a mean annual temperature between 16 and 22°C and an essentially warm-temperate or subtropical climate (Cabrera & Willink 1980). There are

no restricted species in this province, but *C. hilariana* is a widespread species found on the highlands of Rio Grande do Sul, Santa Catarina and Paraná states. This species shows a phytogeographical distribution pattern similar to species of some temperate genera of Leguminosae, being limited to the south of the Tropic of Capricorn (Flores & Miotto 2005).

The Atlantic province occupies Brazilian coast between 7°S and 30°S, including 'restinga', or coastal vegetation and a small proportion of highland open vegetation. This province has a mean annual precipitation higher than 2,000 mm, a mean annual temperature between 19 and 25°C and a tropical climate (Cabrera & Willink 1980). In this province, *Crotalaria vitellina* is found occurring associated to restinga vegetation, coastal hillsides and adjacent sandy dune along most of the Brazilian coast. On the other hand, *C. clauseni* is endemic in highlands above 1,000 ms.m. of Serra da Bocaina (São Paulo state).

In Brazil, Amazonian province occupies the north between 4°N and 18°S. Its climate is warm and humid, an average rainfall between 2,000 and 2,600 mm evenly distributed through the year and a mean annual temperature around 26°C (Cabrera & Willink 1980). Despite Amazonian province being characterized by the presence of rainforest, there are isolated areas of cerrado-like vegetation in northern (Amapá and Roraima states) and southern areas. In this province *Crotalaria* species are found in cerrado-like vegetation, disturbed or associated to course of river open areas. In Brazil, *Crotalaria nitens* is restricted to this province; it is widespread in Neotropics from North America to northern South America and its southern limit of distribution is northern of Mato Grosso state and Bolivia. This species occurs in open fields or 'capoeiras de terra firme' and also in border of 'mata de terra firme' on clay soils.

Caatinga province occupies the northern of Minas Gerais state and the greatest part of northeastern Brazil, from Bahia to Ceará and Piauí in part between 3°S and 15°S. It shows a semiarid or arid climate with vegetational formations as forest like, arboreal, park,

gramineous-woody, and ecological tension areas with cerrado to west and with Atlantic forest to east (Veloso *et al.* 1991). This province has a mean annual precipitation of 400 to 750 mm and a mean annual temperature between 26 and 27°C (Cabrera & Willink 1980). Rainfall is unevenly distributed and the dry season (May–November) is pronounced and long. *Crotalaria brachycarpa* and *C. bahiaensis* are endemic in this province. *C. brachycarpa* is represented by two collections, of which one is the holotype. Moreover, it can be considered extinct because it has been not collected since 1907. *C. bahiaensis* is usually found in cerrado and cerrado transition to caatinga, on shallow rocky soils. Besides, *C. harleyi* and *C. holosericea* are widely found in areas of caatinga and transition cerrado-caatinga vegetation in Caatinga province. *C. harleyi* occurs only in Bahia state where it is restricted to areas of cerrado and caatinga on sandy soils above 800–1800 ms.m., near to Chapada Diamantina. *C. holosericea* has a wide distribution in northeastern region of Brazil in areas of cerrado, caatinga and some sites of the coast. This species is found in the border gallery forest and disturbed areas.

The remaining provinces, which have smaller areas in Brazil, concentrated a low number of *Crotalaria* species. In Brazil, the Chaqueña province is restricted to the extreme western edge around Corumbá (Mato Grosso do Sul state) near the 22°S, but it occupies extra Brazilian areas of northern Argentina, western Paraguay and southeastern Bolívia (Prado 1993). This province has average rainfalls between 500 and 1,200 mm, a mean annual temperature of 20 to 23°C and a deciduous xeromorphic vegetation (Cabrera & Willink 1980). *Crotalaria incana*, *C. laeta*, *C. maypurensis*, *C. sagittalis* and *C. stipularia* have been collected in Corumbá vicinity, and no one of which is endemic to this province. In Guayana and Pampeana provinces only three and two species, respectively, are registered and no one is endemic to these provinces.

In Brazil, Pampeana province occupies southern Rio Grande do Sul state between 28°S

and 33°S where there are fields with a lower grass cover showing a dominant herbaceous physiognomy associated with forest pocket into wetter areas along rivers margins (Cabrera & Willink 1980, Joly *et al.* 1999). This province has a mean annual precipitation of 600 to 1,200 mm, a mean annual temperature between 13 and 17°C and a warm-temperate climate (Cabrera & Willink 1980). In this province, *Crotalaria tweediana* has a wide distribution and only few populations of *C. hilariana* occur. In Brazil, *C. tweediana* is found in rocky soils and on the top of mountains; it is restricted to south Brazil but its distribution extends to Argentina, Paraguay and Uruguay occupying four provinces: Chaquenha, Paranaense, Pampeana and Espinal.

Espinal province occupies an inexpressive portion in Rio Grande do Sul state, between 31°S and 30°S. It is characterized by the presence of a dry forest, an average rainfalls between 340 and 1,170 mm and an average temperature of 15 to 20°C (Cabrera & Willink 1980). In Brazil none of *Crotalaria* species have been already recorded, but three species are found in areas of this province in Argentina: *C. stipularia*, *C. incana* and *C. tweediana* (Gómez-Sosa 2000). The absence of *Crotalaria* species in the Brazilian portion of Espinal province may be explained by its restricted area in Brazil or might be due an artifact of low collecting effort in this region (Flores & Miotto 2005).

Crotalaria species are represented in all Brazilian Regions, prevailing in southeast, central and part of northeastern regions, where they are found in open native vegetation, mainly comprising cerrado and coastal vegetation (Fig. 5). On the other hand, the low frequency of *Crotalaria* species in Amazon basin and extreme south regions may be associated with the predominance of rain forests and occurrence of a temperate climate, respectively.

Central and southeast Brazil have a predominance of cerrado vegetation, mainly in Minas Gerais and Goiás states, in which the highest number of *Crotalaria* species are found in Brazil (19 spp. each). In the northeast, Bahia state concentrates numerous species of the genus (ca. 15), of which two are endemic.

This state has the major area in Northeast Region and possesses a great diversity of vegetation kinds, like cerrado, caatinga and Atlantic forest. It may explain the large number of *Crotalaria* species in this state. Moreover, the family Leguminosae was very collected for the preparation of Legumes of Bahia (Lewis 1987).

The high altitude is an important factor to the distribution of *Crotalaria* species in Brazil. The largest number of species is found in three areas with high altitudes (among 800–2,000 m) in central and southern Brazil. Two of these areas are localized in areas of cerrado, mainly in Goiás and Minas Gerais states, and the third one in the Atlantic forest in São Paulo, Rio de Janeiro and Minas Gerais states (Fig. 5). The first two regions are situated in Serra Geral de Goiás and Chapada dos Veadeiros (Goiás state), and in the Espinhaço Range (Minas Gerais state). Both regions concentrate 15–16 species of *Crotalaria*, which have the most important occurrence in campo rupestre, where *C. rufipila*, *C. irwinii* and *C. goiasensis* are only found in these areas.

The campo rupestre forms a mosaic of related vegetation communities under the control of local topography, microclimatic influences and the nature of the substrate (Giulietti & Pirani 1988). The flora of campos rupestres has an elevated number of endemic taxa because of your isolated position on the top of the mountains. These mountain areas are distinct by different ecological conditions extant in lowlands, which operate as barrier for the migration (Harley 1995).

The third region of major species diversity (14 species) of the genus in Brazil is localized in Serra da Mantiqueira and Serra do Mar in São Paulo, south of Rio de Janeiro and the plateau south of Minas Gerais states. In this region, *Crotalaria* species mainly occur at high elevations (campos de altitude), where *C. claussenii* is only found in Serra da Bocaina in Serra do Mar. The 'campo de altitude' is found on the top of woodland mountains above 1,500 m high and its physiognomy is characteristic of areas with a high degree of outcropping and reduction of soil depth with

low forests bordering this formation (Lima & Guedes-Bruni 1997).

In conclusion, the main factors that have influence on the species distribution of *Crotalaria* in Brazil are climate, vegetation types, and altitude. The species are concentrated in regions with tropical climate, especially in savanna vegetation at high altitudes. The geographical distribution of species in Brazil shows that Serra Geral de Goiás, Chapada dos Veadeiros, Espinhaço Range – in Central Brazil, and Serra da Mantiqueira and Serra do Mar – in southeast Brazil, are the centers of diversity of the genus in Brazil.

Cerrado province shows the greatest richness of species as well as the major number of restricted and endemic species, mainly in areas of campos rupestres. This fact can be explained by the great environmental diversity in this region, where heterogeneous vegetation types can be found, mainly in the areas of campos rupestres, which have a great degree of endemism.

Endemic *Crotalaria* taxa are concentrated mainly in areas of campos rupestres in Espinhaço Range (*C. rufipila*, *C. martiana* subsp. *martiana*, *C. harleyi*) and mountain ridges of Goiás (*C. irwinii*, *C. goiasensis*), where they generally are confined to one or two mountains. These areas present similar geological, physical and climatic features (Giulietti & Pirani 1988) with campos rupestres interrupted by patches of cerrado and gallery forest. These associations of open areas and forest margin, wet or dry soils, and high elevations seem to be of great importance for speciation of the genus in Brazil. Studies on genetic diversity using molecular procedures and breeding systems should prove to be interesting and informative for understanding of species boundaries and processes of speciation of Brazilian species of *Crotalaria*.

ACKNOWLEDGMENTS

We are grateful to Rodrigo Schütz Rodrigues for his encouragement and suggestions. This paper is a part of a PhD thesis developed by A.S. Flores at the 'Programa de Pós-Graduação em Biologia Vegetal' of the Institute of Biology,

Unicamp, which was supported by a grant from the Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de São Paulo (FAPESP proc. 00/11674-2).

LITERATURE CITED

- Bisby, F. A. & Polhill, R. M. 1973. The role of taximetrics in angiosperm taxonomy II. Parallel taximetric and orthodox studies in *Crotalaria* L. *New Phytologist* 72: 727-742.
- Cabrera, A. L. & Willink, A. 1980. Biogeografia de America Latina. 2ª ed. OEA, Washington, 117p.
- Flores, A. S. 2004. Taxonomia, números cromossômicos e química das espécies de *Crotalaria* L. (Leguminosae, Papilionoideae) no Brasil. Tese de Doutorado. Universidade Estadual de Campinas, Campinas, 201p.
- Flores, A. S. & Miotto, S. T. S. 2005. Aspectos fitogeográficos das espécies de *Crotalaria* L. (Leguminosae-Faboideae) na Região Sul do Brasil. *Acta Botanica Brasilica* 19(2): 245-249.
- Flores, A. S. & Tozzi, A. M. G. A. 2005. A new species of *Crotalaria* (Leguminosae, Papilionoideae) from southeastern Brazil. *Novon* 15: 418-420.
- Giulietti, A. M. & Pirani, J. R. 1988. Patterns of geographic distribution of some plant species from the espinhaço range, Minas Gerais and Bahia, Brazil. In: Heyer W.R., Vanzolini P. E. (eds.). Proceedings of a workshop on neotropical distribution patterns. Rio de Janeiro: Academia Brasileira de Ciências 39-69.
- Gómez-Sosa, E. 2000. Las especies argentinas de *Crotalaria* (Leguminosae-Crotalarieae): novedades, descripciones y clave. *Gayana Botanica* 57(1): 67-87.
- Harley, R. M. 1995. Introduction. In: B. L. Stannard (ed.). Flora do Pico das Almas – Chapada Diamantina – Bahia, Brazil. Royal Botanic Gardens, Kew, 853p.
- Holmgren, P.K., Holmgren, N.H. & Barnett, L. C. 1990. Index Herbariorum Part I: The Herbaria of the world. New York Botanical Garden, New York, 691p.
- Joly, C. A.; Aida, M. P. M.; Klink, C. A.; McGrath, D. G.; Moreira, A. G.; Moutinho, P.; Nepstad, D. C.; Oliveira, A. A.; Pott, A.; Rodal, M. J. N. & Sampaio, E. V. S. B. 1999. Evolution of the Brazilian phytogeography classifications systems: implications for biodiversity conservation. *Ciência e Cultura* 51(5/6): 331-348.
- Lewis, G. P. 1987. Legumes of Bahia. Royal Botanic Gardens, Kew. Pp. 1-369.
- Lima, H. C. & Guedes-Bruni, R. R. 1997. Introdução. In: Lima, H. C. & Guedes-Bruni, R. R. (eds.). Serra de Macaé de Cima: diversidade florística e conservação em Mata Atlântica. Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro. Pp. 13-25.
- Palomino, G. & Vásquez, R. 1991. Cytogenetic studies in Mexican populations of species of *Crotalaria* L. (Leguminosae-Papilionoideae). *Cytologia* 56: 343-351.
- Polhill, R. M. 1968. Miscellaneous notes on African species of *Crotalaria*. II. *Kew Bulletin* 22: 169-348.
- Polhill, R. M. 1982. *Crotalaria* in Africa and Madagascar. Royal Botanic Gardens, Kew, 389p.
- Polhill, R. M.; Tozzi, A. M. G. A. & Flores, A. S. 2001. Crotalarieae. In: Bisby, F. A.; Zaruchi, J. L.; Roskov, Y. R.; Schrire, B. D.; Heald, J.; White, R. J. (eds.). International Legume Database & Information Service (ILDIS). Legumes of the world - CD-Rom e <http://www.ildis.org>
- Prado, D. E. 1993. What is the Gran Chaco vegetation in South America? I. A review. Contribution to the study of flora and vegetation of the Chaco. V. *Candollea* 48: 145-172.
- Senn, H. A. 1939. The North American species of *Crotalaria*. *Rhodora* 41: 317-367.
- Veloso, H. P.; Rangel Filho, A. L. R. & Lima, J. C. A. 1991. Classificação da vegetação brasileira, adaptada a um sistema universal. MEFP/IBGE/DRNEA, 123p.
- Windler, D. R.; Adler, L. & Skinner, S. G. 1992. *Crotalaria incana* var. *grandiflora* (Leguminosae): a new variety from South America. *Phytologia* 73(2): 155-158.

FORMAÇÃO DE RAÍZES EM ESTACAS DE DUAS ESPÉCIES DE *CALLIANDRA* (LEGUMINOSAE - MIMOSOIDEAE)

Juliana Lischka Sampaio Mayer¹, Nerio Aparecido Cardoso²,
Francine Cuquel² & Cleusa Bona^{1,3}

RESUMO

(Formação de raízes em estacas de duas espécies de *Calliandra* (Leguminosae - Mimosoideae)) *Calliandra brevipes* e *Calliandra tweedii*, também conhecidas como caliandra ou esponjinha, são espécies nativas do Brasil cultivadas como plantas ornamentais. O objetivo deste trabalho foi avaliar os efeitos da aplicação de diferentes concentrações de ácido Indolbutírico (AIB) no enraizamento de *Calliandra tweedii* e *Calliandra brevipes* e relacioná-los com a estrutura anatômica das estacas. Ambas as espécies apresentaram um aumento na porcentagem de enraizamento e no número de raízes quando tratadas com AIB. Todos os tratamentos de *Calliandra brevipes* obtiveram porcentagens de enraizamento superiores às de *Calliandra tweedii*, sendo que os melhores resultados desta foram com 2000 mg.L⁻¹ AIB (56,67%). *C. brevipes* teve 90% de enraizamento sem a necessidade de aplicação de AIB. A raiz tem origem direta em ambas as espécies, podendo originar-se na região interna ou externa do floema. Provavelmente, os fatores limitantes ao enraizamento de *C. tweedii* são devidos à estrutura anatômica e fisiológica, como a ausência de grânulos de amido na região da medula. **Palavras-chave:** estaquia, análise anatômica, propagação vegetativa, plantas ornamentais, caliandra.

ABSTRACT

(Root formation in cuttings of two species of *Calliandra* (Leguminosae - Mimosoideae)) *Calliandra brevipes* and *Calliandra tweedii*, known as 'caliandra' or 'esponjinha', are native Brazilian ornamental species. This experiment aimed to evaluate the effect of the application of different concentrations of Indolbutiric acid (IBA) in root formation of both species by observing anatomical structure. Both species presented an increase in root formation percentage and number of new roots when treated with IBA. All *Calliandra brevipes* treatments achieved higher root formation percentages than *Calliandra tweedii*. The best results of *C. brevipes* were 2000 mg.L⁻¹ IBA (56,67%). *C. brevipes* had 90% of rooting without IBA application. Roots originated directly for both species, either from the inner or outer phloem region. Probably the limiting factors for *C. tweedii* root formation were linked to its anatomy and physiology, such as the absence of starch granules in the medular region.

Key words: plant cuttings, plant anatomy, vegetative propagation, ornamental plants, caliandra.

INTRODUÇÃO

Calliandra brevipes Benth. e *Calliandra tweedii* Benth. são espécies nativas do Brasil, pertencentes à família Leguminosae (Mimosoideae) e apresentam florescimento exuberante rosa e vermelho, respectivamente. Essas espécies são utilizadas como plantas ornamentais isoladas ou como cerca-viva (Lorenzi & Souza 2001; Paiva 2003).

A propagação vegetativa ou clonal é o método mais utilizado na produção comercial de diversas culturas ornamentais e frutíferas tendo como vantagens a reprodução de todas

as características da planta matriz, a uniformidade e qualidade na produção (Hartmann *et al.* 2002). Além disso, reduz o período improdutivo, antecipando a floração quando comparada aos indivíduos propagados via sementes (Casagrande *et al.* 2000). São escassos os trabalhos de propagação vegetativa utilizando espécies ornamentais nativas do Brasil. A produção comercial de flores e plantas, que de início se encontrava restrita a alguns países europeus e ao Japão, tem se expandido para várias regiões do mundo, principalmente devido à necessidade

Artigo recebido em 07/2007. Aceito para publicação em 06/2008.

¹Departamento de Botânica, Setor de Ciências Biológicas, Universidade Federal do Paraná, Centro Politécnico, Jardim das Américas, C.P. 19031, 81531-970, Curitiba, PR, Brasil.

²Universidade Federal do Paraná, Setor de Ciências Agrárias, Dept. Fitossanitarismo, 80035-050, Curitiba, PR, Brasil.

³Autor para correspondência: cleusabona@ufpr.br

de redução dos custos produtivos e de disponibilidade de mão-de-obra (Leitão 2003).

A estaquia é um dos métodos de propagação vegetativa mais utilizados e apresenta como ponto crítico o início do desenvolvimento de um sistema radicular funcional (Thomas & Schiefelbein 2002). A formação de raízes adventícias pode ser considerada como uma seqüência de eventos bioquímicos e histológicos (Moreira *et al.* 2000). É um evento multicelular complexo, envolvendo a divisão celular em células que normalmente não estão diretamente relacionadas na formação raízes. Tanto em plantas arbóreas como em herbáceas ocorrem dois modos distintos de formação de raízes adventícias. O primeiro, é denominado de desenvolvimento direto, no qual o primórdio radicular tem origem de células do sistema vascular ou de células próximas a ele. O segundo, é o desenvolvimento indireto, no qual ocorre a proliferação de um tecido indiferenciado, chamado de calo, antes da formação do primórdio radicular (Altamura 1996).

Alguns autores identificaram relação entre a estrutura do caule e a capacidade de formar raízes adventícias. Beackbane (1961) cita que a presença de uma camada contínua de fibras ao redor do floema secundário inibe a formação de raízes adventícias em *Pyrus* sp. Estacas com concentrações mais elevadas de carboidratos, normalmente, apresentam melhores taxas de enraizamento (Hartmann *et al.* 2002), pois segundo Hess (1969) os carboidratos são a fonte de energia para a síntese de outras substâncias essenciais para a formação das raízes adventícias. Outro fator importante é a presença de compostos fenólicos na estaca, o qual pode estimular ou inibir a formação de raízes (Bartolini *et al.* 1991), sendo que o enraizamento pode ser estimulado pela presença de monofenóis e inibido por polifenóis (Ono & Rodrigues 1996).

A aplicação exógena de auxinas em estacas estimula a formação de raízes adventícias, aumentando a porcentagem de estacas enraizadas, o número de raízes formadas e a uniformidade do enraizamento (Hartmann *et al.* 2002; Taiz & Zeiger 2004).

O ácido indol butírico (AIB) é um dos reguladores vegetais mais utilizados devido a sua baixa mobilidade, maior estabilidade química e em concentrações adequadas, as quais dependem de cada espécie, não é fitotóxico (Audus 1963). Segundo De Klerk *et al.* (1990), as auxinas são requeridas nas fases iniciais da formação das raízes, porém elas podem inibir o subsequente crescimento e desenvolvimento do primórdio radicular.

O presente estudo, teve como objetivo testar a influência da aplicação de AIB sobre o processo de enraizamento de *C. brevipes* e *C. tweedii*, utilizando diferentes concentrações do fitorregulador ácido indol butírico e verificar se a porcentagem de enraizamento tem relação com a estrutura anatômica das estacas.

MATERIAL E MÉTODOS

O experimento foi conduzido em casa-de-vegetação no Setor de Ciências Agrárias da UFPR (Universidade Federal do Paraná), de março a maio de 2005.

O material vegetal foi obtido a partir de plantas situadas no Setor de Ciências Agrárias da UFPR, Curitiba-PR, latitude 25°24'46" e longitude 49°14'52". O comprimento das estacas foi de 15 cm, com duas folhas reduzidas a metade, e as bases cortadas em bisel. Os tratamentos com o fitorregulador ácido indol butírico (AIB), foram: 0 (testemunha), 500, 1.000, 1.500 e 2.000 mg.L⁻¹ AIB, as regiões basais das estacas foram mergulhadas na solução alcoólica 50% durante 10 segundos.

As estacas foram plantadas em tubetes preenchidos com o substrato vermiculita de granulometria média em casa-de-vegetação com nebulização intermitente (das 8:00 às 17:00–15 segundos a cada 15 minutos; das 17:00 às 22:00–15 segundos a cada 60 minutos, e das 22:00 às 08:00–15 segundos a cada 180 minutos). As condições mínimas e máximas de temperatura e umidade da casa-de-vegetação foram 13,5–27°C e 54–99%, respectivamente.

Após 65 dias do plantio, foram avaliados o número de raízes por estaca, a porcentagem de estacas vivas enraizadas, estacas com calos

e estacas mortas. O delineamento experimental foi inteiramente casualizado, num esquema fatorial 2 por 5 (2 espécies e 5 concentrações de fitorregulador), com três repetições por tratamento e 10 estacas por parcela, totalizando 150 estacas por espécie. Os dados obtidos foram analisados pelo teste de Bartlett para verificar se as variâncias dos tratamentos foram homogêneas. Posteriormente, foi efetuada a análise de variância e a comparação entre as médias dos tratamentos pelo teste de Tukey.

Para a análise anatômica qualitativa foram coletadas amostras da base das estacas de todos os tratamentos após 65 dias da instalação do experimento, as quais foram fixadas em F.A.A. 70 (álcool 70%, ácido acético e formaldeído, 90:5:5) (Johansen 1940) e posteriormente conservadas em álcool 70%. Os materiais destinados à preparação de lâminas permanentes foram incluídos em meta-acrilato-glicol (historesina), segundo a técnica de Feder & O'Brien (1968) e as indicações do fabricante. Os blocos foram seccionados em micrótomo de rotação, e os cortes foram obtidos com 8 mm de espessura e corados com azul de toluidina (Feder & O'Brien 1968). As lâminas foram montadas com resina sintética (permount). Foram realizados testes microquímicos, com lugol e cloreto férrico (Johansen 1940) a partir do material seccionado em micrótomo, com montagem semipermanente.

RESULTADOS

As estacas de *Calliandra brevipes* apresentam periderme e seis a sete camadas de parênquima cortical com células de conteúdo denso. O cilindro vascular é circundado por grupos de fibras pericíclicas. Essas fibras formam calotas mais espessas em posição oposta ao floema primário. O cilindro vascular encontra-se em crescimento secundário com câmbio vascular ativo, formando várias camadas de células derivadas (Fig. 1a e 1c). Células com conteúdo denso na região da medula e do córtex responderam ao

teste com cloreto férrico, evidenciando a presença de compostos fenólicos hidrofílicos.

As estacas de *Calliandra tweedii*, da mesma forma que em *C. brevipes*, possuem periderme, córtex parenquimático e medula com células de conteúdo denso. Porém, as fibras pericíclicas formam uma faixa contínua ao redor do cilindro vascular, sendo mais larga e regular do que em *C. brevipes*. Em *Calliandra tweedii* as fibras apresentam parede celular mais espessada, crescimento secundário mais avançado e faixa cambial mais estreita que em *C. brevipes* (Fig. 1b e 1d).

Calliandra tweedii aos 65 dias da instalação do experimento, apresentou 100% de estacas com calos para todos os tratamentos e 56,67% de estacas vivas enraizadas (Fig. 2). Essas estacas desenvolveram calos esbranquiçados e de aspecto compacto na base. Os calos (massa de tecido parenquimático) se originam internamente às fibras pericíclicas e empurram o córtex e a periderme para fora à medida que crescem (Fig. 1e). Com o desenvolvimento desse tecido, a camada de fibras se rompe. O cilindro vascular permanece intacto, no entanto alguns elementos de vaso ficam com o lume obstruído (Fig. 1e e 1f). A obstrução dos elementos de vaso também foi registrada em *C. brevipes*, porém, esta espécie não apresentou estacas mortas (Fig. 3) nem formou calos.

A raiz tem origem direta em ambas as espécies, portanto o desenvolvimento dessas foi diretamente de células da região externa do floema junto ao periciclo ou da região interna do floema secundário próximo ao câmbio (Fig. 1f e 4a). Mesmo ocorrendo a formação de calos em *C. tweedii*, não foi identificada a formação de meristemóides nesses tecidos. As raízes formadas em ambas as espécies fazem conexão vascular com o caule, preferencialmente, na posição do raio vascular (Fig. 4b-d).

O teste com lugol evidenciou a presença de amido na medula do caule de *C. brevipes* (Fig. 4e), ao contrário do observado em *C. tweedii* (Fig. 4f), na qual não foi observada a presença de amido na medula. Já o teste com

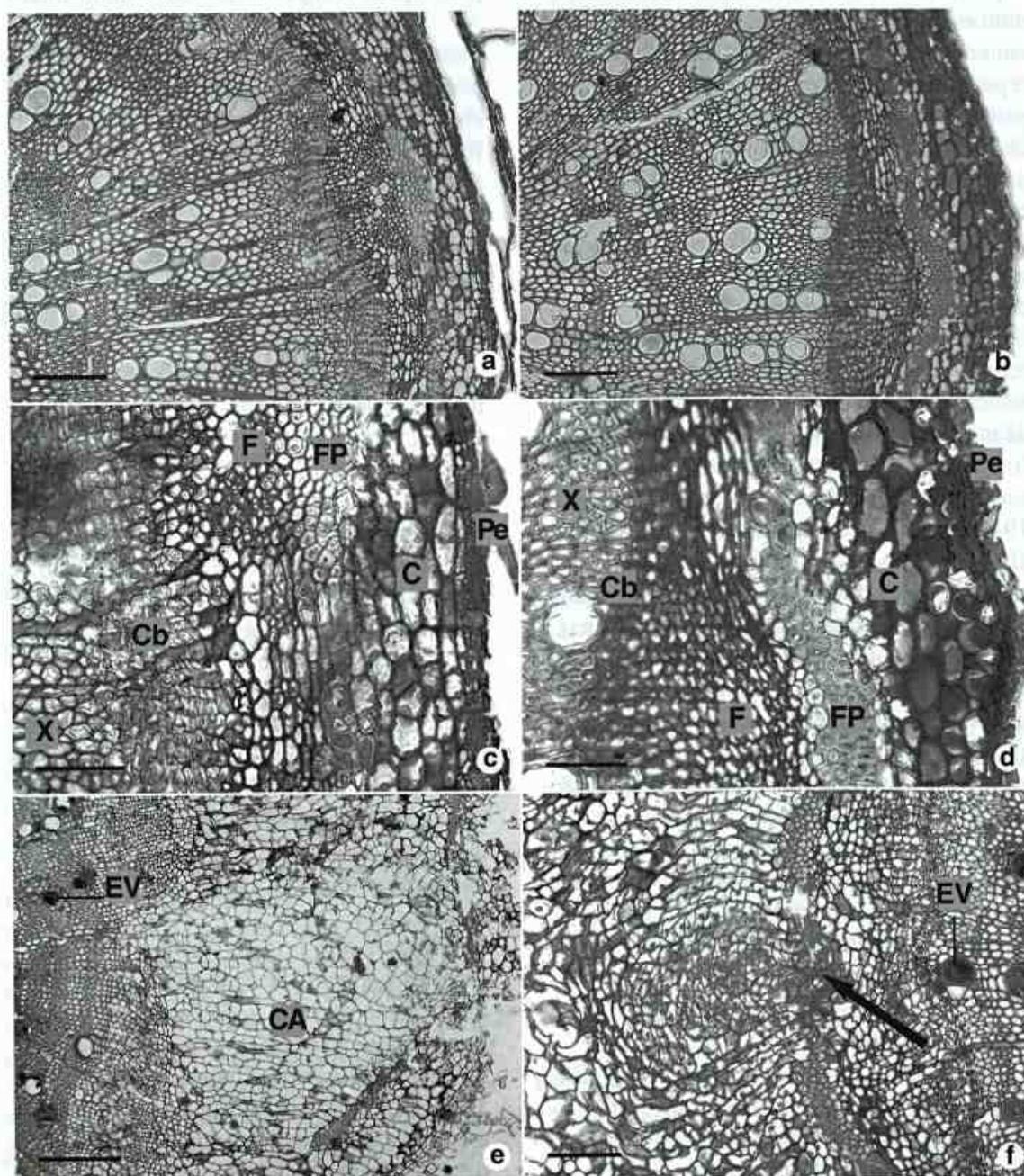


Figura 1 – Seções transversais de estacas caulinares de duas espécies de *Calliandra* – a, c, vista geral e detalhe de *C. brevipes* no dia 0 da instalação do experimento; b, d, vista geral e detalhe de *C. tweedii* no dia 0 da instalação do experimento; e-f, no 65º dia após a instalação do experimento: e, *C. tweedii* com calo evidente devido a proliferação celular internamente as fibras pericíclicas; f, *C. tweedii*, início do desenvolvimento do primórdio radicular com origem provavelmente da região externa do floema junto ao periciclo nas regiões onde não ocorreu a proliferação de calo. (C = córtex; CA = calo; Cb = câmbio; EV = elementos de vaso obliterados; F = floema; FP = fibras pericíclicas; Pe = periderme; X = xilema secundário). Barra = 100 µm (a, b, f); 50 µm (c-d); 200µm (e).

cloreto férrico revelou a presença de compostos fenólicos hidrofílicos na região da medula e córtex de ambas as espécies.

C. brevipes apresentou valores significativamente superiores para as variáveis porcentagem de estacas enraizadas (Fig. 2) e número de raízes por estacas (Fig. 5) e valores inferiores para a variável porcentagem de estacas mortas (Fig. 3). Esses resultados demonstram a eficiência de enraizamento dessa espécie em relação a *C. tweedii*.

DISCUSSÃO

Segundo Esau (1976), raízes adventícias são encontradas em todas as plantas vasculares em partes aéreas, como folhas e caules, caules subterrâneos e em regiões da própria raiz. A formação de raízes em partes aéreas das plantas é importante para a propagação vegetativa e geralmente tem origem endógena. Como o observado em ambas as espécies de *Calliandra*, nas quais a origem das raízes adventícias foi direta nos tratamentos com ou sem a aplicação de AIB. Diferindo do observado por Moreira *et al.* (2000), os quais verificaram que a aplicação exógena de AIB altera a origem das raízes adventícias em *Gomphrena macrocephala* A. St.-Hil., sem a aplicação do fitorregulador a origem das raízes era direta pela divisão celular no periciclo. Com a aplicação do fitorregulador a origem das raízes passa a ser tanto direta como indireta. A origem indireta é observada pelo surgimento de meristemóides na periferia de calos, as raízes originadas dessa forma não formam conexão vascular com o caule. Ainda para *Gomphrena macrocephala*, a presença de calos só foi observada em microestacas com a aplicação de AIB. Essa modificação na origem da raiz adventícia também foi observada por De Klerk *et al.* (1990) em microestacas de maçã.

A presença do desenvolvimento de calos em *C. tweedii* parece ser um pré-requisito para a formação de raízes adventícias e a aplicação exógena de 2000 mg.L⁻¹ de AIB aumenta a porcentagem de estacas enraizadas (Fig. 2).

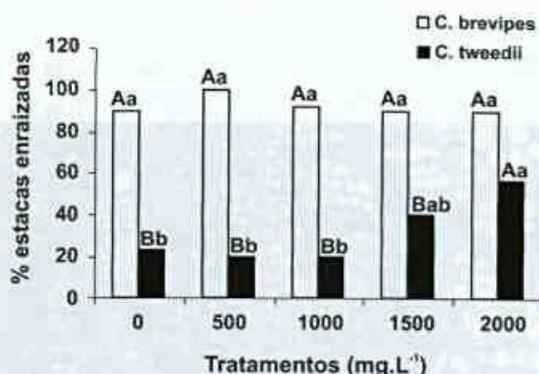


Figura 2 – Porcentagem de estacas vivas enraizadas de *C. brevipes* e *C. tweedii*, nos diferentes tratamentos com o fitorregulador AIB, no 65º dia após a instalação do experimento. Médias seguidas pela mesma letra minúscula não diferem estatisticamente para as concentrações de AIB e as letras maiúsculas para a comparação entre espécies ao nível de 95%.

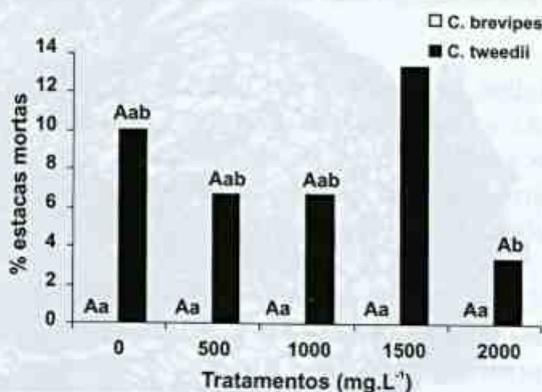


Figura 3 – Porcentagem de estacas mortas de *C. brevipes* e *C. tweedii*, nos diferentes tratamentos com o fitorregulador AIB, no 65º dia após a instalação do experimento. Médias seguidas pela mesma letra minúscula não diferem estatisticamente para as concentrações de AIB e as letras maiúsculas para a comparação entre espécies ao nível de 95%.

Segundo Taiz & Zeiger (2004) a auxina estimula as células do periciclo a se dividirem e, gradualmente, formam o primórdio radicular. Schwarz *et al.* (1999) verificaram que as raízes adventícias de *Acacia baileyana* F. Muell. surgem de calos adjacentes ao parênquima do floema. A conexão vascular dessas raízes é estabelecida pela proliferação do raio. Segundo os autores, essa espécie apresenta calos em todos os tratamentos e raízes só foram observadas em estacas com calos.

A origem direta das raízes, em ambas as espécies de *Calliandra*, surgindo da região

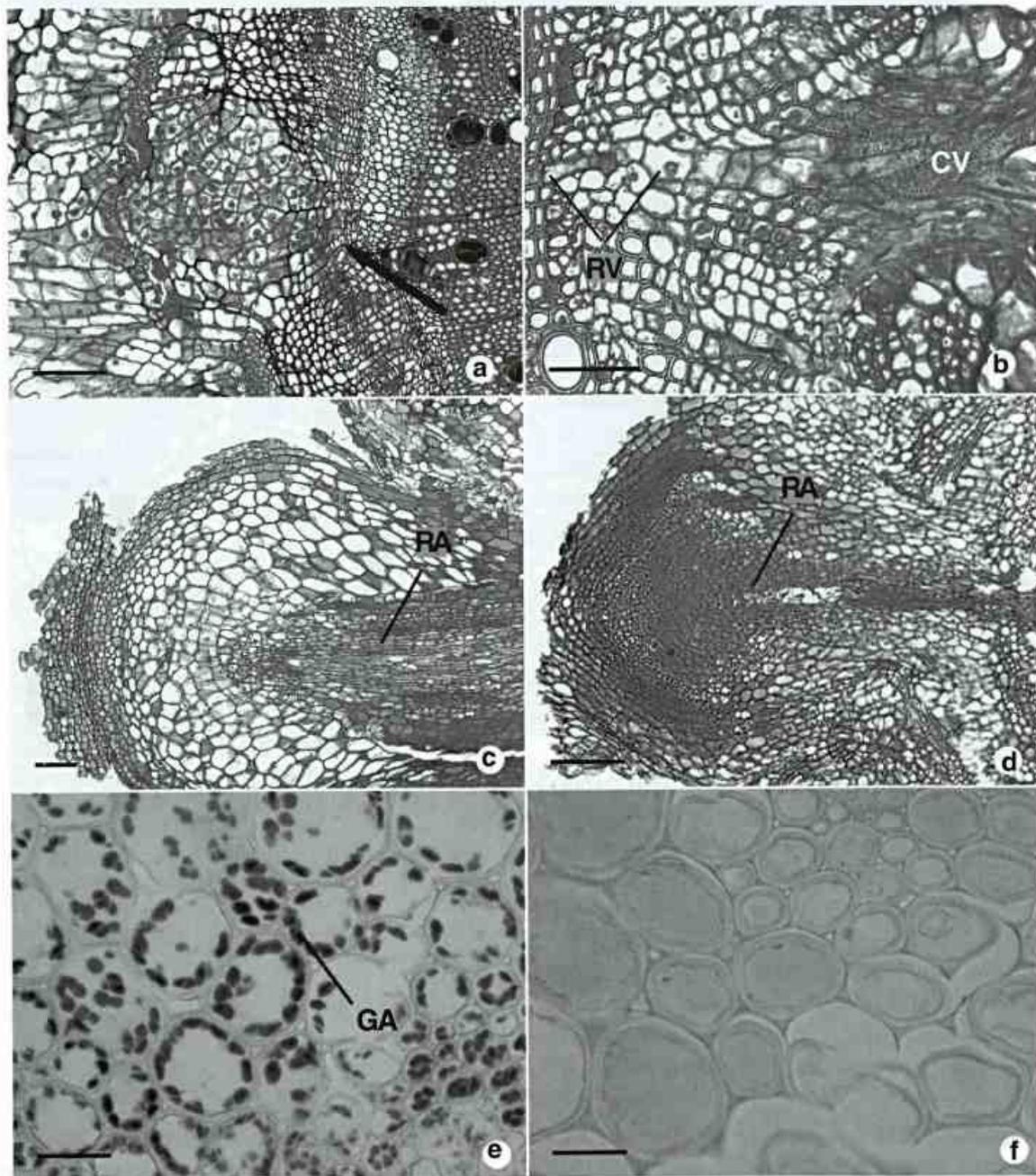


Figura 4 – Seções transversais de estacas caulinares de duas espécies de *Calliandra* no 65º dia após a instalação do experimento. a. *Calliandra tweedii*, início do desenvolvimento do primórdio radicular com origem da região interna do floema secundário próximo ao câmbio (seta); b. *C. brevipes* evidenciando a conexão vascular com a raiz adventícia; c. *C. tweedii*, emergência da raiz adventícia; d. *C. brevipes*, emergência da raiz adventícia; e. *C. brevipes*, teste com lugol evidenciando grânulos de amido na medula; f. *C. tweedii*, teste com lugol revelando a ausência de amido. (CV = conexão vascular; GA = grânulos de amido; RA = raiz adventícia; RV = raio vascular). Barra = 100 µm (a, c-f); 50 µm (v).

externa do floema junto ao periciclo ou da região interna do floema secundário próximo ao câmbio também foi registrada para outras espécies. Hilaire *et al.* (1996) observaram que a origem das raízes adventícias em *Mussaenda erythrophylla* Schumach. & Thonn. ocorre a partir de células do parênquima do floema próximas à região do câmbio vascular. Os autores afirmam que isto indica a capacidade das células do parênquima do floema se desdiferenciarem e tornarem-se meristemáticas. No entanto, outros autores citam a origem da raiz a partir do câmbio vascular como registrado para o caqui japonês, *Diospyros kaki* Thunb. (Tetsumura *et al.* 2001), e para castanheira-da-índia, *Castanea sativa* Mill. (Vieitez *et al.* 1980).

A aplicação exógena de AIB não influenciou a porcentagem de enraizamento de *C. brevipes* (Fig. 2). Ao contrário do observado em *C. tweedii*, na qual a aplicação de 2000 mg.L⁻¹ de AIB elevou significativamente a porcentagem de enraizamento em relação à testemunha, respectivamente de 23,33 % para 56,67% (Fig. 2). Portanto, um dos possíveis fatores limitantes ao enraizamento nessa espécie é a concentração de auxina. Pois segundo Hartmann *et al.* (2002), para que ocorra a formação de raízes adventícias em estacas é necessária a presença de auxinas, de co-fatores, como o boro, de carboidratos e a ausência de substâncias inibidoras.

O número de raízes em *C. brevipes* foi mais elevado com a aplicação do fitorregulador, porém em *C. tweedii* somente com a aplicação de 1.000 mg.L⁻¹ o resultado foi superior a testemunha (Fig. 5). Carvalho-Oliveira *et al.* (2003) não obtiveram estacas enraizadas de *C. tweedii* nos tratamentos com AIB nas formas de solução e talco nas concentrações de 0, 1.000 e 2.000 mg.L⁻¹ e com substrato casca de arroz carbonizada. Já Lima *et al.* (2006), obtiveram 13,33% das estacas de *C. tweedii* enraizadas utilizando 1500 mg.L⁻¹ de ácido naftaleno acético (ANA). Estes últimos autores, estudando a capacidade de enraizamento de *C. tweedii* e de *Calliandra selloi* J.F. Macbr., também verificaram a baixa capacidade de

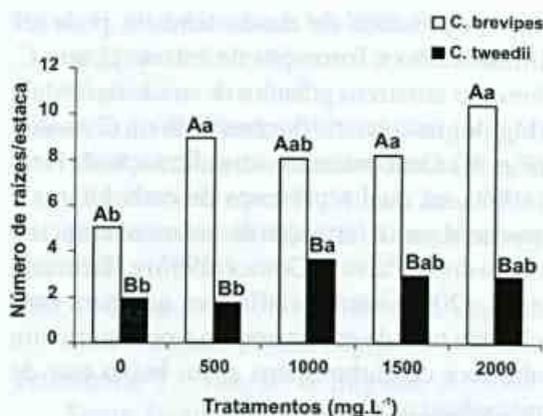


Figura 5 – Número de raízes por estaca de *C. brevipes* e *C. tweedii*, nos diferentes tratamentos com o fitorregulador AIB, no 65º dia após a instalação do experimento. Médias seguidas pela mesma letra minúscula não diferem estatisticamente para as concentrações de AIB e as letras maiúsculas para a comparação entre espécies ao nível de 95%.

C. tweedii (6,67%) em relação a *C. selloi* (96,67) sem a aplicação de fitorregulador. Os autores ainda citam que é evidente que o desenvolvimento do sistema radicular está diretamente relacionado à capacidade de cada espécie.

A dificuldade de enraizamento de *C. tweedii* em relação a *C. brevipes*, pode ser atribuída à camada contínua de fibras pericíclicas, uma vez que em *C. brevipes* essa camada é descontínua. Concordando, com o observado por Beakbane (1961), que as plantas com dificuldade de enraizamento, normalmente, apresentam fibras esclerenquimáticas próximas ao floema primário. Ono & Rodrigues (1996) e Paiva & Gomes (1993) também verificaram que a diferença entre variedades de fácil ou difícil enraizamento pode estar inversamente relacionada com a continuidade da camada de esclerênquima. Mayer *et al.* (2006), relacionou a baixa capacidade de enraizamento de *Vitis rotundifolia* Michx. cv. Topsail às características anatômicas deste cultivar: como a presença de calotas de fibras do floema primário; floema secundário reduzido com faixas radiais de fibras envolvendo o parênquima axial e os elementos condutores; raios estreitos e a maior concentração de compostos fenólicos, principalmente no raio.

A presença de amido também pode ter influenciado a formação de raízes, já que *C. brevipes* armazena grânulos de amido na medula (Fig. 4e), ao contrário do observado em *C. tweedii* (Fig. 4f). Concordando com a afirmação de Hess (1969), na qual a presença de carboidratos é essencial para a formação das raízes adventícias. Além disso, Paiva & Gomes (1993) e Hartmann *et al.* (2002) também afirmam que para uma elevada taxa de enraizamento é necessário um alto teor de carboidratos e um baixo teor de nitrogênio na planta matriz.

O teste microquímico com cloreto férrico revelou a presença de compostos fenólicos em ambas às espécies de forma semelhante. Portanto, esses compostos não devem ter sido o fator limitante à formação de raiz. No entanto, de acordo com Bartolini *et al.* (1991) e Ono & Rodrigues (1996), os compostos fenólicos podem tanto estimular como inibir a formação da raiz na estaca. Sendo assim, seria necessário definir se os compostos observados são monofenóis ou polifenóis.

Com base nos dados obtidos conclui-se que o AIB não influenciou o enraizamento de *C. brevipes*, ao contrário de *C. tweedii*, na qual elevou-se a porcentagem de enraizamento em relação à testemunha com a aplicação exógena de 2000 mg.L⁻¹ de AIB. Nesta última espécie, a baixa porcentagem de enraizamento observada em condições experimentais, pode estar associada à presença da camada contínua de fibras pericíclicas e a ausência de armazenamento de amido.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Altamura, M. M. 1996. Root histogenesis in herbaceous and woody explants cultured *in vitro*. A critical review. *Agronomie* 16: 589-602.
- Audus, L. J. 1963. Plant growth substances. 2. ed. Intersciences, New York.
- Bartolini, G.; Taponi, M. A. & Santini, L. 1991. Propagation by cuttings of 2 *Vitis* rootstocks – diffusion of endogenous phenolic compounds into the dipping waters. *Journal of Experimental Botany* 52: 9-15.
- Beackbane, A. B. 1961. Structure of the plant stem in relation to adventitious rooting. *Nature* 192: 954-955.
- Casagrande, J. G Jr.; Dutra, F. L.; Tonietto, A.; Nachtigal, J. C. & Strelow, E. 2000. Efeito do estiolamento de ramos e do AIB no enraizamento de estacas herbáceas de jabuticabeira. *Revista Brasileira de Agrociência* 6(1): 24-26.
- Carvalho-Oliveira, M. M. C.; Alcantara, G. B.; Cunha, M. R.; Denega, S. & Zuffellato-Ribas, K. C. 2003. Efeito do ácido indol butírico (IBA) no enraizamento de estacas caulinares de *Calliandra tweedii* BENTH. In: IX Congresso Brasileiro de Fisiologia Vegetal. Atibaia-SP, 242p.
- De Klerk, G. J.; Keppel, M.; Ter Brugge, J. & Meekes, H. 1990. Timing of the phases in adventitious root formation in apple microcuttings. *Journal of Experimental Botany* 46: 965-972.
- Esau, K. 1976. Anatomy of seed plants. 3th ed. John Willey and Sons, New York.
- Feder, N. & O'Brien. T. P. 1968. Plant microtechnique: some principles and new methods. *American Journal of Botany* 55(1): 123-142.
- Hartmann, H. T.; Kester, D. E. 2002. Plant propagation: principles and practices. 7th ed. Prentice Hall, New Jersey, 880p.
- Hess, C. E. 1969. Internal and external factors regulating root initiation; root growth. *Buttersworth, London*.
- Hilaire, R. St.; Berwart, C. A. F. & Pérez-Muñoz, C. A. 1996. Adventitious root formation and development in cuttings of *Mussaenda erythrophylla* L. Schum. & Thonn. *HortScience* 31(6): 1023-1025.
- Johansen, D. A. 1940. Plant microtechnique. MacGraw, New York.
- Lima, D. M.; Alcantara, G. B.; Bortolini, Fanti, F. P.; Biasi, L. A.; Quoirin, M.; Koehler, H. S. & Zuffellato-Ribas, K. C. 2006. Substratos e concentrações de ácido naftaleno acético no enraizamento de estacas semilenhosas de *Calliandra selloi* e *Calliandra tweediei*. *Scientia Agraria* 7: 105-111.

- Leitão, A. P. S. 2003. O mercado de flores e plantas ornamentais (Palestra ministrada). In: XIV Congresso Brasileiro de Floricultura e Plantas Ornamentais, I Congresso Brasileiro de Cultura de Tecidos de Plantas. Lavras-MG.Pp.2-5.
- Lorenzi, H. & Souza H. M. 2001. Plantas ornamentais no Brasil – Arbustivas, herbáceas e trepadeiras. 3 ed. Plantarum, Nova Odessa, 1088p.
- Mayer, J. L. S.; Biasi, L. A. & Bona, C. 2006. Capacidade de enraizamento de estacas de quatro cultivares de *Vitis* L. (Vitaceae) relacionada com os aspectos anatômicos. Acta Botânica Brasilica 20(3): 563-568.
- Moreira, F. M.; Appezzato-da-Glória, B. & Zaidan, L. B. P. 2000. Anatomical aspects of IBA-treated microcuttings of *Gomphrena macrocephala* St.-Hil. Brazilian Archives of Biology and Technology 43(2): 221-227.
- Ono, E. O. & Rodrigues, J. D. 1996. Aspectos da fisiologia do enraizamento de estacas caulinares. Jaboticabal, FUNEP.
- Paiva, P. D. O. 2003. Características das principais plantas ornamentais utilizadas em paisagismo. Editora UFLA, Lavras.
- Paiva, H. N. & Gomes, J. M. 1993. Propagação vegetativa de espécies florestais. UFV, Viçosa.
- Schwarz, L. J.; Glocke, P. L. & Sedgley, M. 1999. Adventitious root formation in *Acácia baileyana* F. Muell. Journal of Horticultural Science & Biotechnology 74(5): 561-565.
- Taiz, L. & Zeiger, E. 2004. Fisiologia Vegetal. 3 ed. Artmed, Porto Alegre.
- Tetsumura, T.; Tao, R. & Sugiura, A. 2001. Some factors affecting the rooting of softwood cuttings of Japanese persimmon. Journal of the Japanese Society of Horticultural Science 70(3): 275-280.
- Thomas, P. & Schiefelbein, J. 2002. Cloning and characterization of an actin depolymerizing factor gene from grape (*Vitis vinifera* L.) expressed during rooting in stem cuttings. Plant Science 162: 283-288.
- Vieitez, A. M.; Ballester, A.; Garcia, M. T. & Vieitez E. 1980. Starch depletion and anatomical changes during the rooting of *Castanea sativa* Mill. Scientia Horticulturae 13: 261-266.

CARACTERIZAÇÃO DOS FRUTOS, SEMENTES E GERMINAÇÃO DE QUATRO ESPÉCIES DE LEGUMINOSAS DA RESTINGA DE MARICÁ, RIO DE JANEIRO¹

Isabele Pagels Gonçalves², Michele da Costa Gama²,
Maria Célia Rodrigues Correia^{2,3} & Heloísa Alves de Lima²

RESUMO

(Caracterização dos frutos, sementes e germinação de quatro espécies de leguminosas da restinga de Maricá, Rio de Janeiro) No presente trabalho foi estudada a morfologia dos frutos e das sementes e características de plântulas de: *Canavalia rosea*, *Ormosia arborea*, *Pithecellobium tortum* e *Swartzia apetala* var. *apetala*, de janeiro de 2004 a outubro de 2006, na restinga de Maricá, Rio de Janeiro. As espécies possuem frutos deiscentes com dispersão autocórica. As sementes de *S. apetala* var. *apetala* sugerem também dispersão zoocórica pela presença de um arilo. As sementes recém-coletadas apresentam médias altas de germinação: *C. rosea* (99%), *O. arborea* (100%), *P. tortum* (75%) e *S. apetala* var. *apetala* (93%), entretanto, no habitat natural, só foram encontradas plântulas de *C. rosea*. A germinação é criptocotiledonar em *O. arborea* e *S. apetala* var. *apetala* e fanerocotiledonar em *C. rosea* e *P. tortum*.

Palavras-chave: Leguminosae, Fabaceae, morfologia, fisiologia de sementes, dispersão de sementes, *Canavalia*, *Ormosia*, *Pithecellobium*, *Swartzia*.

ABSTRACT

(Fruit, seed and seedling studies of four species of legume in the restinga of Maricá, Rio de Janeiro) The morphology of fruits, seeds and seedlings of *Canavalia rosea*, *Ormosia arborea*, *Pithecellobium tortum* and *Swartzia apetala* var. *apetala* in the "restinga" of Maricá, state of Rio de Janeiro was studied between January 2004 and October 2006. All species present dehiscent fruits and autochorous dispersal, but the seeds of *S. apetala* var. *apetala* also suggest zoochorous dispersal by the presence of an aril. Newly collected seeds show high germination success: *C. rosea* (99%), *O. arborea* (100%), *P. tortum* (93%) and *S. apetala* var. *apetala* (75%), however, the only seedlings found in the natural habitat were of *C. rosea*. Cryptocotylar seedling was recorded for *O. arborea* and *S. apetala* var. *apetala*, while phanerocotylar seedling was observed in *C. rosea* and *P. tortum*.

Key words: Leguminosae, Fabaceae, morphology, seed physiology, seed dispersal. *Canavalia*, *Ormosia*, *Pithecellobium*, *Swartzia*.

INTRODUÇÃO

Leguminosae, uma das maiores famílias dentre as angiospermas, apresenta ampla distribuição geográfica e tem incalculável importância econômica (Arroyo 1981). Pereira & Araújo (2000) e Pereira *et al.* (2001) destacam-na como a mais importante família botânica das restingas dos estados do Espírito Santo e Rio de Janeiro, com 96 espécies. A predominância das leguminosas é também assinalada em vários levantamentos florísticos: nas florestas tropicais por Gentry (1982), na mata atlântica por Barros *et al.* (1991) e no

Parque Nacional da Restinga de Jurubatiba, que envolve os municípios de Carapebus, Quissamã e Macaé (Araújo *et al.* 2001). Na restinga de Maricá, a família está representada por 28 espécies (Silva & Oliveira 1989).

Pesquisas sobre a germinação de sementes e o conhecimento morfológico de plântulas podem fornecer uma ferramenta de grande utilidade na identificação de espécies, além de complementar estudos de ecologia, agronomia e taxonomia (Parra 1984, Oliveira 1993, Silva 2003). Segundo Oliveira (2001), devido ao grande número de espécies de leguminosas, fica

Artigo recebido em 10/2007. Aceito para publicação em 04/2008.

¹Parte do projeto "Germinação das sementes e caracterização das plântulas de espécies das restingas do estado do Rio de Janeiro".

²Laboratório de Biologia Reprodutiva, Departamento de Botânica do Museu Nacional/UFRJ, Quinta da Boa Vista s/nº, São Cristóvão, 20940-040, Rio de Janeiro, RJ, Brasil.

³Autor para correspondência: mcorreia@acd.ufrj.br

evidente a existência de problemas taxonômicos e impasses filogenéticos, que a análise tradicional de órgãos vegetativos e florais é insuficiente para solucionar. Desta forma, a autora salienta a importância de estudos de frutos, sementes, plântulas e plantas jovens, não somente com propósitos taxonômicos, filogenéticos ou ecológicos, mas, sobretudo, como contribuição para o conhecimento das espécies desta família.

Informações sobre a germinação das sementes de restinga podem contribuir para a preservação das espécies neste ecossistema e são essenciais para proteger muitas espécies contra a ameaça de extinção. O reconhecimento de plântulas e de plantas jovens no ecossistema restinga pode ser de grande valor para estabelecer a dinâmica de populações presentes, já que a fase de plântula é crítica e pouco conhecida, principalmente para este ambiente (Zamith & Scarano 2004).

As restingas são ecossistemas muito bem representados em todo o litoral do Brasil. Porém, apesar de ser um tipo de ambiente único, de imensa biodiversidade e de beleza natural, é muito descaracterizado ou até, por muitas vezes, totalmente dizimado. Em virtude da localização privilegiada, a restinga sofre com a especulação imobiliária em grande escala, que vem alterando significativamente tanto a estrutura da vegetação como a composição florística.

Neste contexto, este trabalho visa conhecer as médias de germinação e os estudos de desenvolvimento das plântulas de: *Canavalia rosea* (feijão-da-praia” ou “cipó-da-praia”), *Ormosia arborea* (“olho-de-cabra”, “olho-de-boi” ou “pau-ripa”), *Pithecellobium tortum* (“vinhático-de-espinho”) e *Swartzia apetala*.

MATERIAL E MÉTODOS

Os trabalhos de campo compreenderam excursões quinzenais à área de estudo, de janeiro/2004 a outubro/2006, para: demarcação das áreas de observação; registro dos períodos de floração e de frutificação e

acompanhamento destes eventos; coleta de frutos maduros e de sementes; e localização de plântulas das espécies em estudo, sendo realizada uma varredura de cerca de 1 km² na área de ocorrência das espécies, incluindo moitas e áreas desnudas.

Os frutos obtidos de polinizações naturais (controle) das espécies em estudo foram ensacados com sacos de filó no início do desenvolvimento e mensurados a cada excursão. Quando maduros, os frutos foram analisados quanto ao tamanho e quantidade de sementes. As sementes foram contadas, mensuradas e analisadas sob microscópio estereoscópio. Foram consideradas sementes viáveis aquelas que continham embrião; e abortadas ou inviáveis as mal formadas, muito pequenas ou sem embrião. Para *C. rosea* foi avaliada a incidência de formação de frutos ao longo da inflorescência (N=181 frutos).

Para a germinação das sementes e desenvolvimento de plântulas foram efetuados experimentos em condições ambientais. Sementes foram colocadas para germinar em placas de Petri com 15 cm de diâmetro, forradas com papel de filtro e umedecidas com água destilada. Para *C. rosea* também foram usados substratos de vermiculita, areia e terra vegetal. Os experimentos foram acompanhados diariamente e mantidos umedecidos com água destilada, durante todo o período em que houve germinação de sementes.

As sementes usadas nos experimentos de germinação foram retiradas, manualmente, de vários frutos e colocadas para germinar nos dias subsequentes às coletas de campo. O número das sementes em cada amostra variou de 12 a 37, de acordo com a disponibilidade das mesmas.

Considerou-se o início da germinação como a data em que há o rompimento dos tegumentos e a emergência da raiz principal. A definição de plântula usada foi a de Parra (1984), que inclui todos os estádios de desenvolvimento desde a emergência da raiz principal até o aparecimento do primeiro

metáfilo. Cada estágio do desenvolvimento foi desenhado ou fotografado e anotado o número de dias decorridos, nesta ordem: aparecimento da raiz principal, dos cotilédones, das primeiras folhas, do tempo que os cotilédones ficam exauridos e secam.

Na germinação das sementes de *O. arborea*, que possuem tegumento resistente, além de sementes sem nenhum tratamento foram testadas sementes escarificadas (lixadas). Para o teste com sementes de *S. apetala* var. *apetala*, o arilo que envolve o tegumento da semente foi retirado manualmente. Para a germinação das sementes de *C. rosea* foram ainda realizados outros dois experimentos: 1. Sementes coletadas diretamente da areia no *habitat* natural: sementes expostas ao sol intenso, ventos e chuvas, por um período não determinado (N=37); 2. Testes de soterramento de sementes em laboratório: sementes foram colocadas para germinar no fundo de copos, com substrato de areia (trazida da restinga de Maricá), a profundidades de 5 cm (N=5), 10 cm (N=5) e 20 cm (N=5).

Plântulas de *C. rosea*, com cerca 30 cm de altura, foram transplantadas para canteiros (expostas diretamente à luz do sol), e para sacos plásticos mantidos em casa de vegetação (expostas a mais sombreamento). O substrato usado foi uma mistura de terra vegetal com areia da praia. Após 35 dias, cinco plântulas de *C. rosea* dos canteiros e da casa de vegetação foram analisadas quanto ao sistema radicular.

RESULTADOS

1. *Canavalia rosea* (Sw.) DC.

Na restinga de Maricá *C. rosea* é uma leguminosa muito freqüente na zona psamófito-reptante. Nesta comunidade, divide seu habitat principalmente com *Iresine portulacoides* Moq. (Portulacaceae), *Sporobolus virginicus* Kunth (Poaceae), *Pilosocereus arrabidaei* (Lem.) Byles & Rowl (Cactaceae), *Ipomoea pes-caprae* (L.) Sweet e *Ipomoea imperati* (Vahl) Griseb. (Convolvulaceae).

Canavalia rosea por apresentar hábito estolonífero, folhas trifolioladas de cor verde clara e flores rosa destaca-se bem entre as outras plantas da zona psamófito-reptante. Seu hábito permite que ramificações cresçam em direção à comunidade de halófitas onde ficam mais expostas às águas das marés e à forte ação eólica.

As flores de *C. rosea* são zigomorfas, hermafroditas, nectaríferas, odoríferas (odor doce bem suave) e reúnem-se em inflorescências racemosas do tipo cacho. A espécie apresenta floração nos meses de março a maio, destacando-se um número maior de flores em fim de março e abril; o desenvolvimento dos frutos ocorre de março a junho.

Os frutos de *C. rosea* são legumes, com média de 12,4 cm de comprimento (N=100; dp=1,90), de pericarpo grosso e de coloração verde por todo seu desenvolvimento, que se estende por quatro meses (Fig. 1a). Ao fim deste período, o fruto apresenta a cor marrom, entretanto, permanece ainda preso à inflorescência por mais um ou dois meses (Fig. 1b), quando racha, expondo as sementes e dispersando-as sobre o solo da restinga (Fig. 1c, d, e).

A formação dos frutos no eixo da inflorescência varia, sendo observados 51% de frutos na base, 28% no centro e 21% no ápice (N=181 frutos). O número de sementes por fruto apresenta média de 6,59 (N=100; dp=1,23). As sementes são ovóides com tegumento espesso de coloração castanha, com pequenas manchas de tonalidade mais clara (Fig. 2a, a') e medem em média 1,5 cm de comprimento (N=10; dp=0,05).

1.1. Desenvolvimento das plântulas de *Canavalia rosea*

Sementes recém coletadas de frutos maduros de *C. rosea* apresentaram percentuais altos de germinação em todos os substratos testados: 96,6% em papel de filtro (N=30), 100% em areia (N=18), 100% em terra vegetal (N=18) e 100% em vermiculita (N=12).



Figura 1 – a-c. *Canavalia rosea* (SW.) DC. – a. frutos em desenvolvimento; b. frutos maduros; c. frutos abertos liberando as sementes; d. frutos em decomposição na areia; e. sementes dispersas na areia (setas).

Canavalia rosea apresenta germinação fanerocotiledonar, rompendo o tegumento e emitindo a raiz principal em torno de dois dias (Fig. 2b). As sementes quando colocadas para germinar absorvem muita água, dobrando seu tamanho (Fig. 2b). O hipocótilo é crasso, tem tonalidade verde-clara e seu crescimento é muito rápido (Fig. 2c-d). Com seis dias, a plântula mostra uma curvatura típica do hipocótilo, em forma de joelho, iniciando-se a liberação dos cotilédones (Fig. 2e). Plântulas com oito dias, apresentam 12 cm de altura, cotilédones liberados e raízes secundárias (Fig. 2f). Os cotilédones são verdes, carnosos e medem 2,5 cm de comprimento. Quando

os cotilédones encontram-se totalmente livres do tegumento, surgem os eófilos. A plântula com 11 dias mede 22 cm de altura; nesta fase os eófilos encontram-se totalmente expandidos (Fig. 2g). Logo a seguir os cotilédones caem (Fig. 3h). Os eófilos apresentam filotaxia oposta, forma cordiforme com nervação bem marcante, bordos lisos e na base do pecíolo um pulvínulo (Fig. 3h'). A plântula com 13 dias mede 24 cm de altura, apresenta sistema radicular com algumas ramificações, eófilos e folhas definitivas (Fig. 3i). Os metáfilos são trifoliolados, têm pecíolos longos e estípulas pequenas e triangulares. O segundo metáfilo surge pouco depois, com 17 dias (Fig. 3j).

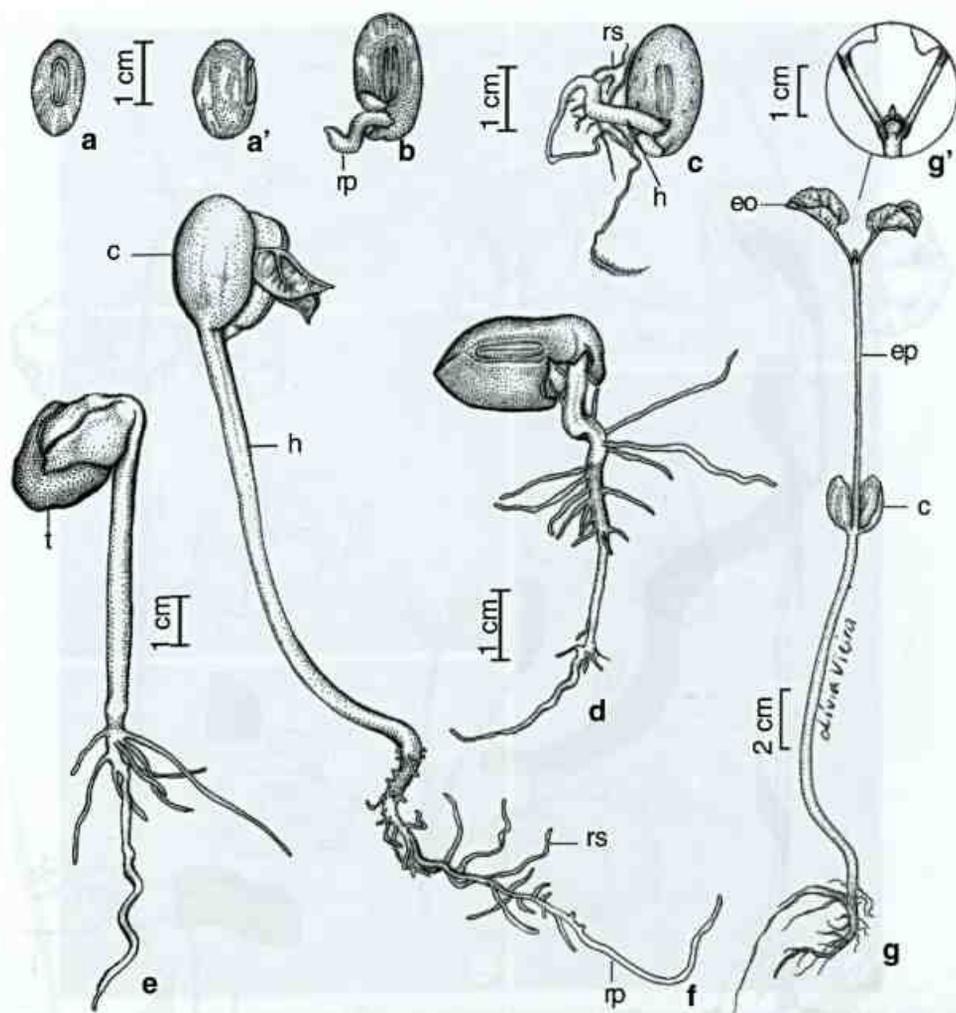


Figura 2 – Desenvolvimento da plântula de *Canavalia rosea* (Sw.) DC. – a. semente em vista frontal; a'. semente em vista lateral; b. semente com aproximadamente o dobro do tamanho natural, com cerca de 2 dias de germinada, mostrando emissão da raiz principal (rp); c. plântula com 4 dias mostra o hipocótilo (h) e surgimento de raízes secundárias (rs); d. plântula com 5 dias com o tegumento da semente se soltando; e. plântula com 6 dias, mostra a curvatura típica do hipocótilo e início da liberação dos cotilédones ainda presos ao tegumento (t); f. plântula com 8 dias, tem os cotilédones livres (c) e início da emissão dos eófilos; g. plântula com 11 dias tem um epicótilo fino (ep), eófilos totalmente distendidos (eo) e início da senescência dos cotilédones (c); g'. detalhe das estípulas presentes entre os eófilos.

Os metáfilos podem surgir tanto da base da inserção dos eófilos quanto de uma haste solitária da mesma inserção (Fig. 3i, j).

Nos experimentos de germinação com sementes coletadas diretamente na areia, a média de germinação registrada foi 84% (N=37), num período de 314 dias.

Os experimentos de germinação com sementes soterradas apresentaram 100% de germinação quando soterradas a 5 cm de profundidade, 80% quando soterradas a 10 cm

de profundidade e 0% (nenhuma semente germinada) quando soterradas a 20 cm.

No ambiente natural foram registradas plântulas de *C. rosea* em várias fases de desenvolvimento, com emissão da raiz principal, com os cotilédones e com as primeiras folhas tanto na zona de psamófito-reptante quanto na zona de halófitas (Fig. 4a-c). Nesta última, as plântulas encontravam-se soterradas entre 5 a 10,5 cm de profundidade (Fig. 4d).

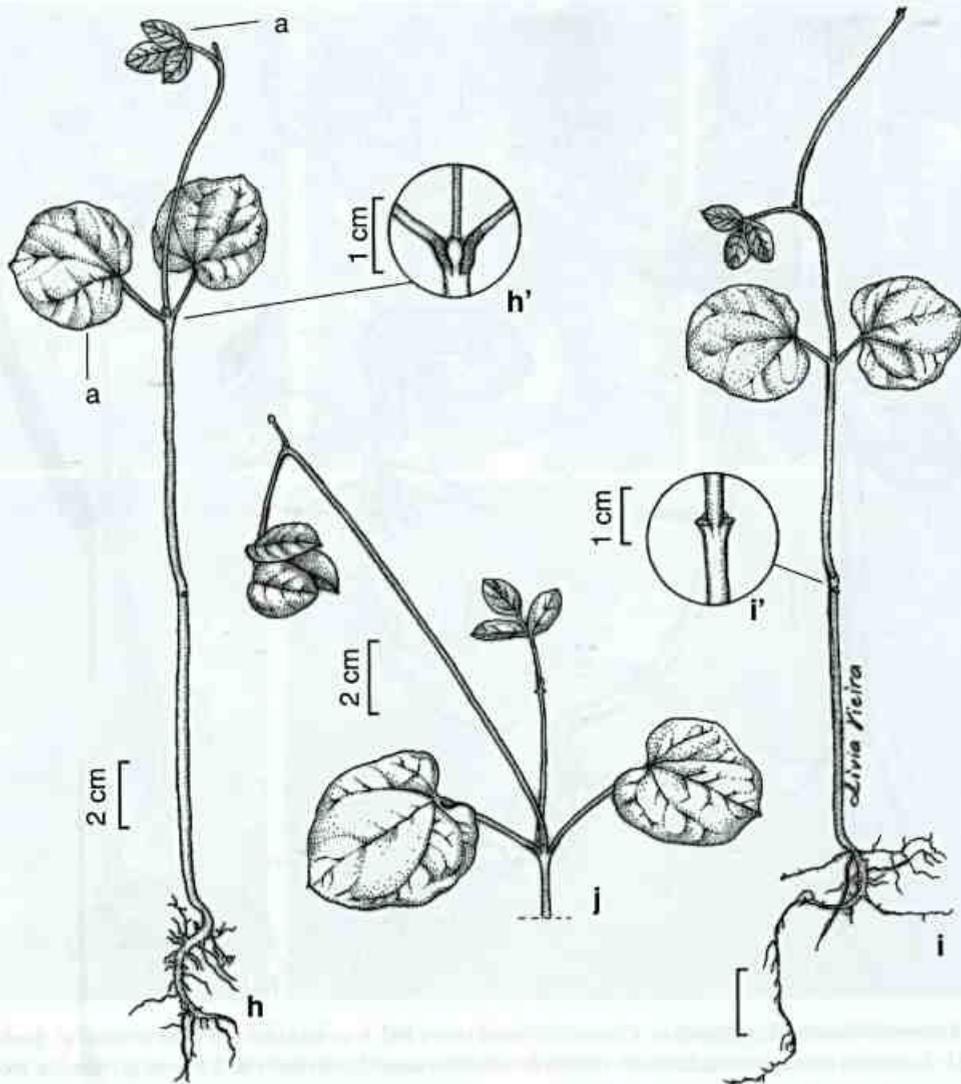


Figura 3 – Desenvolvimento da plântula de *Canavalia rosea* (Sw.) DC – h. plântula com 15 dias mostra os eófilos (eo) completamente desenvolvidos e o início de formação dos metáfilos (m). Neste estágio a plântula perde os cotilédones; h'. detalhe dos pulvínulos dos eófilos; i. plântula com 17 dias apresenta eófilos e metáfilos; i'. detalhe da cicatriz dos cotilédones; j. detalhe do par de eófilos e dos metáfilos trifoliolados. A plântula nesta fase tem 23 dias e uma altura 40 cm.

Plântulas de *C. rosea* cultivadas em canteiros expostos diretamente à luz do sol apresentam nódulos radiciais com cerca de um mês de idade (Fig. 4e).

2. *Ormosia arborea* (Vell.) Harms

Ormosia arborea é uma árvore que se localiza no cordão arenoso interno da restinga de Maricá. As flores de *O. arborea* são zigomorfas, hermafroditas, nectaríferas,

levemente odoríferas e reúnem-se em inflorescências racemosas do tipo cacho. Apresenta floração subanual envolvendo os meses de novembro/dezembro/janeiro e os frutos amadurecem, paulatinamente, de fevereiro a outubro/novembro, podendo permanecer já maduros na árvore por alguns meses. Os legumes variam de 3,5 a 8,5 cm de comprimento e 2,5 a 3 cm de largura (N=30), de acordo com o número de sementes (1–4)

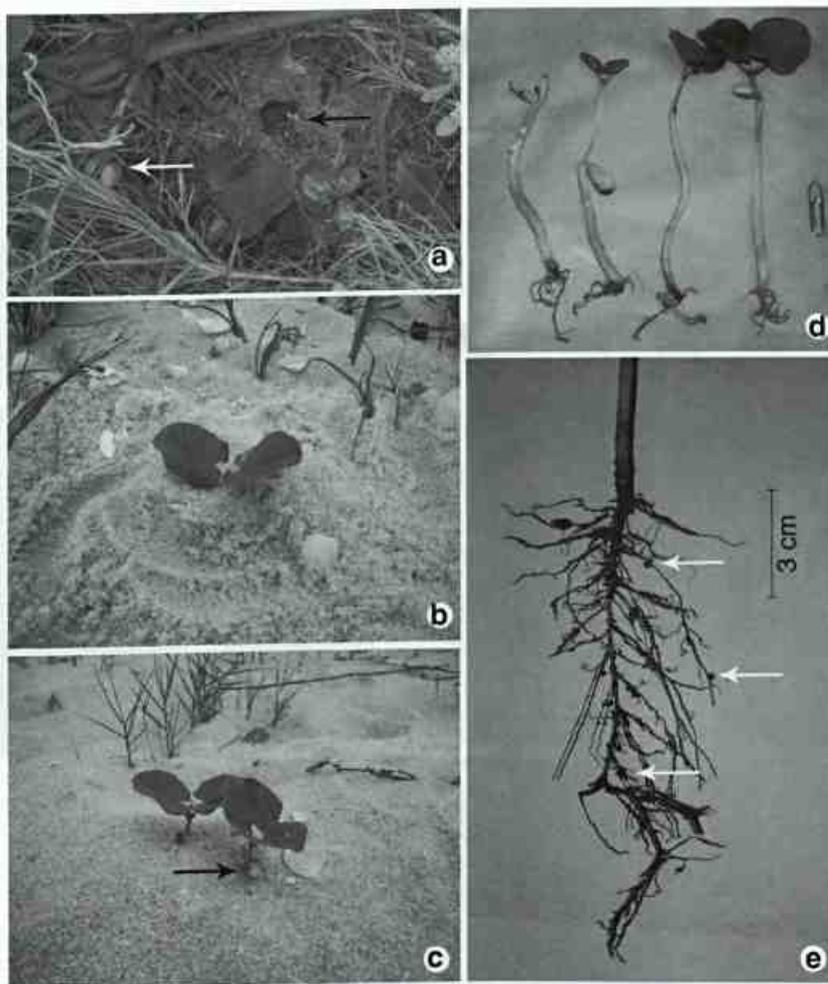


Figura 4 – Plântulas de *Canavalia rosea* (Sw.) DC. – a. na zona psamófito-reptante, com emissão da raiz principal e com os cotilédones (setas); b-c. na zona halófito, soterradas, mostrando os eófilos; d. sequência de germinação encontrada na zona halófito, notar a espessura e a tonalidade clara do hipocótilo e dos cotilédones; e. detalhe dos nódulos radiciais (setas) em plântulas cultivadas nos canteiros do Horto Botânico do Museu Nacional, com cerca de um mês.

presentes em cada fruto (Fig. 5a-e). Ocorre alto índice de aborto de sementes e de óvulos (Fig. 5b, d, e). As sementes são bicolors (abóbora, parte mais extensa, e preta, Fig. 6a) e apresentam média de 1,2 cm de comprimento ($N=30$, $dp=0,14$).

2.1 Desenvolvimento das plântulas de *Ormosia arborea*

O percentual de germinação das sementes de *O. arborea* foi alto, tanto em sementes escarificadas (100%, $N=12$), quanto em sementes não escarificadas (90%, $N=11$). A germinação é criptocotiledonar com

emissão da raiz principal em cerca de 9 a 12 dias, respectivamente, em sementes escarificadas e não escarificadas (Fig. 6b). O epicótilo é cilíndrico, de cor verde clara, tem superfície pilosa e apresenta crescimento bem rápido (Fig. 6c-f). Os cotilédones são verdes e crassos. A plântula com 26 dias mede 12 cm de altura, apresenta sistema radicular pouco desenvolvido com algumas raízes secundárias e os eófilos (Fig. 6g, h). Estes apresentam filotaxia oposta, forma elíptica com nervuras bem marcantes e bordos ondulados (Fig. 6i, j). Uma plântula com 50 dias mostra a formação do terceiro eófilo, um

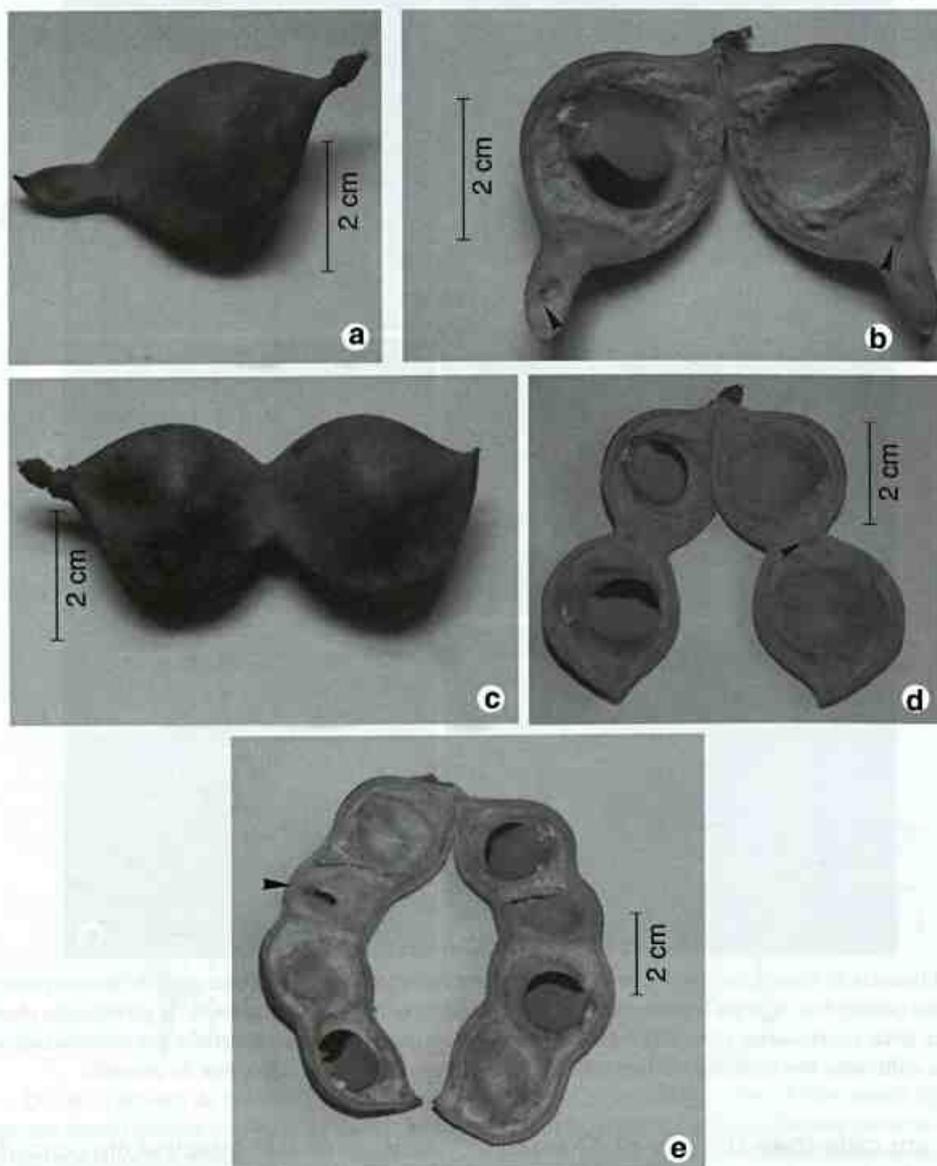


Figura 5 – Frutos de *Ormosia arborea* (Vell.) Harms. – a, c. frutos fechados; b, d. frutos abertos mostrando uma e duas sementes e óvulos não fecundados (setas); e. fruto aberto com três sementes e uma semente abortada (seta).

sistema radicular mais desenvolvido e ainda a presença dos cotilédones, porém já bem diminuídos (Fig. 6k). Com 70 dias os cotilédones murcham. Não foram registradas plântulas de *O. arborea* no habitat natural.

3. *Pithecellobium tortum* Mart.

Pithecellobium tortum é uma arbusto que ocorre próximo à praia, tem porte prostrado,

com ramos muito tortuosos e próximos ao solo, formando pequenas moitas. As flores são brancas, hermafroditas, nectaríferas, emitem um odor agradável e doce e são reunidas em sinflorescências.

A floração ocorre em outubro/novembro e a maturação dos frutos em agosto/setembro com a planta quase totalmente destituída de sua folhagem. Os frutos são legumes helicoidais

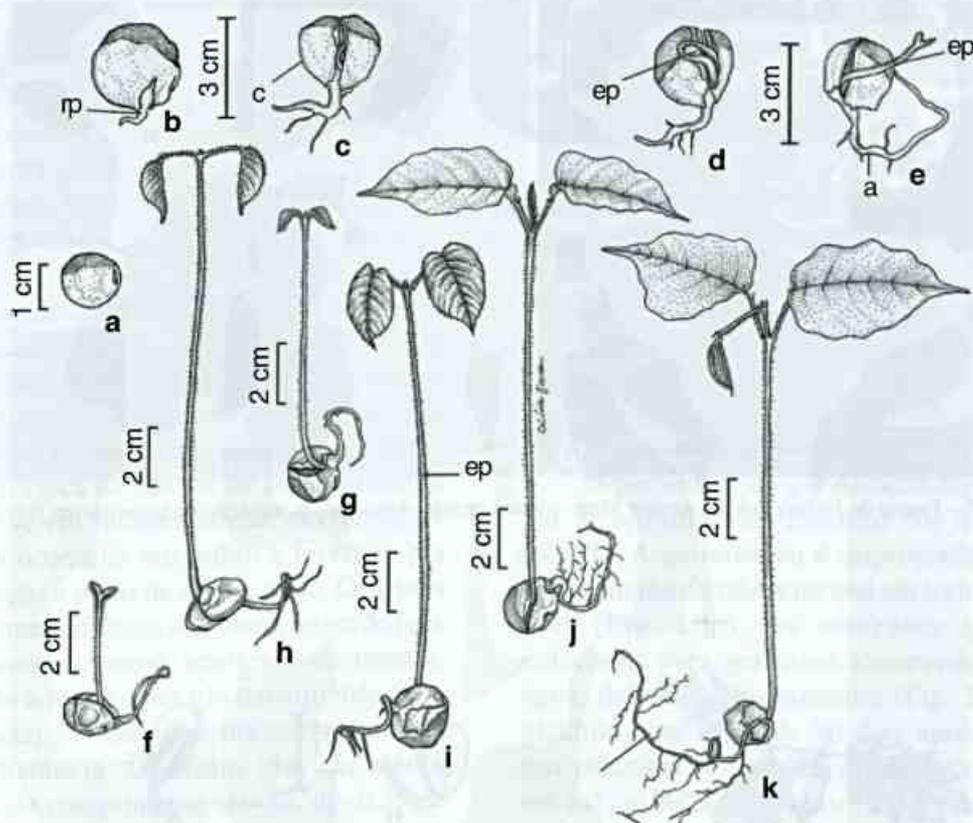


Figura 6 – Desenvolvimento da plântula de *Ormosia arborea* (Vell.) Harms. – a. semente; b. semente com 9 dias, surgindo a raiz principal (rp); c. plântula com 12 dias, mostrando cotilédones (c); d-f. plântulas com 13 dias mostrando o desenvolvimento do epicótilo (ep); g-i. plântulas com 20 a 26 dias mostrando o epicótilo (ep) e os eófilos; j. plântula com os eófilos totalmente desenvolvidos, notar a intensa pilosidade do epicótilo e surgimento de raízes secundárias; k. plântula com 60 dias, 20 cm de altura, mostrando primeiro e segundo pares de eófilos, raiz principal (rp) e raízes secundárias (rs). Observar nesta fase o início da senescência dos cotilédones.

deiscentes, de coloração verde escura que passa a marrom com a maturidade, possuindo um odor forte e agradável (Fig. 7a, b). Os frutos apresentam em média 3,7 cm de comprimento ($N=28$, $dp=0,49$) e contêm em média 14 sementes ($N=28$, $dp=7,6$). Estas são ovóides, de coloração acinzentada com uma mancha escura no centro da semente, no sentido longitudinal, e têm média de 0,5 cm de comprimento ($N=50$, $dp=0,05$, Fig. 8a). Nos frutos analisados foram observados aborto e predação de sementes.

3.1 Desenvolvimento das plântulas de *Pithecellobium tortum*

O percentual de germinação registrado em *P. tortum* foi de 75% ($N=20$). A germinação é fanerocotiledonar com emissão da raiz principal em cerca de quatro dias (Fig. 8b). Após cinco dias, inicia-se o desenvolvimento do hipocótilo (Fig. 8c). A plântula com 13 dias já mostra o início de liberação dos cotilédones do tegumento, nesta fase o hipocótilo cresce bem rápido, tem superfície lisa e aspecto frágil (Fig. 8d, e). Com 15 dias os cotilédones estão

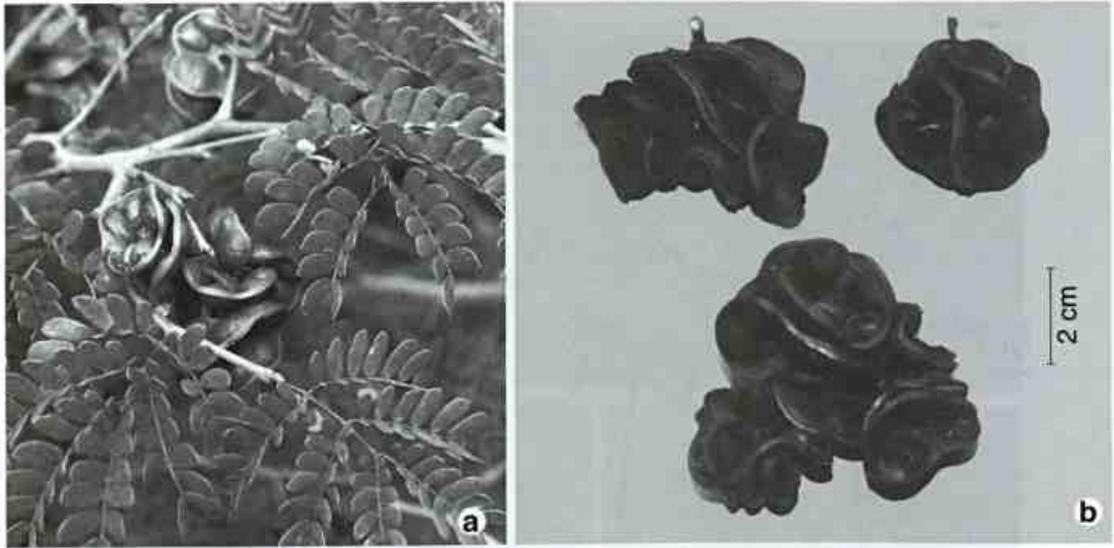


Figura 7 – Frutos de *Pithecellobium tortum* Mart. – a. em desenvolvimento; b. variação de tamanho em frutos abertos.

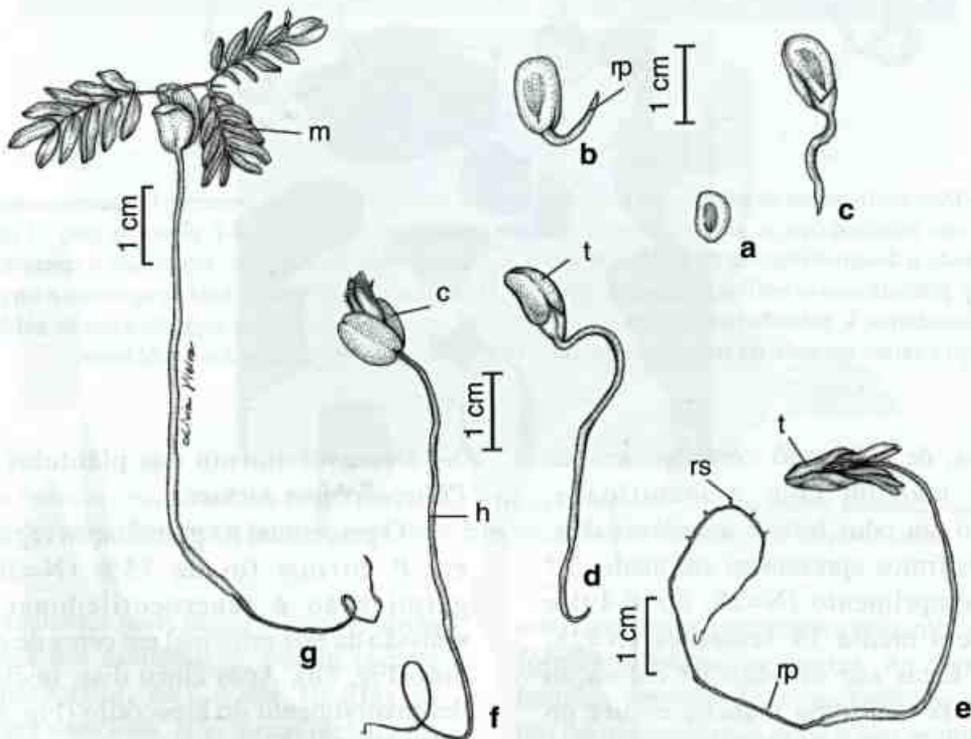


Figura 8 – Desenvolvimento da plântula de *Pithecellobium tortum* Mart. – a. semente; b. semente com cerca de 4 dias de germinada emitindo a raiz principal (rp); c. plântula com 5 dias mostrando início de emissão do hipocótilo; d. plântula com 10 dias com o hipocótilo bem alongado e cotilédones protegidos pelo tegumento (t); e. plântula com 15 dias mostrando início de liberação dos cotilédones do tegumento (t), raiz principal longa (rp) e raízes secundárias (rs); f. plântula com 16 dias, mostrando os cotilédones livres (c) e início do surgimento dos metafílos; g. plântula com 30 dias, 12 cm de altura, com metafílos (m) totalmente distendidos.

completamente expandidos e observa-se o início do surgimento dos metáfilos paripenados (Fig. 8f). Os cotilédones são pequenos (0,8 cm de comprimento), verdes e carnosos. Com 25 dias a plântula atinge 12 cm de altura e tem os folíolos completamente distendidos (Fig. 8g). Com cerca de 30 dias a plântula perde os cotilédones. Não foram registradas plântulas no habitat natural.

4. *Swartzia apetala* Raddi var. *apetala*

Swartzia apetala var. *apetala* é um arbusto encontrado no cordão arenoso interno da restinga de Maricá. As flores são zigomorfas, hermafroditas, apétalas, odoríferas, possuem cerca de 1,0 cm de comprimento e reúnem-se em inflorescências racemosas. A floração ocorre de novembro a fevereiro e a frutificação a partir de abril a julho. Os frutos são legumes elípticos, de coloração verde (nos três primeiros meses de seu desenvolvimento), passando a alaranjados (do terceiro mês até a deiscência), tornando a planta muito atrativa à longa distância. Os frutos têm em média 2,7 cm de comprimento (N=32, dp=0,35) e

possuem uma (63%; N=55), duas (32,7%; N=55) ou três sementes (3,6%; N=55). Observa-se que o comprimento do fruto não varia com a presença de uma ou mais sementes (Fig. 9a-c). Ocasionalmente foram observadas sementes abortadas (Fig. 9d).

As sementes apresentam forma próxima à ovóide, são de cor preta com um tegumento brilhante e possuem um arilo de cor branca na parte superior da semente (Fig. 10a). As sementes têm em média 1,8 cm de comprimento (N=56, dp=0,51).

4.1 Desenvolvimento das plântulas de *Swartzia apetala* var. *apetala*

O percentual de germinação registrado em *S. apetala* var. *apetala* foi de 93% (N=35). A germinação é criptocotiledonar, com emissão da raiz principal em torno de 21 dias (Fig. 10b). As sementes quando colocadas para germinar absorvem muita água, dobrando seu tamanho (Fig. 10c). A plântula com cerca de 20 dias apresenta a raiz principal bem desenvolvida alcançando até 5,0 cm de comprimento, nesta fase, já se

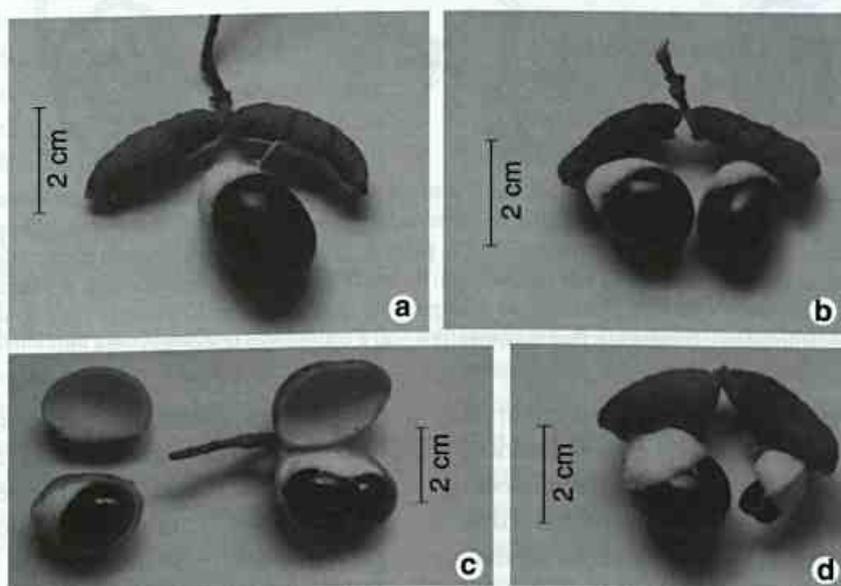


Figura 9 – Frutos de *Swartzia apetala* Raddi var. *apetala* – a. com uma só semente pêndula pelo funículo, notar a cor preta brilhante contrastando com o arilo branco; b. com duas sementes; c. similaridade dos tamanhos de frutos com uma e duas sementes; d. fruto mostrando aborto de uma das sementes.

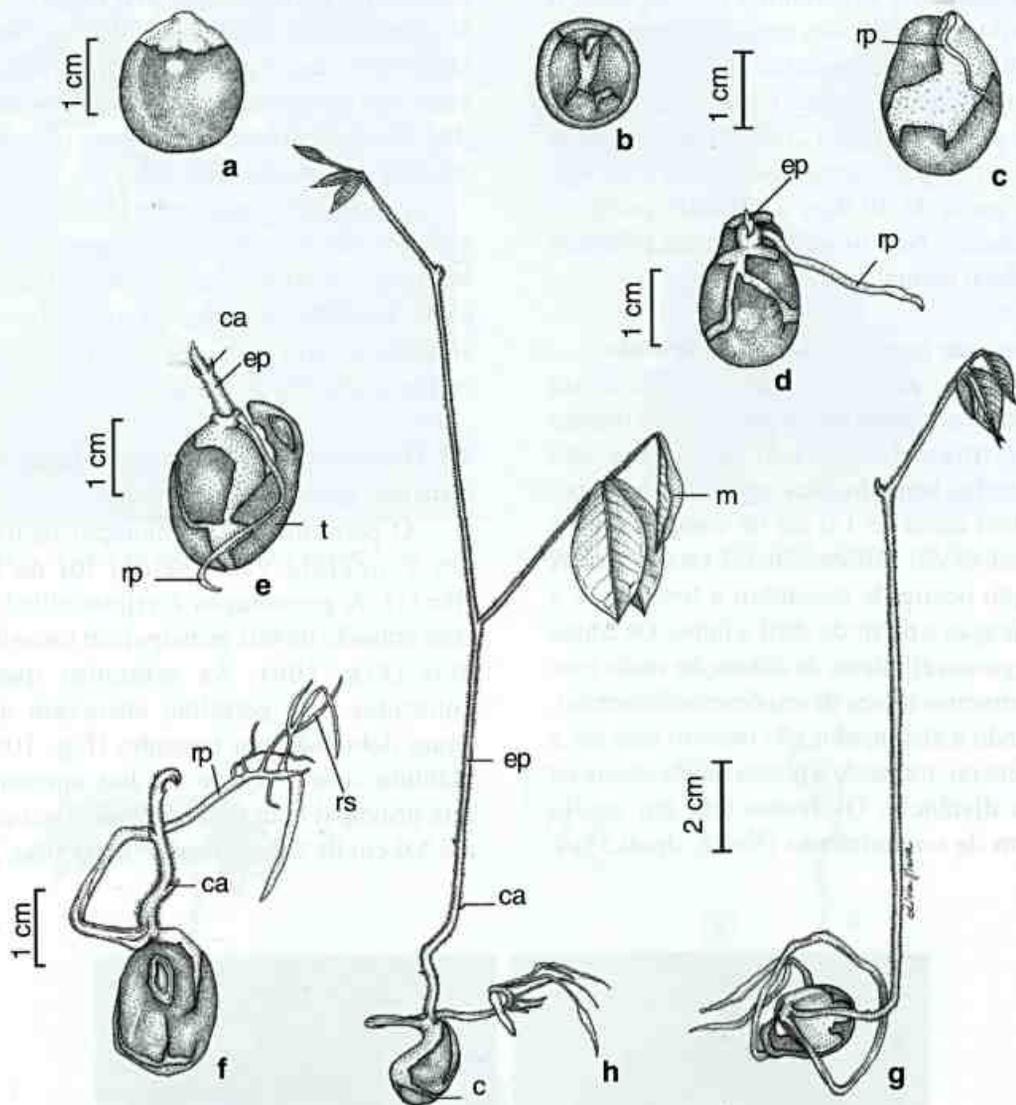


Figura 10 – Estudos do desenvolvimento da plântula de *Swartzia apetala* Raddi var. *apetala* – a. semente com arilo; b. semente com o tegumento rachado; c. semente com 21 dias de germinada, emitindo a raiz principal (rp); d. plântula mostrando o início da emissão do epicótilo (ep) e raiz principal (rp); e. plântula com 24 dias evidenciando o epicótilo que apresenta catáfilos (ca); f. plântula com 30 dias, com três catáfilos (ca) no epicótilo e raízes secundárias (rs); g. plântula com 40 dias, 13 cm de altura, mostrando epicótilo muito piloso e surgimento dos mesófilos; h. plântula com 60 dias, mostrando metáfilos (m), epicótilo piloso, comprido e fino (ep), catáfilos (ca) e cotilédones que começam a diminuir de tamanho (c).

observa nas sementes germinadas o início da emissão do epicótilo (Fig. 10d). Este é cilíndrico, piloso, de cor verde escura, apresenta crescimento lento e produz de três a quatro catáfilos alternos (Fig. 10e-f). A plântula com 26 dias apresenta grande crescimento de raízes secundárias (Fig. 10f). Com 50 dias o epicótilo piloso é bem fino e frágil e bifurca-se, surgindo os eófilos (Fig. 10g). A plântula com cerca de

dois meses apresenta quase sempre uma bifurcação no epicótilo, de onde surgem hastes com outros metáfilos. Os metáfilos são trifoliolados, sendo os folíolos sésseis e pulvinulados. A plântula nesta fase tem os cotilédones murchos e 20 cm de altura (Fig. 10h). Após 90 dias, os cotilédones desaparecem. No habitat natural não foram observadas plântulas de *S. apetala* var. *apetala*.

DISCUSSÃO E CONCLUSÕES

Canavalia rosea, *Ormosia arborea*, *Pithecellobium tortum* e *Swartzia apetala* são altamente atrativas pelas suas flores, destacando-se, ainda, pela beleza de seus frutos e sementes. Todas as espécies apresentam frutos deiscentes e sementes com dispersão autocórica. Em *S. apetala*, o contraste de cor entre o pericarpo e a semente, e a presença de um vistoso arilo branco sugerem dispersão biótica, possivelmente por pássaros (Pijl 1972).

A existência de estudos sobre plântulas de leguminosas brasileiras é escassa, muito embora se destaquem os trabalhos de Silva *et al.* (1988), Lima (1989-90), Oliveira & Beltrati (1992), Pereira (1992), Oliveira (1999; 2001) e Rodrigues & Tozzi (2007a,b). Para outras famílias do ambiente restinga, destacam-se os trabalhos de Correia (2002), Correia *et al.* (2005) e Correia & Lima (2006), em espécies de Bignoniaceae e Ferreira & Correia (2005), Ferreira *et al.* (2006) em espécies de Bromeliaceae.

Leguminosae apresenta uma grande diversidade no que se refere ao tipo de germinação das sementes. Neste estudo foram registradas espécies com germinação criptocotiledonar (*O. arborea* e *S. apetala*) e fanerocotiledonar (*C. rosea* e *P. tortum*). Para *Ormosia* há registros de espécies com germinação criptocotiledonar e fanerocotiledonar (Rodrigues & Tozzi 2007b), ao passo que em *Swartzia* parece haver uma uniformidade com relação ao tipo de germinação, com registros de germinação criptocotiledonar também para *S. langsdorffii* Raddi (Oliveira 2001) e *S. polyphylla* (Silva *et al.* 1988).

Com relação aos experimentos de germinação realizados neste trabalho, não foi observado nenhum fator que impedisse a germinação das sementes, tendo-se registrado percentuais elevados de germinação (75% a 100%) em sementes recém coletadas de todas as espécies de leguminosas testadas. A germinação das espécies em estudo ocorreu num período de 2–10 dias (*C. rosea*, *P. tortum* e *O. arborea*) a 21 dias (*S. apetala*).

Os experimentos realizados em *C. rosea* mostraram que as sementes apresentaram alto poder germinativo em todos os substratos testados. Esses resultados diferem daqueles de Lucas & Arrigoni (1992), que obtiveram para a espécie média pouco expressiva de germinação, em torno de 30%, tanto em presença de luz quanto no escuro. Ainda segundo os autores, regimes de alternância de temperatura em termoperíodos de 12 horas promovem a germinação na luz e no escuro, mas, mesmo nestes casos, o máximo obtido foi inferior a 50% de germinação.

Os experimentos de germinação com sementes de *C. rosea* encontradas na areia e que estavam expostas a todas as intempéries das zonas halófitas e psamófitas-reptantes revelaram um percentual alto de germinação (84%), mostrando que as sementes não perderam o poder germinativo. Essas zonas (próximas ao mar) são altamente instáveis e estressantes para as plantas, devido à salinidade do solo, alta radiação solar, deficiência de nutrientes, rajadas de areia, dessecação pelo vento, ação humana, herbivoria e, principalmente, mobilidade do substrato que causa o soterramento de plantas e a remoção por ações eólicas e erosivas do mar (Araújo & Henriques 1984, Lee & Ignaciuk 1985, Maun 1994). Segundo Maun (*loc. cit.*) a grande variabilidade de microhabitats, gerada pela ação do vento e das ondas do mar, cria severas e incertas condições para a germinação de sementes, emergência de plântulas e o estabelecimento destas.

As espécies que ocupam as zonas halófitas e psamófitas-reptantes apresentam adaptações especiais que permitem resistir e sobreviver a episódios de soterramento, sendo a capacidade das plantas de tolerar o soterramento variável entre espécies e dependente da extensão e duração do soterramento, do estágio de desenvolvimento e ainda da forma de vida das espécies vegetais (Maun 1994). *C. rosea* manteve os altos índices de germinação, com emergência, após experimentos de soterramento até 10 cm de

profundidade. Fáveri & Castellani (1998) soterraram, experimentalmente, sementes já germinadas de *C. rosea*. As plântulas submetidas aos experimentos emergiram após soterramento de 5 e 10 cm de profundidade, mas nenhuma plântula emergiu de 15 a 20 cm. Nossos resultados confirmam os de Fáveri & Castellani (1998) e acrescentam ainda a capacidade das sementes de germinar, mesmo soterradas até 10 cm.

Segundo Moreno-Casasola (1986) estudos de comunidades vegetais mostraram que há uma estreita correlação entre o movimento da areia e a composição de espécies, cobertura e densidade. O soterramento elimina espécies intolerantes, reduz a abundância relativa de espécies pouco tolerantes e aumenta a abundância de espécies tolerantes. Para Maun (1994), plântulas podem se beneficiar do soterramento devido a muitos fatores como: mais espaço para o crescimento da raiz, mais nutrientes no novo substrato, mudanças na biota, melhor disponibilidade de umidade e melhor microhabitat. O autor relatou que plântulas de *Panicum virgatum* L., emersas após soterramentos profundos, demonstram melhores possibilidades de sobrevivência, por causa do melhor acesso à umidade do solo. Acrescentou ainda, que o soterramento confere vantagens para sementes e plântulas nas dunas da costa. Sementes soterradas podem não só escapar da predação, mas também encontrar condições melhores para germinação, o que provavelmente acontece com as sementes de *C. rosea* na área de estudo da restinga de Maricá.

Os altos percentuais de germinação obtidos para as sementes de *O. arborea*, escarificadas ou não, num período de 7 a 13 dias, diferem dos resultados obtidos por Zamith & Scarano (2004) que classificaram a espécie como de germinação média (1–74%) e lenta (14–97 dias), sem detalhar se as sementes foram ou não escarificadas.

Para outras espécies de *Swartzia* os índices de germinação foram mais baixos do que os obtidos para *S. apetala*, a saber: 48%

em germinador e 36% em estufa de sombrite, para *S. langsdorffii* (Oliveira 2001) e 54% para *S. polyphylla* (Silva et al. 1988).

A presença de nódulos radiciais em *C. rosea* ocorreu em plântulas com cerca de um mês, tanto na raiz principal quanto nas raízes secundárias, entretanto em *S. apetala* estes nódulos aparecem em plantas aos nove meses, somente nas raízes secundárias. Segundo Oliveira (2001) em plântulas ou plantas jovens de leguminosas é comum já serem observados nódulos radiciais, tanto na raiz principal quanto nas raízes secundárias. A autora registrou nódulos radiciais nas raízes secundárias de plantas jovens de *S. langsdorffii*, a partir dos 13 meses.

Nas espécies estudadas, somente *C. rosea* apresentou plântulas no *habitat* natural. Deve ser ressaltada a importância de se conhecer a morfologia das sementes e das plântulas, uma vez que só foi possível identificá-las no ambiente natural após comparação com as plântulas cultivadas durante os experimentos de germinação em laboratório.

AGRADECIMENTOS

À bióloga e desenhista Lívia Botinhão Vieira dos Santos, pela confecção e ao biólogo e mestre Eduardo Assis Abrantes, pela disposição das pranchas de germinação das espécies em estudo.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Araújo, D. S. D. & Henriques, R. P. B. 1984. Análise florística das restingas do Rio de Janeiro. In: Lacerda, L. D.; Araújo, D. S. D.; Cerqueira, R. & Turcq, B. (org.). Restingas, origem, estrutura, processos. Universidade Federal Fluminense. (CEUFF). Niterói, Rio de Janeiro. Pp. 159-194.
- Araújo, S. D.; Costa, A. F.; Oliveira, A. S. & Moura, R. L. 2001. Florística e padrões fitogeográficos. In: Costa, A. F. & Dias, I. C. A. (org.). Flora do Parque Nacional da restinga de Jurubatiba e arredores, Rio de Janeiro, Brasil: listagem, florística e

- fitogeografia. Série Livros 8. Museu Nacional/UFRJ. Rio de Janeiro. Pp. 156-165.
- Arroyo, M. T. K. 1981. Breeding systems and pollination biology in Leguminosae. In: Polhih, R. M. & Raven, P. H. (eds.). Advances in legume systematic. Royal Botanic Gardens, Kew, 1048p.
- Barros, F.; Mello, M. M. R. F.; Chiea, S. A. C., Kirizawa, M., Wanderley, M. G. L. & Jung-Mendaçolli, S. L. 1991. Flora Fanerogâmica da Ilha do Cardoso: caracterização geral da vegetação e listagem das espécies ocorrentes. Instituto de Botânica, São Paulo, Vol. I, 184p.
- Correia, M. C. R. & Lima, H. A. 2006. Germinação e caracterização de seis espécies de Bignoniaceae na restinga de Maricá - RJ. Resumos da XXV Jornada Fluminense de Botânica (em cd).
- Correia, M. C. R. 2002. Biologia da reprodução de quatro espécies de Bignoniaceae da restinga de Maricá, RJ. Tese de Doutorado. Museu Nacional, Universidade Federal do Rio de Janeiro (UFRJ). Rio de Janeiro. 194p.
- Correia, M. C. R.; Pinheiro, M. C. B. & Lima, H. A. 2005. Produção de frutos e germinação das sementes de *Anemopaegma chamberlaynii* Bur. & K. Schum. (Bignoniaceae) - Um registro de poliembrião. Sitientibus Série Ciências Biológicas 5(2): 68-71.
- Fáveri, S. S. & Castellani, T. T. 1998. Efeitos do soterramento no desenvolvimento e estabelecimento de plântulas de *Canavalia rosea*. In: Resumos dos Anais do IV Simpósio de Ecossistemas Brasileiros. Vol. III, Águas de Lindóia, SP, Brasil. Pp. 104-115.
- Ferreira, M. M. & Correia, M. C. R. 2005. Aspectos morfológicos do fruto da semente e das plântulas de *Pouteria caimito* Ruiz & Pavon (Sapotaceae). Resumos da XXIV Jornada Fluminense de Botânica (em cd).
- Ferreira, M. M.; Correia, M. C. R. & Gomes, R. 2006. Aspectos morfológicos do fruto, da semente e das plântulas de *Bromelia antiacantha* Bertol. (Bromeliaceae). Resumos da XXV Jornada Fluminense de Botânica (em cd).
- Gentry, A. H. 1982. Neotropical floristic diversity: phytogeographical connections between Central and South America. Pleistocene climatic fluctuations or an accident of the Andean orogeny? *Annals of the Missouri Botanical Garden* 69: 557-593.
- Lee, J. A. & Ignaciuk, R. 1985. The physiological ecology of strandline plants. *Vegetatio* 62: 319-326.
- Lima, H. C. 1989-90. Tribo Dalbergieae (Leguminosae Papilionoideae) - morfologia dos frutos, sementes e plântulas e sua aplicação na sistemática. *Arquivos do Jardim Botânico do Rio de Janeiro* 30: 1-42.
- Lucas, N. M. C. & Arrigoni, M. F. 1992. Germinação de sementes de *Canavalia rosea* (Sw.) DC. (Fabaceae). *Revista Brasileira de Botânica* 15(2): 105-112.
- Maun, M.A. 1994. Adaptations enhancing survival and establishment of seedlings on coastal dune systems. *Vegetatio* 111: 59-70.
- Moreno-Casasola, P. 1986. Sand movement as a factor in the distribution of plant communities in a coastal dune system. *Vegetatio* 65:67-76.
- Oliveira, D.M.T. & Beltrati, C.M. 1992. Morfologia e desenvolvimento das plântulas de *Inga fagifolia* e *I. uruguensis*. *Turrialba* 42:306-313.
- _____. 1999. Morfologia de plântulas e plantas jovens de 30 espécies arbóreas de Leguminosae. *Acta Botânica Brasilica* 13(3): 263-269.
- _____. 2001. Morfologia comparada de plântulas e plantas jovens de leguminosas arbóreas nativas: espécies de Phaseoleae, Sophoreae, Swartzieae e Tephrosieae. *Revista Brasileira de Botânica* 24(1): 85-97.
- Oliveira, E. C. 1993. Morfologia de plântulas florestais. In: Aguiar, I.B.; Pinã-Rodrigues, F.C.M. & Figliolia, M.B.

- (org.). Sementes Florestais Tropicais. Associação Brasileira de Tecnologia de Sementes. Brasília, Distrito Federal. Pp. 175-213.
- Parra, P. G. 1984. Estudio de la morfología externa de plântulas de *Calliandra gracilis*, *Mimosa arenosa*, *Mimosa camporum* y *Mimosa tenuiflora*. Revista de la Facultad de Agronomía. Universidad Central de Venezuela (Maracay-Venezuela) (1-4): 311-350.
- Pereira, M. C. A.; Araújo, D. S. D. & Pereira, O.J. 2001. Estrutura de uma comunidade arbustiva da restinga da Barra de Maricá - RJ. Revista Brasileira de Botânica 24(3): 273-281.
- Pereira, O. J. & Araújo, D. S. D. 2000. Análise florística das restingas dos estados do Espírito Santo e Rio de Janeiro. In: Esteves, F. A. & Araújo, L. D. (org.). Ecologia de restingas e lagoas costeiras. NUPEM/UFRJ, Macaé, Rio de Janeiro, Brasil. Pp. 25-63.
- Pereira, T. S. 1992. Germinação de sementes de *Bauhinia forficata* Link. (Leguminosae Caesalpinoideae). Revista Brasileira de Sementes 14(1): 77-82.
- Pijl, L. van der. 1972. Principles of dispersal in higher plants. Springer-Verlag, New York, 161p.
- Rodrigues, R. S. & Tozzi, A. M. G. A. 2007a. Morfologia de plântulas no clado *Vatairea* (Leguminosae, Papilionoideae). Rodriguésia 58(2): 221-229.
- Rodrigues, R. S. & Tozzi, A. M. G. A. 2007b. Morfologia de plântulas de cinco leguminosas genistóides arbóreas do Brasil (Leguminosae-Papilionoideae). Acta Botanica Brasilica 21(3): 599-607.
- Silva, D. C. 2003. Morfologia, recrutamento e estabelecimento de plântulas em comunidade em regeneração da reserva biológica de Poços das Antas - Silva Jardim, RJ. Dissertação de Mestrado. Programa de Pós-graduação em Botânica. Museu Nacional, Universidade Federal do Rio de Janeiro. Rio de Janeiro. 143p.
- Silva, J. G. & Oliveira, A. S. A. 1989. A vegetação da restinga no Município de Maricá - RJ. Acta Botanica Brasilica (Supl.) 3(2): 253-272.
- Silva, M. F.; Goldman, G. H.; Magalhães, F. M. & Moreira, F. W. 1988. Germinação natural de 10 espécies arbóreas da Amazônia. I. Acta Amazônica 18(1-2): 9-26.
- Zamith, L. R. & Scarano, F. R. 2004. Produção de mudas de espécies das Restingas do município do Rio de Janeiro, RJ, Brasil. Acta Botanica Brasilica 18(1): 161-176.

ANATOMIA DAS PLÂNTULAS DE *MIMOSA PILULIFERA* (LEGUMINOSAE) CRESCENDO EM SOLO CONTAMINADO COM PETRÓLEO E SOLO BIORREMEDIADO

Renata Charvet Inckot¹, Cleusa Bona^{1,3},
Luiz Antonio de Souza² & Gedir de Oliveira Santos¹

RESUMO

(Anatomia das plântulas de *Mimosa pilulifera* (Leguminosae) crescendo em solo contaminado com petróleo e solo biorremediado) A demanda de petróleo e derivados provoca acidentes que contaminam extensas áreas. A maioria dos trabalhos sobre os efeitos dessa contaminação refere-se à germinação e desenvolvimento vegetal, pouco se sabendo sobre os efeitos na estrutura de tecidos e células. Este trabalho teve como objetivo analisar o efeito do solo contaminado por petróleo e solo biorremediado na anatomia de plântulas de *Mimosa pilulifera* (Leguminosae). O experimento foi realizado com solo da REPAR/PETROBRÁS, Araucária-PR, onde ocorreu um vazamento de petróleo em 2000. O experimento constou de três tratamentos: solo contaminado com petróleo, solo biorremediado e solo não contaminado, com cinco repetições. Após 30 dias da semeadura, foram analisados anatomicamente a raiz, hipocótilo, cotilédone e eofilo e realizados testes microquímicos com sudan III, lugol e cloreto férrico. Mensuraram-se: diâmetro do cilindro vascular e espessura do córtex da raiz, diâmetro do hipocótilo e espessura dos cotilédones e eofilos. A estrutura celular radicial de *M. pilulifera* sofreu maior interferência no solo contaminado que no biorremediado. Na parte aérea, a única alteração foi a redução da espessura do eofilo em solo contaminado. **Palavras-chave:** raiz, hipocótilo, cotilédone, eofilo, hidrocarbonetos.

ABSTRACT

(Anatomy of the *Mimosa pilulifera* (Leguminosae) seedling growing in petroleum contaminated and bioremediated soil) The demand of oil and its derivatives have provoked accidents, contaminating areas of the planet. The majority of are relative to the effect in seed germination and plant development. Little is known on the effect of the hydrocarbons in the structure of the tissues and plant cells. This work intends to analyse the effect of the ground contaminated by oil and the bioremediated ground on the anatomy of seedlings of *Mimosa pilulifera*. The experiment was carried through with ground proceeding of the REPAR/PETROBRÁS, Araucária-PR, where a leak of oil occurred in 2000. The experiment consisted of three treatments: petroleum contaminated soil, bioremediated soil and non contaminated soil, with five repetitions. Thirty days after sowing, 10 seedlings were collected per treatment. The root, the hypocotyl, the cotyledon and the eophyll were analysed anatomically and were submitted to histochemical tests with Sudan III, lugol and ferric chloride. The diameter of the vascular cylinder and the thickness of the cortex of the root, the diameter of the hypocotyl and the thickness of the cotyledons and eophylls were measured. The cellular structure of the root of *M. pilulifera* suffered greater interference in the contaminated soil that the bioremediated. In shoots, the only change was the reduction in the thickness of eophyll in contaminated soil.

Key words: root, hypocotyl, cotyledon, eophyll, hydrocarbons.

INTRODUÇÃO

A composição química do petróleo é bastante complexa devido à diversidade de compostos, majoritariamente hidrocarbonetos (Clark & Brown 1977). O petróleo também é constituído por alcanos, cicloalcanos, alcenos, ácidos naftênicos, enxofre, nitrogênio, oxigênio e menores quantidades de vanádio, níquel,

sódio, cálcio, cobre e urânio (Baker 1970). Sabe-se que moléculas de hidrocarbonetos pequenas, com baixa viscosidade, penetram com maior facilidade nos tecidos vegetais. Por outro lado, moléculas grandes apresentam maior viscosidade com conseqüente menor penetração nos tecidos vegetais (Baker 1970). Deste modo, o petróleo mais pesado apresenta

Artigo recebido em 10/2007. Aceito para publicação em 07/2008.

¹Universidade Federal do Paraná, Centro Politécnico, Departamento de Botânica, Laboratório de Botânica Estrutural, 81531-990, C.P. 19031, Curitiba, PR, Brasil.

²Universidade Estadual de Maringá, UEM / DBI, Av. Colombo, 5790, Maringá, PR, 87020-900, Brasil.

³Autor para correspondência: cleusabona@ufpr.br

menor toxicidade às plantas quando comparado ao petróleo mais leve (Dorn *et al.* 1998). A toxicidade do petróleo em relação às plantas pode ocorrer pelo contato direto ou absorção de algum composto, como foi registrado por Alkio *et al.* (2005). Estes autores detectaram fenantreno (composto presente no petróleo) no interior de *Arabidopsis thaliana* (L.) Heynh., e registraram redução no crescimento das raízes, diminuição no tamanho e número de folhas, deformação de tricomas, redução de pêlos radiciais e áreas necrosadas com morte celular.

Muitos outros fatores, ocasionados pela contaminação do ambiente por petróleo, podem interferir na toxicidade às plantas, como por exemplo, o tipo de solo, a estação do ano e o tempo que as plantas ficam expostas ao óleo (Baker 1970; Webb 1994; Lin & Mendelssohn 1996; Pezeshki *et al.* 2000). O petróleo também altera as propriedades do solo, reduzindo a disponibilidade de água, de nutrientes e de oxigênio (Ranwell 1968; Cowell 1969; Baker 1970; De Jong 1980; Bossert & Bartha 1985; Pezeshki *et al.* 2000; Martinez & López 2001). Os compostos orgânicos polares, presentes nos hidrocarbonetos, são os prováveis responsáveis pela hidrorrepelência dos solos contaminados (Morley *et al.* 2005), limitando dessa maneira a absorção de água e de nutrientes pela planta. Características relacionadas à baixa disponibilidade de água, como maior ramificação da raiz, aumento da espessura da parede celular, maior área de espaços intercelulares, redução da área foliar, maior espessura dos tecidos foliares e maior densidade estomática foram registradas nas plantas em solo contaminado por petróleo e seus derivados (Adam & Duncan 1999; Maranhão *et al.* 2006). A baixa disponibilidade de nutrientes também está relacionada com a degradação dos hidrocarbonetos por microorganismos, pois durante esse processo os microorganismos competem com as plantas por nutrientes (De Jong 1980; Merkl *et al.* 2004). Desse modo, solos biorremediados com microorganismos devem apresentar teores

reduzidos para muitos nutrientes. O petróleo também pode formar uma camada hidrofóbica na superfície do solo, restringindo o movimento de oxigênio, resultando em condições anaeróbicas para as raízes (Pezeshki *et al.* 2000). Mayer *et al.* (2005) sugerem que a maior ramificação das raízes pode estar relacionada com a falta de oxigênio e Larcher (2000), com a redução da disponibilidade de nutrientes.

Existem algumas formas de diminuir o impacto causado pela contaminação ambiental por petróleo e seus derivados, sendo uma delas a biorremediação. A biorremediação tem como objetivo retirar o contaminante do ambiente (solo, ar e água) por meio de organismos vivos (Pandey *et al.* 2000; Collin 2001). Há relatos acerca da diminuição da toxicidade do solo biorremediado sobre a germinação e desenvolvimento de plantas (Dorn & Salanitro 2000), porém são raros os estudos que relatam a interferência do solo biorremediado em nível celular.

O presente trabalho foi desenvolvido com *Mimosa pilulifera* Benth. (Leguminosae) que coloniza terrenos úmidos, rasos ou muito alterados mecanicamente (Fowler & Carpanezzi 1998). Essa espécie foi selecionada porque é nativa do local de estudo, que pertence à REPAR/PETROBRÁS, município de Araucária-Paraná. O estudo da estrutura da plântula poderia indicar o grau de estresse provocado pelo solo contaminado e pelo solo biorremediado. Diante disso, e considerando-se a escassez de estudos anatômicos em plantas submetidas à contaminação por petróleo, o presente trabalho tem o objetivo de averiguar se há alterações na estrutura da raiz, hipocótilo, cotilédone e eofilo de *M. pilulifera*, sob a influência do solo contaminado por petróleo e do solo biorremediado.

MATERIAL E MÉTODOS

O solo para montagem do experimento foi coletado na área da REPAR/PETROBRÁS que, no ano 2000, foi contaminada com quatro milhões de litros de petróleo. Em 2005, foi

coletado solo contaminado com petróleo, solo biorremediado com fungos e bactérias hidrocarbonoclastíase solo não contaminado, em profundidade de zero a 30 cm, em áreas próximas cerca de 5 m uma da outra. O solo contaminado foi coletado de uma área em que se retirou mecanicamente o excesso de petróleo e posteriormente foi isolada, não sofrendo intervenção. Nas áreas com solo biorremediado, o petróleo superficial e a vegetação morta foram removidos mecanicamente e o solo vem sendo biorremediado com microorganismos. O solo não contaminado foi coletado de uma área que não foi atingida pelo óleo e é recoberta pela vegetação nativa.

O solo coletado é caracterizado como gleisolo hidromórfico, que apresenta horizonte glei com caráter franco argilo silteoso (Carvalho *et al.* 2003). Informações mais detalhadas sobre as características físico-químicas e o teor de hidrocarbonetos totais do solo estão presentes na Tabela 1. O petróleo existente nesse solo foi caracterizado como do tipo cusiana com perfil parafínico, na faixa predominante de compostos de C_{10} a C_{14} (Petrobrás 2003) e é um petróleo pesado (comunicação pessoais).

O solo coletado foi peneirado, homogeneizado e distribuído em bandejas plásticas. As bandejas foram vedadas e levadas para casa de vegetação, com nebulização intermitente de 15 segundos a cada 30 minutos. As temperaturas máximas e mínimas foram registradas diariamente, tendo a média de 22°C (mínima 9,6°C e máxima 33,2°C). O experimento foi analisado por um delineamento inteiramente casualizado, com três tratamentos e cinco repetições. Os tratamentos consistiram de solo contaminado por petróleo (SC), solo biorremediado (SB) e solo não contaminado (SNC) e em cada repetição foram semeadas 50 sementes, totalizando 750 sementes. As sementes de *M. pilulifera* foram fornecidas pela Embrapa Florestas, Município de Colombo-PR. Para a superação da dormência tegumentar, as sementes foram imersas em água, com temperatura inicial de 80°C, durante 18 horas (Fowler & Carpanezzi 1998), e em seguida semeadas. As plantas foram coletadas 30 dias

Tabela 1 – Atributos físico-químicos e teor de hidrocarbonetos totais do petróleo (TPH) do solo contaminado por petróleo (SC), solo biorremediado (SB) e solo não contaminado (SNC).

| | SC | SB | SNC | |
|------------------------------------|--------|-------|-------|------|
| Textura (%) | Areia | 24,8 | 19,7 | 26,1 |
| | Silte | 50,0 | 45,0 | 52,5 |
| | Argila | 25,2 | 35,2 | 21,3 |
| pH | 4,20 | 5,80 | 3,70 | |
| Alumínio (cmolc dm ⁻³) | 4,10 | 0,00 | 6,00 | |
| Cálcio (cmolc dm ⁻³) | 2,00 | 16,80 | 0,40 | |
| Magnésio (cmolc dm ⁻³) | 1,50 | 1,80 | 0,20 | |
| Potássio (cmolc dm ⁻³) | 0,24 | 0,21 | 0,10 | |
| Fósforo (mg dm ⁻³) | 1,60 | 1,20 | 3,50 | |
| Carbono (g dm ⁻³) | 26,9 | 19,6 | 23,8 | |
| TPH (mg kg ⁻¹) | 13.651 | 2.004 | 1.354 | |

após a semeadura, quando a maioria apresentava o eofilo completamente expandido. Foram analisadas duas plantas por bandeja, totalizando 10 plantas por tratamento.

As amostras foram fixadas parte em FAA 50 (Johansen 1940) e parte em fixador de Trump (McDowell & Trump 1976). Raízes laterais, incluindo a região pilífera, foram clarificadas em solução de hipoclorito a 20%, coradas com solução aquosa de azul de astra 1% (Kraus & Arduin 1997) e montadas em gelatina glicerinada (Kraus & Arduin 1997), entre lâmina e lamínula, para observação dos pêlos radiciais. Para análise anatômica foram processadas amostras da raiz principal (ápice radicial e a um centímetro do ápice), da região mediana do hipocótilo e do terço médio do cotilédone e eofilo.

As amostras foram processadas segundo técnicas usuais para inclusão em hidroxietilmetacrilato. As secções foram obtidas em micrótomo de rotação, distendidas em lâminas e coradas com azul de toluidina 0,05%, pH 6,8 (O'Brien *et al.* 1964), azul de astra 1% e safranina 1% (Kraus & Arduin 1997) e, em seguida, montadas em resina. Também foram feitas secções para testes histoquímicos com lugol para detecção de amido (Johansen 1940),

cloreto férrico para compostos fenólicos (Johansen 1940) e Sudan III para substâncias graxas (Sass 1951). A partir das lâminas permanentes foram mensurados: o raio do córtex e o diâmetro do cilindro vascular da raiz a 1 cm do ápice; o diâmetro do hipocótilo e a espessura dos cotilédones e eofilos. As mensurações foram feitas com auxílio de microscópio com ocular micrometrada.

Para análise da superfície foliar e avaliação da densidade estomática, foram preparadas amostras do terço médio do eofilo e processadas para Microscopia Eletrônica de Varredura (MEV). As amostras foram fixadas em FAA50 e desidratadas em série etílica. Em seguida, o material foi submetido ao método do ponto crítico no equipamento Balzers CPC 10. Após o ponto crítico, foi efetuada a metalização com ouro no equipamento Balzers Sputtering SCD 030. A análise e o registro eletromicrográfico do material foram efetuados no MEV Jeol JSM-6360LV. A contagem estomática foi feita em imagens com ampliação de 300x.

Os dados morfométricos obtidos foram analisados estatisticamente no programa MSTAT-C[®]. Primeiramente verificou-se a variância dos tratamentos quanto à homogeneidade pelo teste de Bartlett. Posteriormente, as variáveis foram testadas pelo teste F. Quando as análises dos resultados demonstraram diferença estatística entre as médias dos tratamentos, as médias foram comparadas pelo teste de Tukey a um nível de significância de 5%.

RESULTADOS E DISCUSSÃO

As raízes de *M. pilulifera*, em solo contaminado por petróleo, apresentaram visualmente maior densidade de pêlos em relação às raízes de solo biorremediado e de solo não contaminado (Fig. 1 a-c). A maior quantidade de pêlos radiciais de *M. pilulifera* pode indicar menor retenção de água no solo contaminado, uma vez que a função dos pêlos radiciais é aumentar a superfície de absorção da planta (Esau 1977). De acordo com Rosane (1954 *apud* Cutter 1986), a vantagem biológica dos pêlos radiciais é proporcionar maior

superfície de contato com a água. A maior densidade de pêlos radiciais em *M. pilulifera* também pode estar relacionada à baixa disponibilidade de fósforo (Tab. 1). Segundo Ma *et al.* (2001), em *Arabidopsis thaliana*, a baixa disponibilidade de fósforo está relacionada à maior densidade de pêlos radiciais, que são importantes para a absorção de fósforo. Alkio *et al.* (2005), através de análises em microscopia de fluorescência, constataram a presença de fenantreno no interior das raízes de *A. thaliana*, sugerindo que a absorção do contaminante ocasionou deformação nos pêlos radiciais. Não foram observadas deformações nos pêlos radiciais de *M. pilulifera*, o que pode sugerir uma baixa toxicidade do solo contaminado e biorremediado.

Em secções longitudinais do ápice radicial de *M. pilulifera* observou-se que a região meristemática é menor nas plantas em solo contaminado por petróleo, o que sugere crescimento mais lento das raízes. Por outro lado, nas plantas que se desenvolveram em solo não contaminado e solo biorremediado, a região meristemática é mais extensa a partir do promeristema (Fig. 1 d-f). Achuba (2006) registrou redução no tamanho das células e na atividade mitótica no meristema apical radicial de *Vigna unguiculata* (L.) Walp. em solo com petróleo. O autor acredita que esse efeito foi causado por partículas tóxicas presentes no petróleo.

A raiz principal de *M. pilulifera*, cerca de 1 cm do ápice, apresenta epiderme unisseriada (Fig. 1 g-i). O córtex é formado por parênquima com reduzidos espaços intercelulares, endoderme com paredes delgadas (Fig. 1 g-i) e delicadas estrias de Caspary. O cilindro vascular é tetrarco e as células parenquimáticas do floema apresentam grãos de amido. Após 30 dias da semeadura, as plantas de todos os tratamentos já apresentavam início de instalação do câmbio na raiz principal. A epiderme da raiz é gradativamente eliminada e substituída pela periderme na região próxima ao colo. Nessa região o córtex parenquimático apresenta poucos espaços intercelulares, semelhantes a região a 1 cm do ápice, e cilindro vascular com crescimento

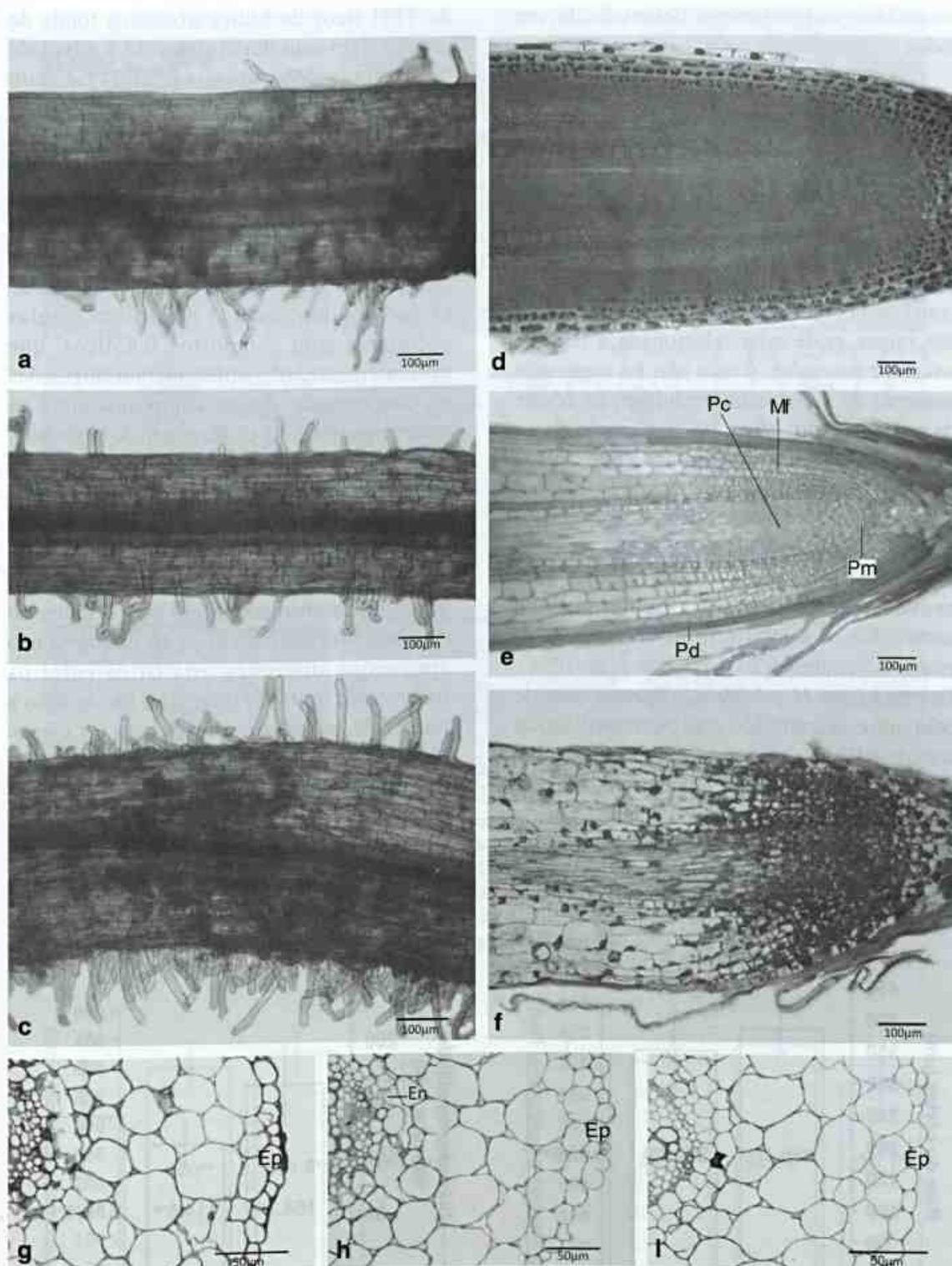


Figura 1 – Fotomicrografias da raiz de *Mimosa pilulifera* Benth., após 30 dias da sementeira. a-c. pêlos radiciais; d-f. ápices da raiz em secções longitudinais; g-i. detalhes do córtex das raízes em secções transversais. a, d, g. solo não contaminado; b, e, h. solo biorremediado. c, f, i. solo contaminado com petróleo. (En=endoderme; Ep=epiderme; Mf=meristema fundamental; Pc=procâmbio; Pd=protoderme; Pm=promeristema)

secundário completamente desenvolvido, em todos os tratamentos.

A raiz de *M. pilulifera* a 1 cm do ápice, em solo contaminado por petróleo e em solo biorremediado, não apresentou alterações na disposição, conteúdo e formato das células da epiderme e do córtex (Fig. 1 g-i). O raio do córtex e o diâmetro do cilindro vascular das raízes também não foram alterados pela presença do petróleo no solo ($p>0,05$) (Fig. 2 a-b). De acordo com Larcher (2000) a formação de aerênquima nas raízes, pode estar relacionada a falta de oxigênio nos solos. Como não foi registrado aumento de espaços intercelulares no córtex da raiz de *M. pilulifera*, possivelmente o teor de oxigênio no solo contaminado não causou estresse para as plantas.

A redução da quantidade de compostos fenólicos foi observada em algumas espécies crescendo em solo com petróleo o que, provavelmente reduziu a quantidade de antioxidantes e interferiu na resistência da planta à contaminação (Malallah *et al.* 1998). Entretanto, em *M. pilulifera*, o estresse causado pelo solo contaminado e solo biorremediado da área da REPAR, aparentemente, não alterou a quantidade de compostos fenólicos nas plantas. Os diferentes efeitos da contaminação do ambiente nas plantas podem estar relacionados ao intervalo de tempo após a contaminação. Provavelmente, com o passar do tempo, o teor

de TPH (teor de hidrocarbonetos totais de petróleo) do solo diminui devido à atividade microbiana (Merkl *et al.* 2004) e com conseqüente redução do estresse sobre as plantas.

Em secção transversal, o hipocótilo tem contorno sinuoso, a epiderme é unisseriada, finamente cuticularizada (Fig. 3 a-c) e apresenta tricomas tectores simples. O córtex é composto de colênquima nos ângulos e parênquima circundando todo o cilindro vascular (Fig. 3 a-c). O parênquima cortical é rico em células secretoras com compostos fenólicos, que aparentemente, não apresentaram alterações na concentração desses compostos entre os tratamentos (Fig. 3 a-c). Na região do hipocótilo, o câmbio está completamente instalado e há tecido secundário vascular diferenciado em todos os tratamentos (Fig. 3 a-c). A estrutura celular do hipocótilo de *M. pilulifera* não sofreu alteração no solo contaminado por petróleo nem no solo biorremediado (Fig. 3 a-c). O diâmetro do hipocótilo das plantas de *M. pilulifera* não apresentou diferença estatística entre os tratamentos ($p>0,05$) (Fig. 4 a). Em relação a raiz de *M. pilulifera*, o hipocótilo foi menos sensível ao solo contaminado, já que não apresentou alteração.

As células epidérmicas, tanto da face adaxial quanto da face abaxial do cotilédone de *M. pilulifera*, apresentam paredes anticliniais retas a levemente curvas (Fig. 3 d-e). Porém, as

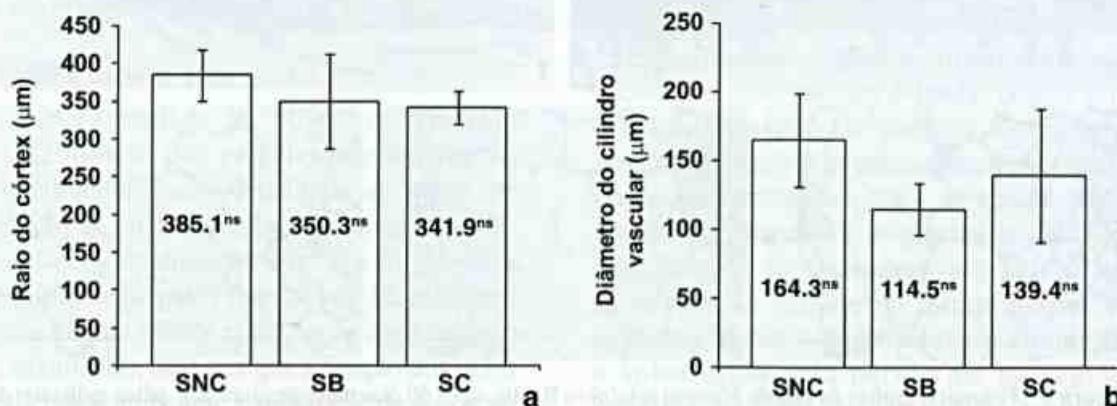


Figura 2 – Mensurações da raiz de *Mimosa pilulifera* Benth., após 30 dias da semeadura, em solo não contaminado (SNC), solo biorremediado (SB) e solo contaminado por petróleo (SC). Cada coluna representa a média de cinco repetições e as barras indicam o desvio padrão. ns = não significativo.

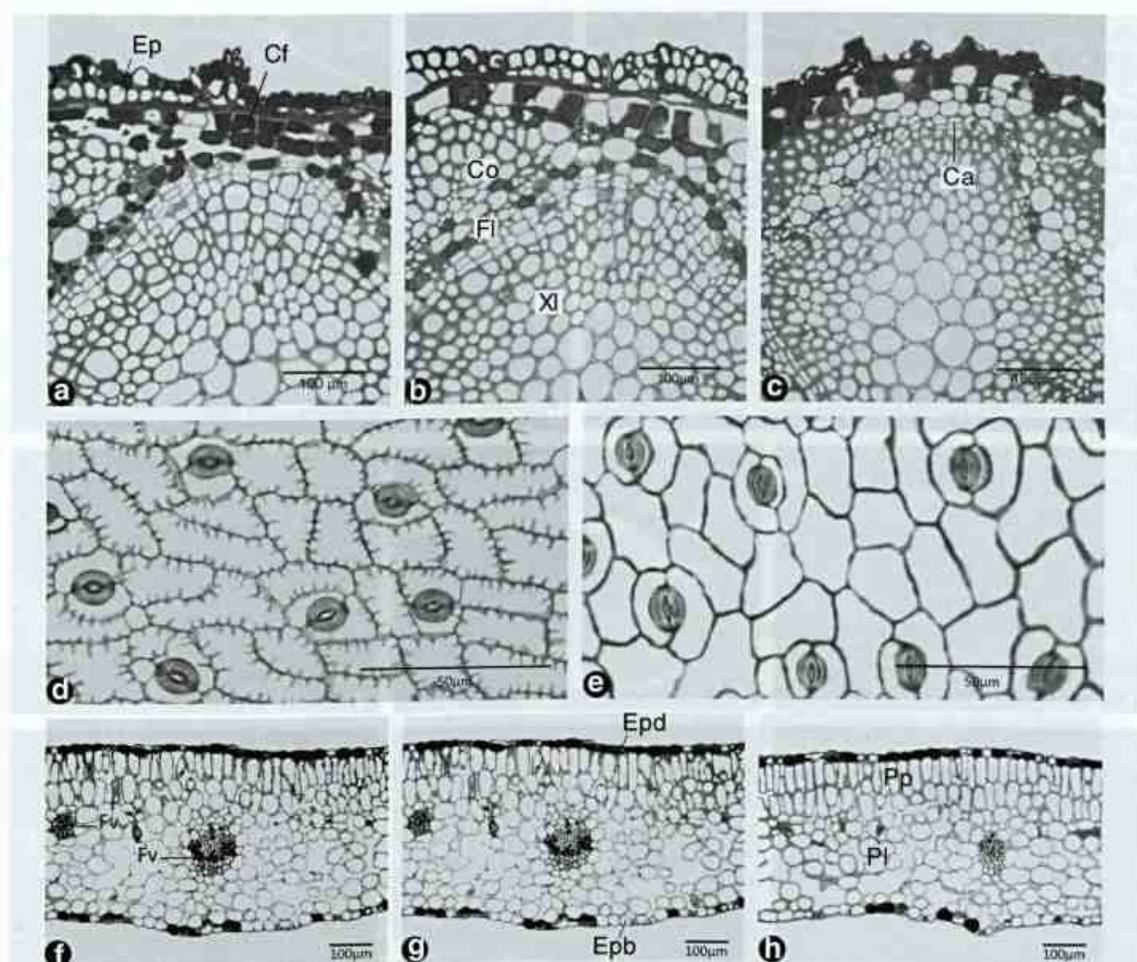


Figura 3 – Fotomicrografias do hipocótilo e cotilédono de *Mimosa pilulifera* Benth., após 30 dias da sementeira. a-c. hipocótilo em secção transversal em solo não contaminado (a), solo biorremediado (b) e em solo contaminado por petróleo (c); d-h. cotilédono; d-e. epiderme das faces adaxial (d) e abaxial (e), em vista frontal, de solo não contaminado; f-h. limbo em secção transversal de solo não contaminado (f), de solo biorremediado (g) e de solo contaminado por petróleo (h). (Ca=câmbio; Cf=compostos fenólicos; Co=colênquima; Ep=epiderme; Epd=epiderme da face adaxial; Epb=epiderme da face abaxial; Fl=floema; Fv=feixe vascular; Pl=parênquima lacunoso; Pp=parênquima paliádico; XI=xilema).

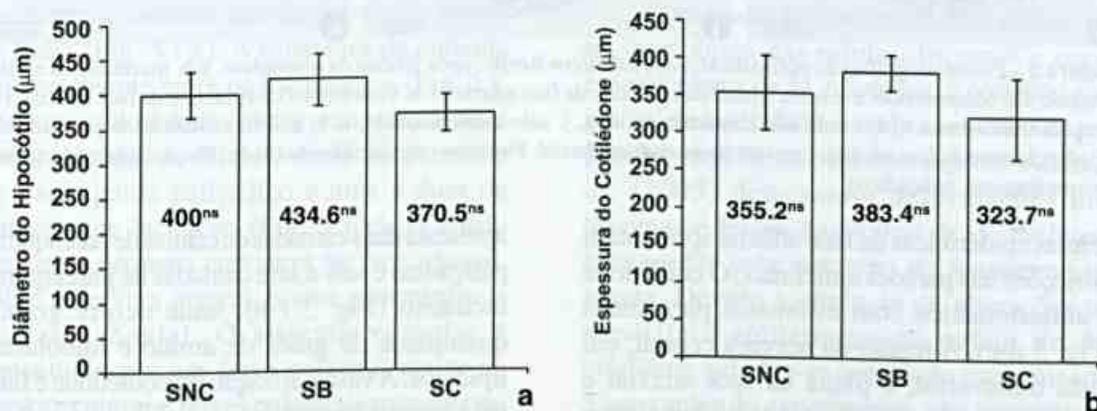


Figura 4 – Mensurações do hipocótilo e do cotilédono de *Mimosa pilulifera* Benth., após 30 dias da sementeira, em solo não contaminado (SNC), solo biorremediado (SB) e solo contaminado por petróleo (SC). Cada coluna representa a média de cinco repetições e as barras indicam o desvio padrão. ns = não significativo.

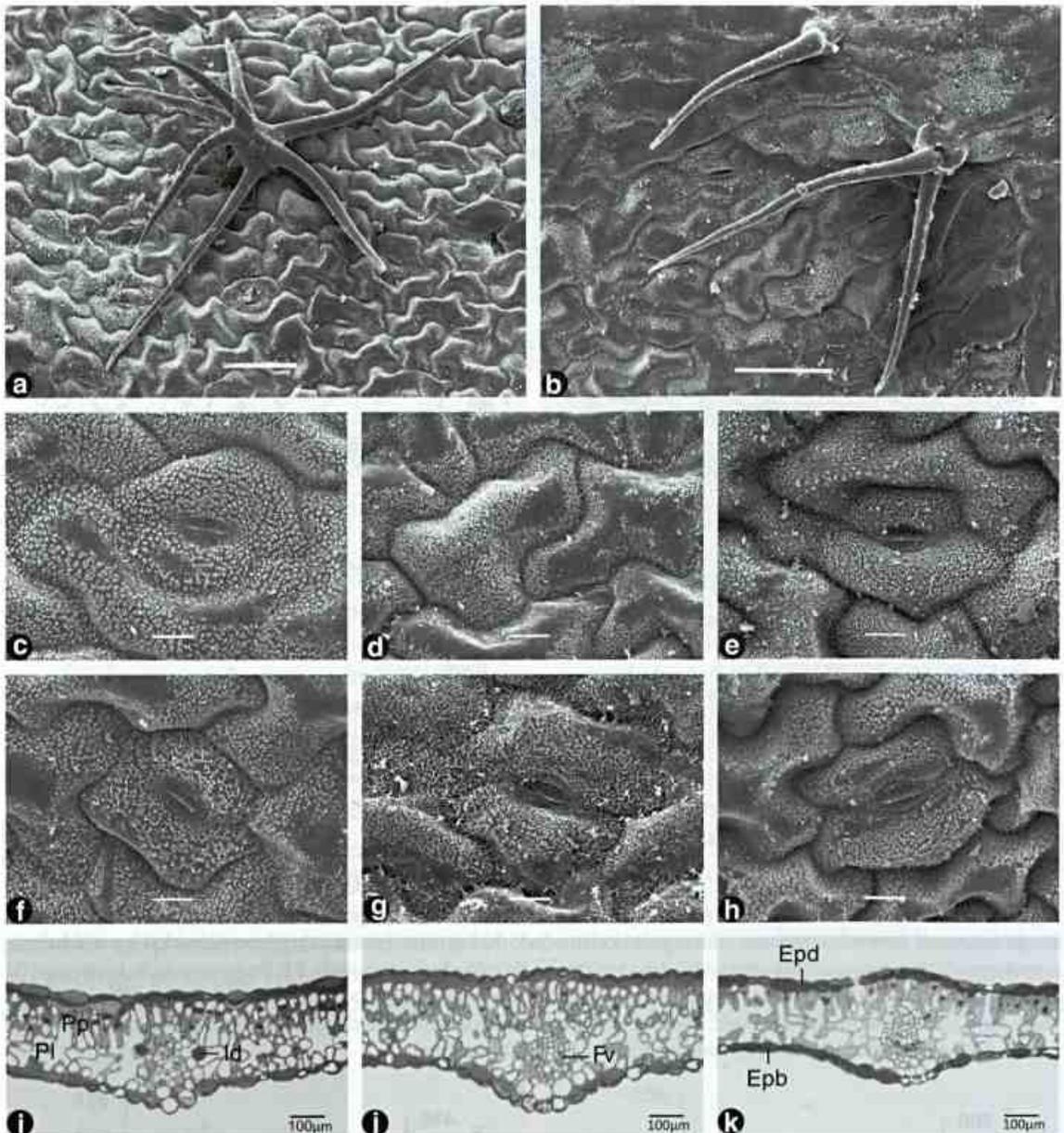


Figura 5 – Fotomicrografias do cotilédono de *Mimosa pilulifera* Benth., após 30 dias da sementeira. a-b. tricomas dos cotilédonos em solo não contaminado; c-e. vista frontal da epiderme da face adaxial; f-h. vista frontal da epiderme da face abaxial; i-k. secções transversais. c, f, i. solo não contaminado; d, g, j. solo biorremediado; e, h, k. solo contaminado por petróleo. (Epd=epiderme da face adaxial; Epb=epiderme da face abaxial; Fv=feixe vascular; Id=idioblasto; Pl=parênquima lacunoso; Pp=parênquima paliádico).

células epidérmicas da face adaxial apresentam projeções nas paredes anticlinais. O cotilédono é anfiestomático com estômatos paracíticos (Fig. 3 d-e). A região da nervura central, em vista transversal, é plana na face adaxial e ligeiramente saliente na face abaxial. A epiderme é unisseriada, com conteúdo mucilaginoso abundante e cutícula lisa e delgada. O mesofilo

apresenta duas camadas de células de parênquima paliádico e seis a sete camadas de parênquima lacunoso (Fig. 3 f-h), onde ocorre grande quantidade de grãos de amido e idioblastos lipídicos. A vascularização do cotilédono é feita pela nervura central, que possui um único feixe vascular de maior porte, e duas nervuras laterais, cada uma com um feixe de pequeno

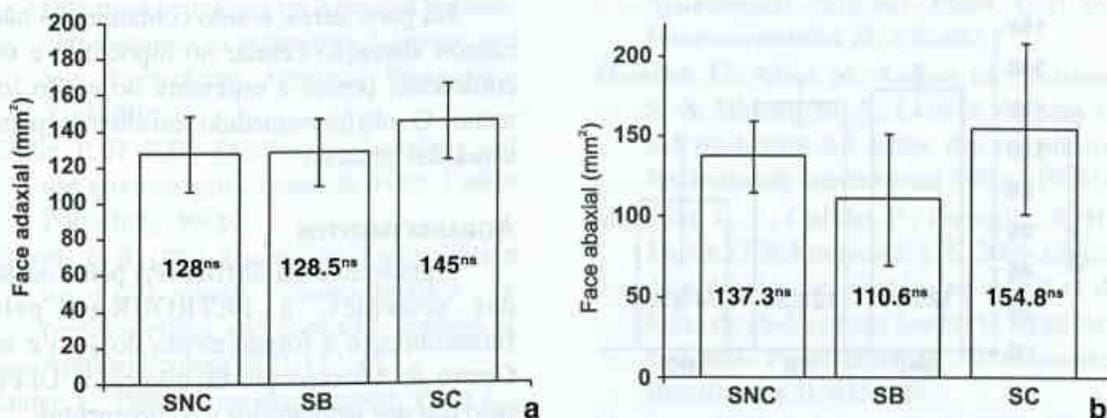


Figura 6 – Densidade estomática do eofilo de *Mimosa pilulifera* Benth., após 30 dias da semeadura, em solo não contaminado (SNC), solo biorremediado (SB) e solo contaminado por petróleo (SC), das faces adaxial (a) e abaxial (b). Cada coluna representa a média de cinco repetições e as barras indicam o desvio padrão. ns = não significativo.

porte. Não foram registradas alterações na estrutura dos cotilédones nas plantas dos diferentes tratamentos (Fig. 3 d-h), e a espessura dos cotilédones também não foi alterada pelo solo contaminado nem pelo solo biorremediado ($p > 0,05$) (Fig. 4 b).

Os eofilos de *M. pilulifera* apresentam tricomas pluricelulares ramificados ou não (Fig. 5 a-b) e estômatos paracíticos em ambas as faces (Fig. 5 c, e-f). A presença de tricomas estrelados, em folhas adultas de *M. pilulifera*, é citada por Cabrera & Zardini (1978). A estrutura da cera epicuticular e dos tricomas foi visualmente semelhante entre os tratamentos.

O eofilo de *M. pilulifera* possui epiderme unisseriada, cuticularizada, com células que apresentam conteúdo mucilaginoso, em ambas as faces (Fig. 5 i-k). A espessura da cutícula foi semelhante entre os tratamentos (Fig. 5 i-k). O mesofilo é dorsiventral, composto de duas a três camadas de células, sendo uma camada de parênquima paliçádico e uma a duas de parênquima lacunoso (Fig. 5 i-k). O eofilo apresenta pequena curvatura na face adaxial, sobre a nervura central, e uma proeminência na face abaxial. O sistema vascular é constituído por um feixe colateral maior na nervura central e feixes colaterais menores no restante do limbo. No eofilo também ocorrem idioblastos lipídicos (Fig. 5 i).

A estrutura celular dos eofilos (Fig. 5 c-k) e a densidade estomática, tanto da face abaxial quanto da face adaxial de *M. pilulifera*, não foram alteradas em solo contaminado nem em solo biorremediado ($p > 0,05$) (Fig. 6 a-b). A espessura dos eofilos de *M. pilulifera* foi 42,44% menor em solo contaminado por petróleo, quando comparada com as plantas em solo não contaminado ($p < 0,05$) (Fig. 7). A espessura dos eofilos das plantas em solo biorremediado foi estatisticamente semelhante ao tratamento com solo não contaminado ($p > 0,05$) (Fig. 7). A menor espessura do primeiro eofilo de *M. pilulifera*, em solo contaminado por petróleo, se deve ao menor desenvolvimento que ocorreu na parte aérea destas plantas.

Como não foram detectadas alterações na morfologia das células, tricomas e ceras epicuticulares de *M. pilulifera*, é provável que o nível de toxicidade do solo contaminado por petróleo seja baixo para essa espécie. Alkio *et al.* (2005) detectaram deformações nos tricomas e lesões nas folhas de *A. thaliana*, provocadas pela absorção do fenantreno na planta. Devido a ausência de alterações na superfície epidérmica do eofilo de *M. pilulifera*, acredita-se que o solo contaminado 5 anos antes do experimento, não apresentava mais compostos voláteis presentes no petróleo. Folhas adultas de *Podocarpus lambertii*

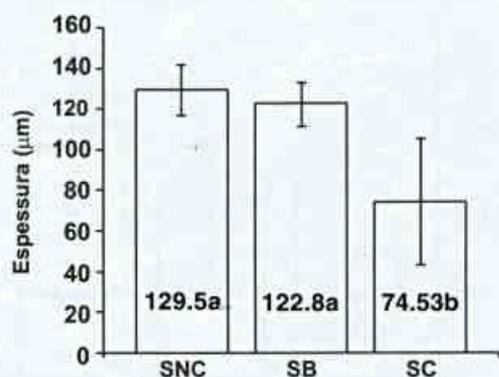


Figura 7 – Espessura do eofilo de *Mimosa pilulifera* Benth., após 30 dias da semeadura, em solo não contaminado (SNC), solo biorremediado (SB) e solo contaminado por petróleo (SC). Cada coluna representa a média de cinco repetições e as barras indicam o desvio padrão. As médias seguidas da mesma letra não são significativamente diferentes baseadas pelo teste de Tukey ($p < 0.05$).

Klotzsch *ex* Endl., expostas à contaminação recente do solo por petróleo, sofreram aumento na espessura do limbo devido ao aumento no tamanho e número de células do parênquima, além de maior índice estomático (Maranho *et al.* 2006). Segundo os autores referidos, essas alterações ocorrem devido a pouca disponibilidade de água no solo. Em *M. pilulifera*, não ocorrerem alterações marcantes devido ao longo período de tempo após a contaminação, o que diminuiu o efeito fitotóxico do solo contaminado.

CONCLUSÃO

No sistema radicial, o solo contaminado com petróleo causou alteração na estrutura celular do meristema apical e provocou aumento no número de pêlos radiciais. A região meristemática foi mais curta nas raízes em solo contaminado evidenciando provavelmente menor número de células em mitose. A biorremediação do solo reduziu os efeitos do contaminante tanto no ápice quanto nos pêlos radiciais. A estrutura celular do córtex e do cilindro vascular não foi afetada pelo solo contaminado e nem pelo solo biorremediado.

Na parte aérea, o solo contaminado não causou alteração celular no hipocótilo e no cotilédono, porém a espessura do eofilo foi menor. O solo biorremediado não alterou a parte aérea das plantas.

AGRADECIMENTOS

Agradecemos à EMBRAPA pela doação das sementes, à PETROBRÁS pelo financiamento e fornecimento do solo e ao Centro de Microscopia Eletrônica da UFPR pelo uso dos laboratórios e equipamentos.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Achuba, F. I. 2006. The effect of sublethal concentrations of crude oil on the growth and metabolism of Cowpea (*Vigna unguiculata*) seedlings. *The Environmentalist* 26: 17-20.
- Adam, G. & Duncan, H. J. 1999. Effect of diesel fuel on growth of selected plant species. *Environmental Geochemistry and Health* 21: 353-357.
- Alkio, M.; Tabuchi, T. M.; Wang, X. & Colón-Carmona, A. 2005. Stress responses to polycyclic aromatic hydrocarbons in *Arabidopsis* include growth inhibition and hypersensitive response-like symptoms. *Journal of Experimental Botany* 56(421): 2983-2994.
- Baker, J. M. 1970. The effects of oils on plants. *Environmental Pollution* 1(1): 27-44.
- Bossert, J. & Bartha, R. 1985. Plant growth in soils with a history of oily sludge disposal. *Soil Science* 140(1): 75-77.
- Cabrera, A. L. & Zardini, E. M. 1978. Manual de la Flora de los Alrededores de Buenos Aires. ACME, Buenos Aires, 755p.
- Carvalho, F. J. P. C.; Castro, R. A. C.; Abdanur, A.; Kreczynski, M. C.; Teixeira, S. C. & Coneglian, D. 2003. Relatório sobre o monitoramento do solo contaminado. Repar/SMS.
- Clark Jr., R. C. & Brown, D. N. 1977. Petroleum properties and analyses in biotic and abiotic systems. *In*: Malis, D. C.

- Effects of petroleum on Arctic and Subarctic environments in organisms. 1 Nature and fate of petroleum. Academic Press, New York, 89p.
- Collin, P. H. 2001. Dictionary of ecology and the environment. London: Peter Collin Publishing. 560p.
- Cowell, E. B. 1969. The effects of oil pollution on salt-marsh communities in pembrokehire and cornwall. *Journal of Applied Ecology* 6(2): 133-142.
- Cutter, E. 1986. Anatomia vegetal: Parte I – Células e tecidos. 2 ed. Roca, São Paulo, 304p.
- De Jong, E. 1980. The effect of a crude oil spill on cereals. *Environmental Pollution* 22: 187-196.
- Dorn, P. B. & Salanitro, J. P. 2000. Temporal ecological assessment of oil contaminated soils before and after bioremediation. *Chemosphere* 40: 419-426.
- Dorn, P. B.; Vipond, T. E.; Salanitro, J. P. & Wisniewski, H. L. 1998. Assessment of the acute toxicity of crude oils in soils using earthworms, microtox and plants. *Chemosphere* 35: 845-860.
- Esau, K. 1977. Anatomy of seed plants. 2 ed. John Willey and Sons, New York, 550p.
- Fowler, J. A. P. & Carpanezzi, A. A. 1998. Tratamento para superação da dormência de *Mimosa pilulifera* Benth. Comunicado Técnico 30: 1-3.
- Johansen, D. A. 1940. Plant Microtechnique. McGraw-Hill Book Co., New York, 450p.
- Kraus, E. J. & Arduin, M. 1997. Manual básico de métodos em morfologia vegetal. Edur, Rio de Janeiro, 198p.
- Larcher, W. 2000. Ecofisiologia vegetal. RiMa, São Carlos, 335p.
- Lin, Q. & Mendelsohn, I. A. 1996. A comparative investigation of the effects of South Louisiana crude oil on the vegetation of fresh, brackish, and salt marshes. *Marine Pollution Bulletin* 32(2): 202-209.
- Ma, Z.; Bielenberg, D. G.; Brown, K. M. & Lynch, J. P. 2001. Regulation of root hair density by phosphorus availability in *Arabidopsis thaliana*. *Plant, Cell and Environmentalist* 24: 459-467.
- Malallah, G.; Afzal, M.; Kurian, M.; Gulshan, S. & Dhami, M. S. I. 1998. Impact of oil pollution on some desert plants. *Environment International* 24(8): 919-924.
- Maranho, L. T.; Galvão, F.; Preussler, K. H.; Muñiz, G. & Kuniyoshi, Y. S. 2006. Efeitos da poluição por petróleo na estrutura da folha de *Podocarpus lambertii* Klotzsch ex Endll., Podocarpaceae. *Acta Botanica Brasilica* 20(3): 615-624.
- Martinez, V. E. & López, M. F. 2001. Efecto de hidrocarburos em las propiedades físicas y químicas de suelo argiloso. *Terra* 19(1): 9-16.
- Mayer, J. L. S.; Bona, C.; Santos, G. O. & Koehler, H. S. 2005. Impacto do solo contaminado com petróleo no crescimento e desenvolvimento de *Campomanesia xanthocarpa* O. Berg. (Myrtaceae). In: IV Simpósio Nacional e Congresso Latino-americano de Recuperação de Áreas Degradadas, Curitiba, Brasil. Pp. 299-305.
- McDowell, E. M. & Trump, B. 1976. Histological fixatives for diagnostic light and electron microscopy. *Archives of Pathology & Laboratory Medicine* 100: 405-414.
- Merkl, N.; Schultze-Kraft, R. & Infante, C. 2004. Phytoremediation in tropics- the effect of crude oil on the growth on tropical plants. *Biorremediation Journal* 8(3-4): 177-184.
- Morley, C. P.; Mainwaring, K. A.; Doerr, S. H.; Douglas, P.; Llewellyn, C. T. & Decker, L. W. 2005. Organic Compounds at different depths in a sand soil and their role in water repellency. *Australian Journal of Soil Research* 43(3): 239-249.
- O'Brien, T.P.; Feder, N. & McCully, M.E. 1964. Polychromatic staining of plant cell walls by toluidine blue O. *Protoplasma* 59 (2): 368-373.
- Pandey, A.; Soccol, C. R. & Mitchell, D. 2000. New development in solid state fermentation: I. bioprocesses and products.

- Process biochemistry, *Vandoeuvre-les-Nancy* 35(10): 1153-1169.
- Petrobrás. 2003. Caracterização físico-química preliminar do óleo derramado da REPAR em julho de 2000. Relatório Técnico, Petrobrás, Curitiba, Paraná, Brasil.
- Pezeshki, S. R.; Hester, M. W.; Lin, Q. & Nyman, J. A. 2000. The effects of oil spill and clean-up on dominant US Gulf coast marsh macrophytes: a review. *Environmental Pollution* 108 (2): 129-139.
- Ranwell, D. S. 1968. Extent of damage to coastal habitats due to the torrey canyon incident', in: the biological effects of oil pollution in litoral communities. Field Studies Council. Pp. 39-47.
- Sass, J. E. 1951. Botanical microtechnique. 2 ed. Iowa State College Press, Iowa, 228p.
- Webb, J. W. 1994. Effects of oil on saltmarshes. *In: Assessing. Effects, natural recovery, and progress in remediation reserach. Symp. Proc. Gulf of México and Caribbean oil spill in Coastal Ecosystems.* Pp. 55-61.

LEGUMINOSAE EM DOIS FRAGMENTOS DE FLORESTA ESTACIONAL SEMIDECIDUAL EM ARAPONGA, MINAS GERAIS, BRASIL: ARBUSTOS, SUBARBUSTOS E TREPADERAS¹

José Martins Fernandes^{2,3,4} & Flávia Cristina Pinto Garcia²

RESUMO

(Leguminosae em dois fragmentos de floresta estacional semidecidual em Araponga, Minas Gerais, Brasil: arbustos, subarbustos e trepadeiras) É apresentado o estudo taxonômico dos arbustos, subarbustos e trepadeiras de Leguminosae em dois fragmentos de Floresta Estacional Semidecidual em Araponga, próximo ao Parque Estadual da Serra do Brigadeiro (PESB). A coleta do material botânico foi realizada entre agosto de 2005 e setembro de 2006, durante visitas mensais ao entorno e interior de dois fragmentos florestais. Foram amostrados 21 táxons, distribuídos em 13 gêneros. O gênero com maior número de espécies foi *Desmodium* (4 spp.), seguido por *Chamaecrista*, *Senna*, *Mimosa*, *Centrosema* e *Crotalaria* (2 spp. cada). O hábito subarbutivo foi o mais representado com 13 espécies. O estudo apresenta chave, descrições e ilustrações dos táxons, comentários sobre taxonomia, fenologia, distribuição geográfica e hábitat.

Palavras-chave: Leguminosae, taxonomia, Floresta Atlântica, Zona da Mata Mineira, inventário florístico.

ABSTRACT

(Leguminosae in two fragments of the estacional semidecidual forest fragments in Araponga, Minas Gerais, Brasil: shrubs, subshrubs and vines) The present study focussed on shrubs, subshrubs and vines belonging to the Leguminosae in two Seasonal Semidecidual Forest fragments in Araponga, near the Parque Estadual da Serra do Brigadeiro (PESB). Collections were carried out between August 2005 and September 2006, in monthly visits to the two sites and their surroundings. Twenty one taxa were found, distributed amongst 13 genera, of which the largest was *Desmodium* (4 spp.), followed by *Chamaecrista*, *Senna*, *Mimosa*, *Centrosema* and *Crotalaria*. (2 spp. each). The most frequent habit was subshrubby, found in 13 species. The study presents identification key, descriptions and illustrations of taxa, as well as data on their phenology, distribution and habitat.

Key words: Leguminosae, taxonomy, Atlantic Forest, Zona da Mata Mineira, floristic survey.

INTRODUÇÃO

Leguminosae é considerada a terceira maior família de angiospermas, com 727 gêneros e 19.325 espécies, distribuídas em três subfamílias: Caesalpinioideae, Mimosoideae e Papilionoideae (Lewis *et al.* 2005). No Brasil, ocorrem cerca de 188 gêneros e 2.100 espécies (Lima 2000). Trata-se de uma família cosmopolita, ocorrendo desde os picos das serras montanhosas até o litoral arenoso, da floresta tropical úmida até desertos, inclusive em ambientes aquáticos, mas os centros de diversidade

diminuem a partir do distanciamento da linha do Equador (Lewis 1987). No Brasil, figura entre as principais famílias que compõem a flora dos diversos ecossistemas (Souza & Lorenzi 2005).

Apresentam-se como ervas anuais ou perenes, eretas, prostradas, difusas, trepadeiras, lianas, subarbustos, arbustos e árvores de pequeno, médio ou grande porte (Lewis 1987). A família é monofilética e apresenta as seguintes sinapomorfias: folhas compostas, alternas, com pulvino; pétala adaxial diferenciada e ovário monocarpelar

Artigo recebido em 10/2007. Aceito para publicação em 04/2008.

¹Parte da Dissertação de Mestrado do primeiro autor, Programa de Pós-Graduação em Botânica, Universidade Federal de Viçosa, Minas Gerais, Brasil.

²Departamento de Biologia Vegetal da Universidade Federal de Viçosa, Avenida P. H. Rolfs s/no, 36571-000, Viçosa, MG, Brasil.

³Bolsista do Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico - CNPq

⁴Autor para correspondência: fernanbio@bol.com.br, fcgarcia@ufv.br

(Chappill 1995). Os frutos são geralmente do tipo legume mas apresentam variações: legume bacóide, nucóide e samaróide, e também lomento, folículo, sâmara e drupa (Barroso *et al.* 1999).

No Brasil, os estudos sobre comunidades de herbáceas e arbustos florestais ainda são escassos (Müller & Waechter 2001). Para Richards (1952), o conhecimento da estrutura e composição dos estratos inferiores de florestas pode fornecer dados importantes sobre as condições ambientais e o estado de conservação da vegetação.

Os estudos taxonômicos realizados com Leguminosae em florestas estacionais semidecíduais em Minas Gerais, mostraram a grande diversidade da família nesse tipo de vegetação (Mendonça-Filho 1996; Bortoluzzi *et al.* 2003, 2004; Filardi *et al.* 2007; Lima *et al.* 2007). Em estudos florísticos do estrato arbóreo, Oliveira-Filho (2006) citou Leguminosae com uma das principais famílias em número de espécies para o estado. Saporetti-Júnior (2005) e Soares *et al.* (2006) em estudo fitossociológico do estrato arbóreo no município de Araponga, citaram a família como uma das principais na composição florística e na estrutura da vegetação na região.

Devido à importância de Leguminosae na composição florística e estrutural da vegetação na região de Araponga, este trabalho teve como objetivos: realizar o estudo taxonômico das espécies de Leguminosae subarbustivas, arbustivas e trepadeiras, ocorrentes em dois fragmentos florestais no município de Araponga, Minas Gerais; fornecer chave, descrições e ilustrações dos gêneros e táxons específicos e infra-específicos, comentários sobre taxonomia, distribuição geográfica, hábitat e fenologia.

MATERIAL E MÉTODOS

O levantamento florístico foi realizado em dois fragmentos florestais localizados entre os meridianos 42°32' e 42°27'W e os paralelos

20°38' e 20°43'S (Fig. 1), no município de Araponga, Zona da Mata, sudeste de Minas Gerais, no entorno do Parque Estadual da Serra do Brigadeiro (PESB). São áreas particulares de cinco moradores locais, denominadas Fragmento da Eva (3 ha) e Fragmento da Lurdinha (5 ha), estando a uma distância de 3,5 km do PESB, e que sofreram ao longo do tempo a exploração da madeira para uso familiar.

A vegetação pode ser caracterizada como Floresta Estacional Semidecidual, de acordo com a classificação de Veloso *et al.* (1991), e está inserida nos domínios da Floresta Atlântica. Na classificação de Köppen, o clima da região é caracterizado como de Cw_b a Cw_a (mesotérmico) caracterizado por verões brandos a quentes e úmidos com a temperatura média anual de 18°C, sendo que no inverno, é de 10°C; e no verão é de 23°C (ENGEVIX 1995). A precipitação anual varia de 1.200 a 1.800 mm, com período chuvoso de novembro a março, e período seco de maio a setembro, sendo comum nas regiões mais altas a formação de neblina; o relevo é montanhoso com declividade variando de 20 a 45% nas encostas, com altitude média de 1.000 metros e a classe predominante de solo é o Latossolo (Golfari 1975).

Para a coleta do material botânico, foram realizadas visitas mensais aos fragmentos no período de agosto de 2005 a outubro de 2006. O sistema de classificação adotado para família, subfamílias e gêneros está de acordo com Lewis *et al.* (2005). A caracterização quanto ao hábito está de acordo com Guedes-Bruni *et al.* (2002). A terminologia adotada nas descrições morfológicas foi baseada em Radford *et al.* (1974), complementada com termos específicos obtidos em revisões dos gêneros e, para os tipos de frutos, foi utilizada a classificação de Barroso *et al.* (1999). As ilustrações foram realizadas com o auxílio de uma câmara clara acoplada a estereomicroscópio Zeiss, utilizando-se material reidratado ou fixado em álcool 70%.

RESULTADOS E DISCUSSÃO

Nos fragmentos florestais amostrados no município de Araponga, foram encontrados 21 táxons de Leguminosae, entre subarbustos, arbustos e trepadeiras, distribuídos em 13 gêneros. Os gêneros com maior número de espécies foram *Desmodium* (4 spp.), seguido por *Chamaecrista*, *Senna*, *Mimosa*, *Centrosema* e *Crotalaria* (2 spp. cada). *Aeschynomene*, *Camptosema*, *Cleobulia*,

Indigofera, *Rhynchosia*, *Stylosanthes* e *Zornia* estão representados nas áreas por uma espécie cada. O hábito subarbuscivo foi o mais representado com 13 espécies, seguido pelas trepadeiras e arbustos com cinco e três espécies, respectivamente. As espécies amostradas no estudo são de ampla distribuição, com exceção de *Camptosema bellum* que é restrita aos estados de Minas Gerais e Espírito Santo.

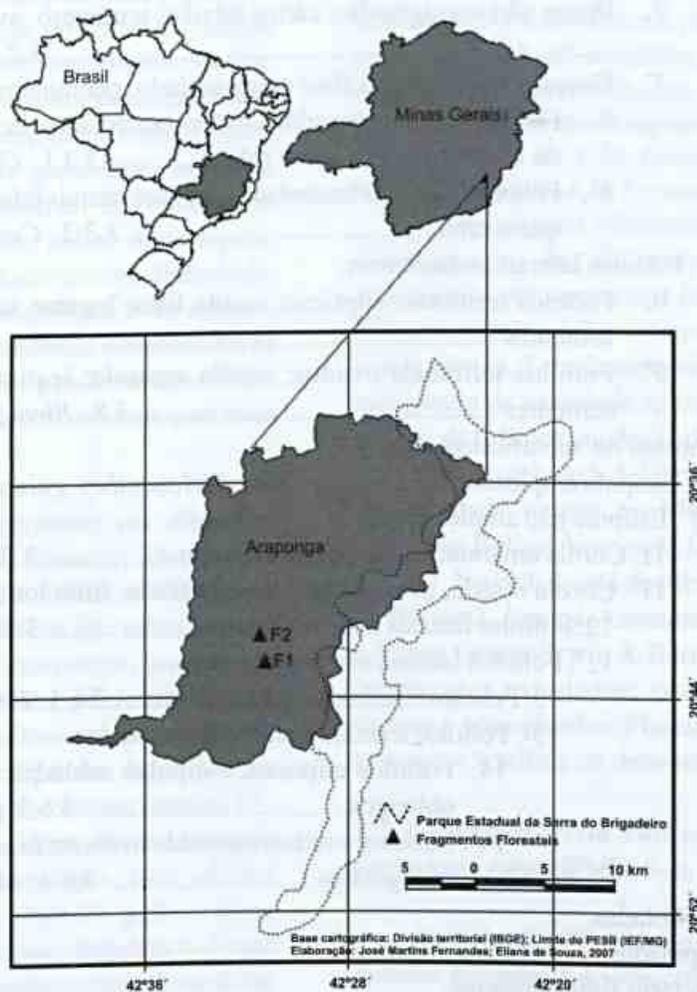


Figura 1 – Localização dos fragmentos de Floresta Estacional Semidecidual estudados no município de Araponga, Minas Gerais: F1 – Fragmento da Lurdinha e F2 – Fragmento da Eva.

Chave para identificação dos táxons de Leguminosae em fragmentos florestais em Araponga (MG): arbustos, subarbustos e trepadeiras

1. Folhas uni-trifolioladas.
 2. Folhas unifolioladas ou bifolioladas.
 3. Folhas unifolioladas 3.5.1. *Crotalaria breviflora*
 - 3'. Folhas bifolioladas.
 4. Folíolos elípticos a lanceolados, pecíolo 1–1,5 cm compr. face adaxial glabra; fruto lomento 3.10. *Zornia gemella*
 - 4'. Folíolos obovados, pecíolo 0,3–0,5 cm compr., face adaxial esparso-seríceo; fruto legume 1.1.2. *Chamaecrista rotundifolia* var. *rotundifolia*
 - 2'. Folhas trifolioladas.
 5. Trepadeiras.
 6. Folíolos laterais simétricos.
 7. Flores não ressupinadas; cálice tubular, tetrâmero, avermelhado 3.2. *Camptosema bellum*
 - 7'. Flores ressupinadas; cálice campanulado, pentâmero, esverdeado.
 8. Folíolos terminais ovados a ovado-lanceolados; lacínios laterais inferiores do cálice menores que o tubo 3.3.1. *Centrosema arenarium*
 - 8'. Folíolos terminais lanceolados, lacínios laterais inferiores do cálice maiores que o tubo 3.3.2. *Centrosema virginianum*
 - 6'. Folíolos laterais assimétricos.
 9. Folíolos terminais elípticos; corola lilás; legume não constricto entre as sementes 3.4. *Cleobulia multiflora*
 - 9'. Folíolos terminais ovados; corola amarela; legume constricto entre as sementes 3.8. *Rhynchosia phaseoloides*
 - 5'. Arbustos ou subarbustos.
 10. Estípula amplexicaule 3.9. *Stylosanthes guianensis* var. *guianensis*
 - 10'. Estípula não amplexicaule.
 11. Corola amarela; fruto legume inflado 3.5.2. *Crotalaria incana*
 - 11'. Corola rosada, avermelhada ou arroxeadá; fruto lomento.
 12. Folíolos laterais assimétricos 3.6.2. *Desmodium affine*
 - 12'. Folíolos laterais simétricos.
 13. Folíolos terminais amplo-elípticos ... 3.6.1. *Desmodium adscendens*
 - 13'. Folíolos terminais elípticos ou ovados.
 14. Folíolos elípticos; estípulas soldadas; artículos do lomento oblongos 3.6.3. *Desmodium incanum*
 - 14'. Folíolos ovados; estípulas livres entre si; artículos do lomento triangulares 3.6.4. *Desmodium uncinatum*
 - 1'. Folhas plurifolioladas.
 15. Folhas pinadas.
 16. Nectário foliar presente.
 17. Folíolos obovados ou elípticos.
 18. Folíolos com ápice arredondado; nectário na base do pecíolo; legume plano-compresso 1.2.1. *Senna cernua*
 - 18'. Folíolos com ápice retuso; nectário entre o primeiro par de folíolos; legume subcilíndrico 1.2.2. *Senna pendula* var. *glabrata*

- 17'. Folíolos linear-oblongos 1.1.1. *Chamaecrista nictitans* var. *disadena*
 16'. Nectário foliar ausente.
 19. Folha paripinada; fruto lomento 3.1. *Aeschynomene elegans*
 19'. Folha imparipinada; fruto legume 3.7. *Indigofera suffruticosa*
 15'. Folhas bipinadas.
 20. Pina 1 par; foliólulos 2 pares por pina 2.1.2. *Mimosa velloziana*
 20'. Pina 4-5 pares; foliólulos 13-17 pares por pina 2.1.1. *Mimosa diplotricha*

1. Caesalpinioideae

1.1. *Chamaecrista* Moench, Methodus 272. 1794.

Árvores, arbustos, subarbustos ou ervas. Folhas pinadas; estípulas presentes e estipelas ausentes; nectário foliar presente ou ausente no pecíolo ou entre os folíolos; folíolos opostos, raramente subopostos. Inflorescências racemosas, axilares, caulifloras, ramifloras ou supra-axilares; brácteas e bractéolas presentes, às vezes caducas; flores pentâmeras, zigomorfas ou levemente assimétricas; cálice dialissépalo, esverdeado ou amarelado; corola dialipétala, amarela; androceu dialistêmone, 5-10 estames férteis, iso ou heterodínamos; estaminódio às vezes presente; ovário pluriovulado. Fruto legume, deiscência elástica; semente com testa lisa ou pontuada.

1.1.1 *Chamaecrista nictitans* var. *disadena* (Steud.) H.S. Irwin & Barneby, Mem. New York Bot. Gard. 35: 826. 1982. Fig. 2 a-b

Subarbustos 30-40 cm alt.; ramos jovens vilosos. Estípulas 9-12 mm compr., lanceoladas, pubescentes, persistentes; pecíolo 4-5 mm compr., canaliculado, viloso; nectário foliar no pecíolo, caliciforme, estipitado; raque 3-5 cm compr., canaliculada, pubescente; folíolos 17-23 pares, 0,5-1,4 × 0,1-0,2 cm, linear-oblongos, ápice agudo, base assimétrica, face adaxial glabrescente, face abaxial pubescente. Pedúnculo 1-2 mm compr.; brácteas 4-5 mm compr., lanceoladas, pubescentes; bractéolas 2,5-2,8 mm compr., lanceoladas, pubescentes externamente; cálice 7-8,2 mm compr., pubescente externamente; corola ca. 2 cm compr.; estames 10, heterodínamos, 5 maiores, filetes 8-11 mm compr., anteras 5-6 mm

compr., 5 menores, filetes 7-11 mm compr., anteras 3-3,1 mm compr., sem estaminódios; ovário 5,2-7 mm compr., levemente curvo, pubescente; estilete 3-4 mm compr., curvo, glabro; estigma lateral, truncado, ciliado. Legume 4,5-6 × 0,4-0,5 cm, plano-compresso, pubescente; 12-22 sementes, 3,3-4 × 1,8-2 mm, oblongas, avermelhadas.

Material examinado: Fragmento da Lurdinha, 25.II.2006, fl. e fr., J. M. Fernandes 189 (VIC); 16.XII.2006, fl. e fr., J. M. Fernandes 413 (VIC).

Chamaecrista nictitans var. *disadena* distingue-se de *C. rotundifolia* var. *rotundifolia* por apresentar folíolos com 17-23 pares, nectário foliar estipitado no pecíolo e corola com ca. 2 cm de comprimento, enquanto que a segunda variedade apresenta folhas com um par de folíolos, ausência de nectário foliar no pecíolo e corola de 5-5,7 mm de comprimento. A variedade ocorre no México, Panamá, Colômbia, Bolívia, Venezuela, Guiana, Suriname e Brasil. No Brasil, está distribuída nos estados de Roraima, Amapá, Amazonas, Ceará, Bahia e Minas Gerais (Irwin & Barneby 1982). Nos fragmentos estudados, ocorrem em áreas abertas e antropizadas. Floresce de novembro a março e frutifica de dezembro a junho.

1.1.2 *Chamaecrista rotundifolia* (Pers.) Greene var. *rotundifolia*, Syn. Pl. 1: 456. 1805.

Fig. 2 c-e

Subarbustos 30-40 cm alt.; ramos jovens hirsutos. Estípulas 7-13 mm compr., lanceoladas, ciliadas, adpressas ao caule, persistentes; pecíolo 3-5 mm compr., canaliculado, pubescente; nectário foliar ausente; raque 2-3 mm compr., canaliculada, esparso-sericea; folíolos 2, 0,9-2,1 × 0,6-1,4 cm, obovados, ápice emarginado a

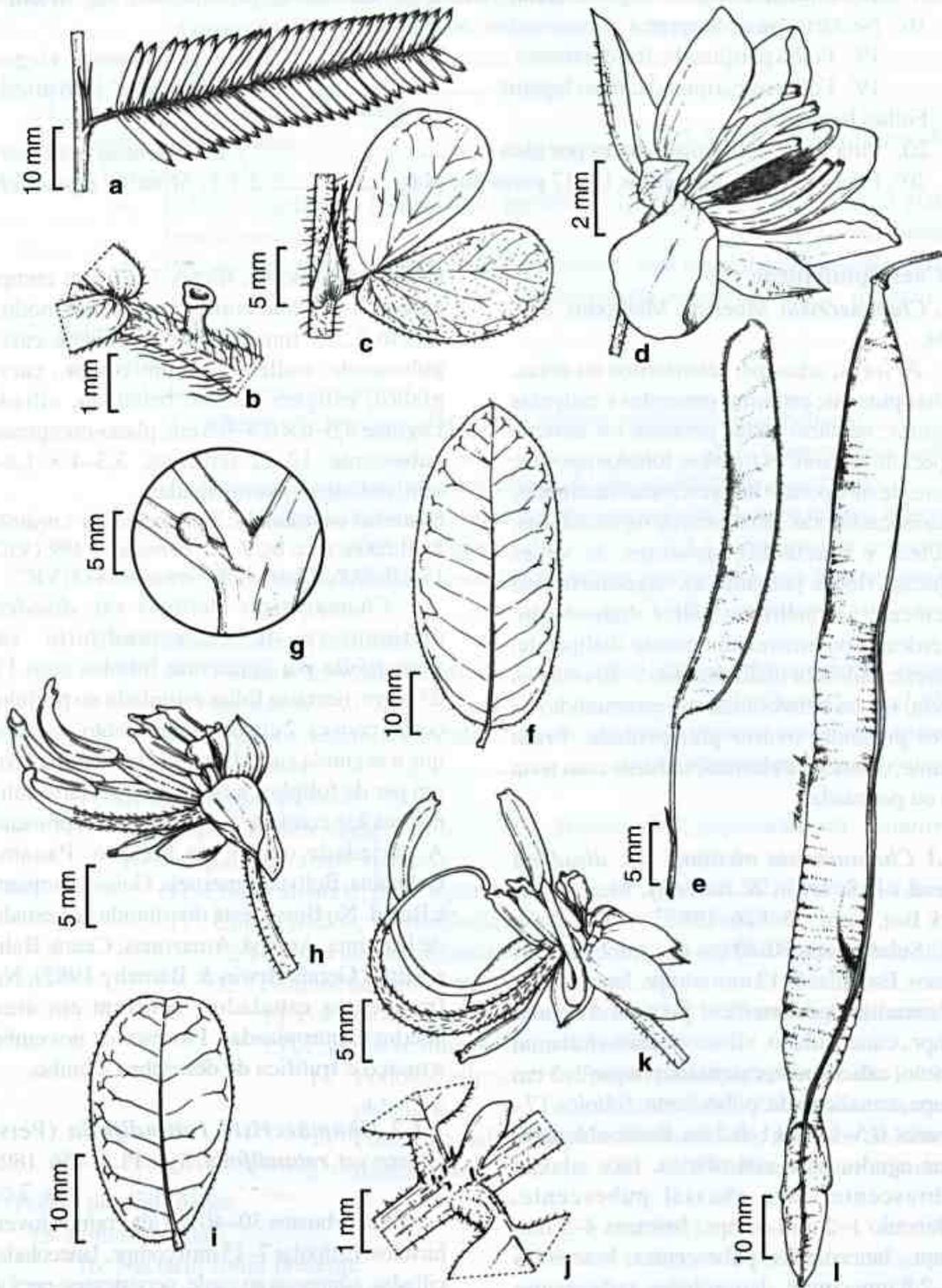


Figura 2 – a-b. *Chamaecrista nictitans* var. *disadena* – a. folha; b. nectário. c-e. *C. rotundifolia* var. *rotundifolia* – c. folha; d. flor; e. fruto. f-h. *Senna cernua* – f. folíolo; g. nectário foliar; h. flor sem pétalas. i-l. *S. pendula* var. *glabrata* – i. folíolo; j. nectário foliar; k. flor sem pétalas; l. fruto. (a-b Fernandes 189; c-e Fernandes 172; f-h Fernandes 136; i-k Fernandes 263; l Fernandes 252)

retuso, base oblíqua, faces adaxial e abaxial esparso-seríceas, margens ciliadas. Pedúnculo ausente; brácteas 1,3–1,5 mm compr., lanceoladas, glabrescentes; cálice 3,2–5 mm compr., pubescente externamente; corola 5–5,7 mm compr.; estames 5, isodínamos, 4,2–4,8 mm compr., anteras 3,2–3,6 mm compr., estaminódios 3; ovário ca. 3 mm compr., seríceo, reto; estilete 1,8–2 mm compr., curvo, glabro; estigma lateral, truncado, ciliado. Legume 2,3–3,3 × 0,4 cm, plano-compresso, esparso-hirsuto; 7–10 sementes, 3–3,2 × 1–1,5 mm, oblongas, acinzentadas.

Material examinado: Fragmento da Eva, 25.II.2006, fl. e fr., *J. M. Fernandes 172* (VIC).

Está distribuída dos Estados Unidos (Flórida) até a Argentina. No Brasil, ocorre nos estados do Mato Grosso, Goiás, Maranhão, Tocantins, Paraná, Rio de Janeiro, Espírito Santo (Irwin & Barneby 1982), São Paulo, Rio Grande do Sul (Bortoluzzi 2004) e Minas Gerais. Ocorre em cerrados, campos, áreas abertas e perturbadas, margens de estrada, florestas alteradas e pastagens (Irwin & Barneby 1982). Está bem representada no entorno dos fragmentos em áreas alteradas ou não. Floresce de novembro a junho e frutifica de janeiro a setembro.

1.2 *Senna* Mill., Gard. Dict. Abr. (ed. 4) 3: 1754.

Árvores, arbustos ou subarbustos. Folhas pinadas; estípulas presentes, estípelas ausentes; nectário foliar presente no pecíolo ou entre os pares de folíolos, às vezes ausentes; folíolos opostos, raramente subopostos. Inflorescências racemosas ou paniculadas, multifloras até bifloras, axilares ou terminais; brácteas presentes e bractéolas ausentes; flores pentâmeras, zigomorfas ou levemente assimétricas; cálice dialissépalo, esverdeado ou amarelado; corola dialipétala, amarela; androceu dialistêmonico, 7 estames férteis, heterodínamos, 3 maiores adaxiais, 4 menores medianos, 3 estaminódios abaxiais; ovário pluriovulado. Fruto legume bacóide, deiscente, raramente indeiscente; sementes compressas, geralmente areoladas.

1.2.1 *Senna cernua* (Balb.) H.S. Irwin & Barneby, Mem. New York Bot. Gard. 35: 419. 1982. Fig. 2 f-h

Subarbustos 60–80 cm alt.; ramos jovens esparso-seríceos. Estípulas 5–6 mm compr., lanceoladas, esparso-seríceas, decíduas; pecíolo 3–9,5 cm compr., cilíndrico, esparso-seríceo; nectário foliar cônico, na base do pecíolo; raque 10–17 cm compr., cilíndrica, esparso-seríceo; folíolos 5–9 pares, 3–8,6 × 1,5–3,3 cm, elíptico-obovados, ápice arredondado, base assimétrica, face adaxial glabra e abaxial serícea. Inflorescências racemosas, terminais; pedúnculo 0,7–1,5 mm compr.; raque 1,5–3 cm compr., estriada, esparso-serícea; brácteas 7–8,2 mm compr., lanceoladas, pubescentes; cálice 4–11 mm compr., pubescente externamente; corola 1,6–2 cm compr.; estames maiores 3, filetes 8–15 mm compr., anteras 5–8 mm compr., medianos 4, filetes 2–3 mm compr., anteras 4–5 mm compr., estaminódios 3; ovário 13–15 mm compr., seríceo, curvo; estilete 2–3 mm compr., glabro, curvo; estigma terminal, truncado, ciliado. Legume 20–27 × 0,4 cm, plano-compresso, esparso seríceo; 90 sementes, unisseriadas, 3 × 1–2 mm, elípticas, enegrecidas.

Material examinado: Fragmento da Lurdinha, 27.I.2006, fl. e fr., *J. M. Fernandes 136* (VIC); *idem*, fl. e fr., *J. M. Fernandes 137* (VIC).

Senna cernua distingue-se de *Senna pendula* var. *glabrata* por apresentar pecíolo longo, de 3–9,5 cm comprimento, com um nectário basal cônico, folíolos 5–9 pares, elíptico-obovados, frutos 20–27 cm comprimento, estreitos (0,4 cm largura), enquanto a segunda possui cinco pares de folíolos obovados, nectário claviforme, presente apenas no primeiro par de folíolos e três estames longos. A espécie ocorre no Paraguai e no Brasil, nos estados de Minas Gerais, Rio de Janeiro, São Paulo, Paraná, Goiás e Mato Grosso (Irwin & Barneby 1982). Ocupa ambientes de cerrado, sendo comumente encontrada em floresta de encosta, ao longo de estradas, pastagens, em lugares cultivados ou abandonados e em locais de altitude (Irwin & Barneby 1982). Floresce de novembro a maio e frutifica de fevereiro a setembro.

1.2.2 *Senna pendula* var. *glabrata* (Vogel)
H.S. Irwin & Barneby, Mem. New York Bot. Gard. 35: 382. 1982. Fig. 2 i-l

Arbustos 1–3 m alt.; ramos jovens pubescentes. Estípulas 11–14 mm compr., lineares, pubescentes; pecíolo 2,2–2,8 cm compr., canaliculado, pubescente; raque 3,5–4,7 cm compr., canaliculada, pubescente; nectário foliar claviforme, entre o primeiro par de folíolos; folíolos 5 pares, 1,2–4 × 1–1,6 cm, obovados, ápice retuso, base levemente oblíqua, face adaxial glabra e abaxial pubescente. Inflorescências racemosas, terminais; pedúnculo 5–8 mm compr.; raque 2,5–3,7 cm compr., canaliculada, serícea a vilosa; brácteas 1,5–2,5 mm compr., lanceolada; cálice 5–10 mm compr., pubescente; corola 2–2,4 cm compr., zigomorfa; estames maiores 3, filetes 22–30 mm compr., anteras ca. 10 mm compr., medianos 4, filetes ca. 2 mm compr., anteras 5–6 mm compr., estaminódios 3; ovário 17–21 mm compr., curvo, pubescente; estilete ca. 6 mm compr., curvo, glabro; estigma terminal, truncado, ciliado. Legume bacóide, 6–19 × 1–1,5 cm, subcilíndrico, glabro; 25–60 sementes, bisseriadas, 7 × 4–5 mm, oblongas, enegrecidas.

Material examinado: Fragmento da Eva, 28.IV.2006, fl., J. M. Fernandes 263 (VIC); *idem*, fl., J. M. Fernandes 270 (VIC); *idem*, 5.VIII.2006, fr., J. M. Fernandes 352 (VIC).

Senna pendula var. *glabrata* ocorre no Paraguai e no Brasil, nos estados de Minas Gerais, Mato Grosso, São Paulo, Bahia e Paraná (Irwin & Barneby 1982). Ocupa ambientes de cerrado, cerradão, mata ciliar entre 450–1.100 m, até os campos rupestres (Irwin & Barneby 1982), incluindo áreas de pastagens, roças e beiras de estradas. Nos fragmentos, ocorre no subosque e entorno. Floresce de fevereiro a maio e frutifica de abril a agosto.

2. Mimosoideae

2.1 *Mimosa* L., Sp. Pl. 1: 516–523. 1753.

Árvores, arbustos, trepadeiras, subarbustos ou ervas; ramos inermes ou aculeados. Folhas bipinadas; estípulas presentes, na maioria das vezes persistentes; nectário foliar ausente;

pinas 1–20 pares, opostas, primeiro par geralmente diferenciado em parafilídios. Inflorescências espiciformes ou capituliformes, axiais ou terminais, homomórficas ou heteromórficas; flores 3–6-mera; cálice gamossépalo, campanulado; corola gamopétala, campanulada, actinomorfa; androceu iso, diplostêmone ou polistêmone, filetes geralmente róseos ou purpúreos, livres ou unidos na base; gineceu unicarpelar; ovário plurióvulado. Fruto craspédio, deiscente ou indeiscente; semente não alada, pleurograma presente.

2.1.1 *Mimosa diplotricha* C. Wright, Anales Acad. Ci. Med. Habana 5: 405. 1868.

Fig. 3 a-b

Subarbustos 30–40 cm alt.; ramos jovens esparsamente hirsutos, aculeados. Estípulas 3–4 mm compr., subuladas a lineares, persistentes; pecíolo 1,5–2,4 cm compr., quadrangular, hirsuto, aculeado; raque 1,4–1,8 cm compr., canaliculada, hirsuta; pinas 4–5 pares, foliólulos 13–17 pares por pina, 4–4,5 × 1–1,5 mm, oblongos, ápice agudo, base truncada, faces adaxial e abaxial glabrescentes. Inflorescências capituliformes, axilares, heteromórficas; flores masculinas ou hermafroditas; pedúnculo 0,3–0,8 mm compr.; raque 2–3 mm compr.; brácteas 0,8–1 mm compr., espatuladas; flores sésseis; cálice 5 sépalas, 0,5–0,8 mm compr., glabro; corola 4 pétalas, ca. 2,5 mm compr., glabra; estames 8, 4–6 mm compr., heterodínamos, róseos; ovário 0,6–1 mm compr., presença de tricomas glandulares na base; estilete 5–5,8 mm compr., levemente curvo; estigma terminal, infundibuliforme, glabro. Craspédio 1,3–1,8 × 0,4 cm, 3–5-articulados, híspido, estrigoso; sementes 3 × 2 mm, oblongas, castanhas.

Material examinado: Fragmento da Eva, 25.II.2006, fl., J. M. Fernandes 170 (VIC).

Material adicional examinado: BRASIL. MINAS GERAIS: Belo Horizonte, Barreiro, Serra do Curral, 27.III.1955, fr., *L.Roth s.n.* (RB143085).

Mimosa diplotricha distingue-se de *M. velloziana* por apresentar de 4–5 pares de pinas, foliólulos de 13–17 pares por pina e flores com oito estames, enquanto que *M. velloziana*

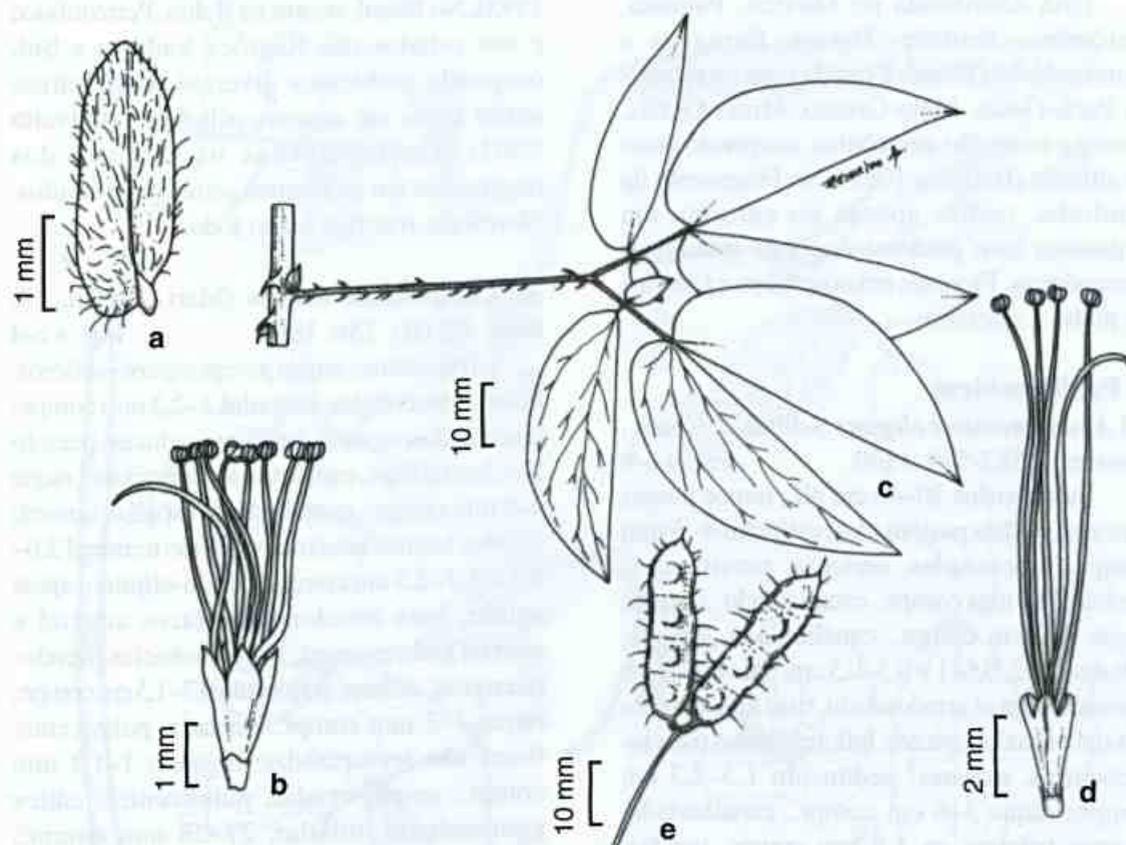


Figura 3 – a-b. *Mimosa diplotricha* – a. foliólulo; b. flor. c-e. *M. velloziana* – c. folha; d. flor; e. frutos (a-b Fernandes 170; c-e Fernandes 394).

apresenta exatamente um par de pina e 4 estames. Está distribuída do sul do México, Cuba, Porto Rico, Haiti, Equador, Brasil e, do Paraguai até a Argentina. No Brasil, ocorre na Bahia (Lewis 1987), Goiás, Minas Gerais e Santa Catarina (Barneby 1991). No Fragmento da Eva, ocorre em ambientes alterados e abertos com predominância de gramíneas. Floresce de fevereiro a abril, frutifica em março.

2.1.2 *Mimosa velloziana* Mart., Flora 22(1, Beibl.): 9. 1839. Fig. 3 c-e

Arbustos 1–1,5 m alt.; ramos jovens glabrescentes, aculeados. Estípulas 2,5–3 mm compr., ovadas, glabrescentes, persistentes; pecíolo 1,6–6 cm compr., canaliculado, aculeado; raque 0,5–1 cm compr., canaliculada, tomentosa; pinas 1 par; foliólulos 2 pares por pina, 20–58 × 5–24 mm, elíptico-subfalcados, ápice agudo a acuminado, base oblíqua, margens

ciliadas, face adaxial glabra e abaxial puberulenta. Inflorescências capituliformes, axilares, terminais; heteromórficas; pedúnculo 17–20 mm compr.; brácteas 2,3–3,5 mm compr., lanceolada, ciliada; raque ca. 3 mm compr.; cálice 5 sépalos, 0,3–0,4 mm compr.; corola 4 pétalas, 2,5–3 mm compr., serícea no ápice; estames 4, ca. 10 mm compr., isodínamos, róseos com base avermelhada; ovário 5–6 mm compr., glabrescente; estilete 9–10 mm compr., glabro; estigma terminal, cilíndrico, glabro. Craspédio 3–4,5 × 1–1,3 cm, 3–5-articulado, aculeados; 3–5 sementes, 1,8–2 × 1–1,5 mm, elípticas a obovadas, enegrecidas.

Material examinado: Fragmento da Lurdinha, 9.VI.2006, fr., J. M. Fernandes 289 (VIC).

Material adicional examinado: BRASIL. MINAS GERAIS: Araponga, comunidade São Joaquim (beira da estrada), 15.XI.2006, fl., J. M. Fernandes 394 (VIC); Reserva Florestal da Mata do Paraíso, 12.IX.2001, fr., F. C. P. Garcia e I. M. Corrêa 856 (VIC).

Está distribuída no México, Panamá, Colômbia, Bolívia, Brasil, Paraguai e Venezuela. No Brasil, é citada para os estados do Pará, Goiás, Mato Grosso, Minas Gerais, Paraná e na região amazônica, ocupando áreas de altitude (Barneby 1991). No Fragmento da Lurdinha, ocorre apenas no entorno, em ambientes com predominância de gramíneas e trepadeiras. Floresce em novembro e frutifica de junho a setembro.

3. Papilionoideae

3.1 *Aeschynomene elegans* Schltld. & Cham., *Linnaea* 5: 583-584, 1830. Fig. 4 a-b

Subarbustos 30–40 cm alt.; ramos jovens seríceos. Folhas paripinadas; estípulas 4–5 mm compr., lanceoladas, seríceas, persistentes; pecíolo 3–4 mm compr., canaliculado, seríceo; raque 1–2 cm compr., canaliculada, serícea; folíolos 8–12, 0,6–1 × 0,3–0,5 cm, oblongos, raro obovados, ápice arredondado, base aguda, faces adaxial e abaxial seríceas. Inflorescências pseudo-racemosas, axilares; pedúnculo 1,5–2,3 cm compr.; raque 3–6 cm compr., canaliculada, serícea; brácteas ca. 1,6 mm compr., ovadas, pubescentes, ciliadas; flores pentâmeras; cálice gamossépalo, campanulado, 2–2,8 mm compr., seríceo; corola dialipétala, papilionácea, amarela, com guias de néctar, vináceo, vexilo 6,5–7 mm compr., alas 6–7 mm compr.; pétalas da carena 6–7 mm compr.; estames 10, diadelfos (5+5), 6–6,3 mm compr., anteras isomórficas; gineceu estipitado; estípite 1,3–1,5 mm compr.; ovário 3–3,5 mm compr., seríceo, pluriúvulado; estilete 2–3 mm compr., reto, glabro; estigma terminal, infundibuliforme, glabro. Lomento 1–1,5 × 0,2 cm, 4–6-articulado, uncinado; 4–6 sementes, 2 × 1,2 mm, reniformes, castanho-claras.

Material examinado: Fragmento da Lurdinha, 27.I.2006, fl. e fr., *J. M. Fernandes et al.* 139 (VIC); *idem*, 28.IV.2006, fl. e fr., *J. M. Fernandes et al.* 277 (VIC); Fragmento da Eva, 25.II.2006, fl. e fr., *J. M. Fernandes et al.* 173 (VIC).

Aeschynomene elegans é facilmente reconhecida na área por apresentar hábito subarbusivo, folhas paripinadas, 8–14 folíolos oblongos e frutos do tipo lomento. Está distribuída do México à Argentina (Brandão

1992). No Brasil, ocorre na Bahia, Pernambuco e nos estados das Regiões Sudeste e Sul, ocupando ambientes diversos, desde áreas muito secas até aquelas paludosas (Oliveira 2002). Ocorre apenas no entorno dos fragmentos em ambientes sombrios e úmidos. Floresce e frutifica o ano todo.

3.2 *Camptosema bellum* (Mart.) Benth., *Fl. Bras.* 15(1B): 156, 1862. Fig. 4 c-d

Trepadeiras; ramos jovens esparso-seríceos. Folhas trifolioladas; estípulas 2–2,2 mm compr., lanceoladas, esparso-seríceas, caducas; pecíolo 2–4,2 cm compr., canaliculado, pubescente; raque 4–9 mm compr., canaliculada, esparso-serícea; folíolos laterais simétricos; folíolo terminal 2,6–5,3 × 1,7–2,5 cm compr., ovado-elíptico, ápice agudo, base arredondada, faces adaxial e abaxial glabrescentes. Inflorescências pseudo-racemosas, axilares; pedúnculo 0,7–1,5 cm compr.; raque 2–3 mm compr., estriada, pubescente; flores não ressupinadas; brácteas 1–1,2 mm compr., amplo-ovadas, pubescentes; cálice gamossépalo, tubular, 27–28 mm compr., tetrâmero, avermelhado; corola dialipétala, unguiculada, avermelhada, vexilo 4–5,4 cm compr., alas 3,7–4,9 cm compr., pétalas da carena 3,9–4,9 cm compr.; estames 10, diadelfos, 34–41 mm compr., anteras isomórficas; gineceu estipitado; estípite 10–15 mm compr.; ovário 10–12 mm compr., seríceo, pluriúvulado; estilete 9–13 mm compr., reto; estigma terminal, truncado, glabro. Fruto não observado.

Material examinado: Fragmento da Eva, 25.II.2006, fl., *J. M. Fernandes et al.* 180 (VIC); *idem*, 28.IV.2006, fl., *J. M. Fernandes et al.* 266 (VIC).

Camptosema bellum é reconhecida na área estudada por apresentar hábito trepador, folíolos laterais simétricos, terminal ovado-elíptico, cálice tubular, tetrâmero e corola não ressupinada. É conhecida apenas em áreas serranas nos estados de Minas Gerais e Espírito Santo, em ambientes exclusivamente de subosque e de matas úmidas (Queiroz 1999). No Fragmento da Eva, ocorre em áreas úmidas do subosque. Floresce de fevereiro a abril, mas não houve a formação de frutos.

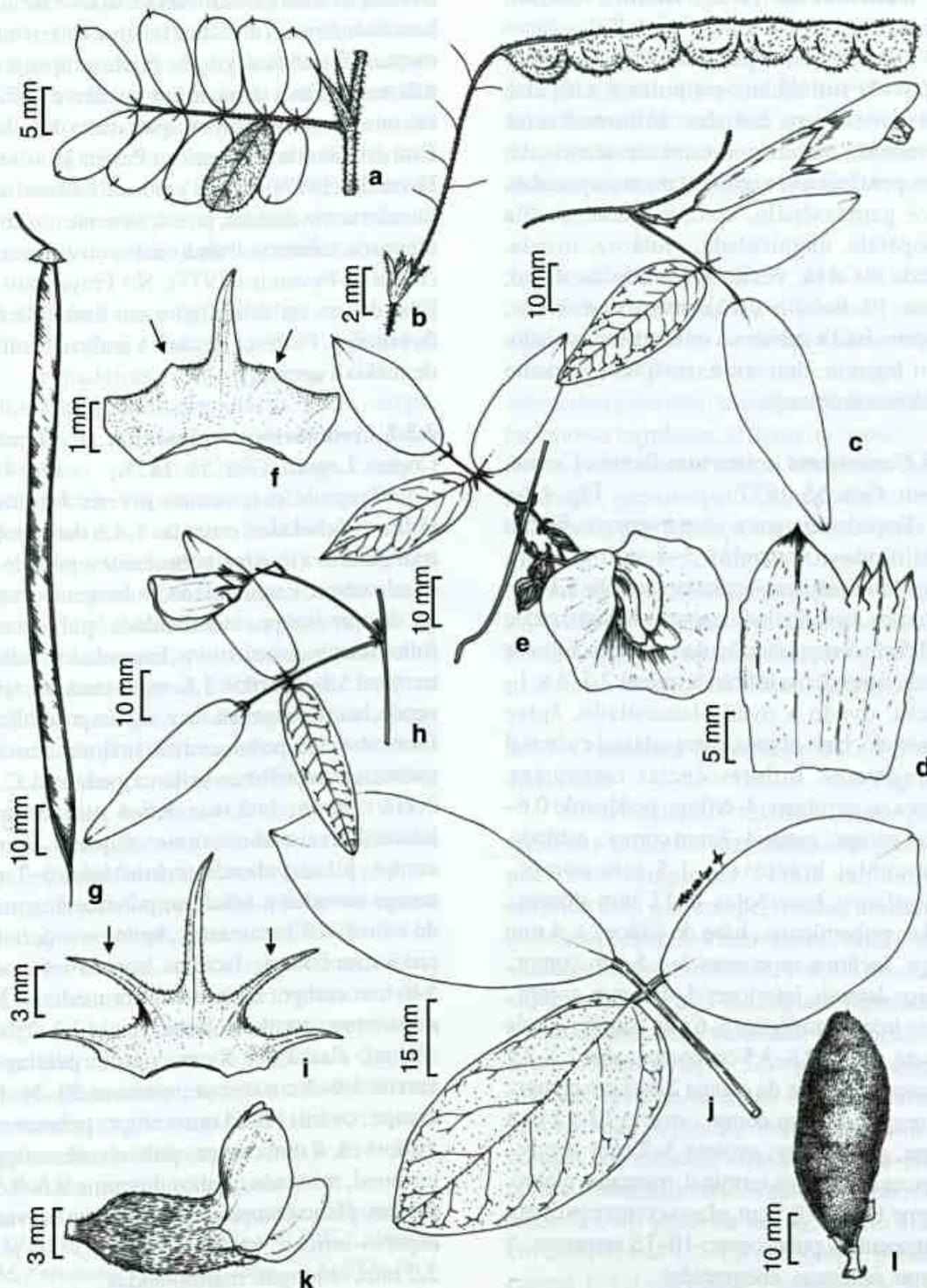


Figura 4 – a-b. *Aeschynomene elegans* – a. folha; b. fruto. c-d. *Camptosema bellum* – c. ramo com folha e flor; d. cálice. e-g. *Centrosema arenarium* – e. ramo com folha e flor; f. setas apontando lacínios laterais inferiores do cálice; g. fruto. h-i. *Centrosema virginianum* – h. ramo com folha e botão; i. setas apontando lacínios laterais inferiores do cálice. j-l. *Cleobulia multiflora* – j. folha; k. flor; l. fruto. (a-d Fernandes 266; e-f Fernandes 268; g Fernandes 301; h-i Fernandes 238; j-k Fernandes 275; l Fernandes 392)

3.3. *Centrosema* (DC.) Benth., Comm. Legum. Gen. 53-54. 1837.

Subarbustos, trepadeiras ou ervas. Folhas 1-3(-4-7) folioladas; estípulas e estipelas persistentes, raro caducas. Inflorescências racemosas, axilares, raramente terminais; flores pentâmeras, zigomorfas, ressupinadas; cálice gamossépalo, campanulado; corola gamopétala, unguiculada, violácea, rosada, azulada ou alva, vexilo calcarado no dorso; estames 10, diadelfos (9+1), anteras isomórficas; gineceu sésil a subsésil, ovário pluriovulado. Fruto legume, deiscente, rostrado; semente cilíndrica ou oblonga.

3.3.1 *Centrosema arenarium* Benth., Comm. Legum. Gen. 55. 1837. Fig. 4 e-g

Trepadeiras; ramos jovens seríceos. Folhas trifolioladas; estípulas 3-4 mm compr., triangulares, esparso-seríceas; pecíolo 1,1-3,3 cm compr., canaliculado, esparso-hirsuto; raque 0,7-1,5 cm compr., canaliculada, serícea; folíolos laterais simétricos; folíolo terminal 2,7-8 × 1-3,5 cm, ovado a ovado-lanceolado, ápice acuminado, base obtusa, faces adaxial e abaxial glabrescentes. Inflorescências racemosas, axilares ou terminais, 4-6 flora; pedúnculo 0,6-1,2 cm compr.; raque 4-7 mm compr., estriada, pubescente; brácteas 1-1,5 mm compr., triangulares; bractéolas 8-11 mm compr., ovadas, puberulentas; tubo do cálice ca. 4 mm compr., lacínios superiores 1-1,5 mm compr., lacínios laterais inferiores 1-1,5 mm compr., lacínio inferior mediano 5-6 mm compr.; corola púrpura, vexilo 2,8-3,5 cm compr., alas 2,3-2,5 cm compr., pétalas da carena 2,4-3 cm compr.; estames 25-27 mm compr.; ovário 13-15 mm compr., pubescente; estilete 5-7 mm compr., pubescente; estigma terminal, truncado, glabro. Legume 11-14 × 0,5 cm, plano-compresso, reto, glabrescente a pubescente; 10-15 sementes, 5 × 3 mm, oblongas, enegrecidas.

Material examinado: Fragmento da Eva, 1.V.2006, fl., J. M. Fernandes et al. 268 (VIC); *idem*, 28.VI.2006, fr., J. M. Fernandes et al. 301 (VIC).

Centrosema arenarium distingue-se de *Centrosema virginianum*, por apresentar

folíolos ovados a ovado-lanceolados e lacínios laterais inferiores do cálice menores que o tubo, enquanto que a segunda espécie apresenta folíolos laterais e terminal lanceolados e lacínios laterais inferiores maiores que o tubo do cálice. Está distribuída do Ceará ao Paraná (Barbosa-Fevereiro 1977). Ocorre em locais de cerrado, litoral e serras úmidas, principalmente nos solos arenosos, terrenos abandonados ou cultivados (Barbosa-Fevereiro 1977). No Fragmento da Eva, ocorre no subosque e em áreas abertas do entorno. Floresce de abril a junho e frutifica de junho a agosto.

3.3.2 *Centrosema virginianum* (L.) Benth., Comm. Legum. Gen. 56. 1837. Fig. 4 h-i

Trepadeiras; ramos jovens hirsutos. Folhas trifolioladas; estípulas 4-4,6 mm compr., triangulares a ovadas, pubescentes; pecíolo 2-4 cm compr., canaliculado, pubescente; raque ca. 8 mm compr., canaliculada, pubescente; folíolos laterais simétricos, lanceolados; folíolo terminal 3,5-7,5 × 0,9-1,8 cm, lanceolado, ápice agudo, base emarginada, face adaxial puberulenta, face abaxial pubescente. Inflorescências racemosas, plurifloras, axilares; pedúnculo 2,5-3 cm compr.; brácteas 3,5-4 mm compr., lanceoladas, pubescentes; raque 3-7 mm compr., plana, pubescente; bractéolas 6-7 mm compr., ovadas a falcadas, pubescentes; tubo do cálice 4-6 mm compr., lacínios superiores ca. 3 mm compr., lacínios laterais inferiores 5-6 mm compr., lacínio inferior mediano 5-9 mm compr.; corola violácea, vexilo 2,2-2,5 cm compr., alas 1,6-1,8 cm compr., pétalas da carena 1,9-2 cm compr.; estames 20-24 mm compr.; ovário 12-13 mm compr., pubescente; estilete ca. 4 mm compr., pubescente; estigma terminal, truncado, glabro. Legume 8,5-9,5 × 0,3 cm, plano-compresso, levemente curvado, esparso-seríceo; 14-20 sementes, 3-3,8 × 2-2,2 mm, oblongas, marmoreadas.

Material examinado: Fragmento da Eva, 26.III.2006, fl., J. M. Fernandes et al. 238 (VIC).

Material adicional examinado: BRASIL. MINAS GERAIS: Ouro Preto, Parque Estadual do Itacolomi, 8.V.2004, fr., Dutra et al. 232 (VIC).

Ocorre dos Estados Unidos à Argentina (Miotto 1987). No Brasil, está presente do Ceará ao Rio Grande do Sul (Barbosa-Fevereiro 1977). Ocorre em vegetação de restinga, cerrado, caatinga, praia, lugares úmidos ou secos, na sombra ou não, em solos argilosos ou arenosos (Barbosa-Fevereiro 1977). No Fragmento da Eva, ocorre em áreas úmidas do entorno. Floresce de fevereiro a abril e frutifica em maio.

3.4 *Cleobulia multiflora* Mart. ex Benth., Comm. Legum. Gen. 67. 1837. Fig. 4 j-l

Trepadeiras; ramos jovens velutinos. Folhas trifolioladas; estípulas ca. 2 mm compr., triangulares, vilosas, persistentes; estípelas presentes; pecíolo 2,7–5 cm compr., subcilíndrico, viloso; raque 2–5 mm compr., subcilíndrica, vilosa; folíolos laterais assimétricos; folíolo terminal 6–10 × 3,8–4,5 cm, elíptico, ápice obtuso, base arredondada, faces adaxial e abaxial vilosas. Inflorescências pseudo-racemosas, plurifloras, densifloras, axilares; pedúnculo 8–25 cm compr.; brácteas ca. 2,5 mm compr., ovadas, tomentosas; raque 5–14 cm compr., cilíndrica, tomentosa; bractéolas ca. 3 mm compr., ovadas, tomentosas; cálice gamossépalo, tubular, 4–5-mera, ca. 10 mm compr., ferrugíneo-viloso; corola dialipétala, papilionácea, 5-mera, lilás, vexilo 1,2–1,4 cm compr., alas 6–7 mm compr., pétalas da carena 1,1–1,2 cm compr.; estames diadelfo (9+1), 10–12 mm compr., anteras isomórficas; ovário 6–8 mm compr., tomentoso, pluriovulado; estilete ca. 3 mm compr., curvo na base, glabro; estigma terminal, capitado. Legume 3–5 × 1,5–1,8 cm, plano compresso, não constricto entre as sementes, ferrugíneo-viloso, sutura espessada; 1–3 sementes, 9 × 5–6 mm, reniformes, castanho-marmoreadas.

Material examinado: Fragmento da Lurdinha, 28.IV.2006, fl., J. M. Fernandes 241 (VIC); *idem*, fl., J. M. Fernandes 275 (VIC); *idem*, 28.X.2006, fr., J. M. Fernandes 392 (VIC).

Cleobulia multiflora é caracterizada pelo hábito trepador, folíolos laterais assimétricos e terminais elípticos, inflorescência densiflora, cálice ferrugíneo-viloso externamente, corola lilás e legume reto. É uma espécie

exclusivamente brasileira, ocorrendo nos estados da Bahia, Espírito Santo, Minas Gerais, Rio de Janeiro e Paraná (Maxwell 1977). Na área de estudo, a espécie foi encontrada em áreas de mata fechada, sob árvores, e em áreas de gramíneas no entorno dos fragmentos. Floresce de março a julho e frutifica de outubro a dezembro.

3.5 *Crotalaria* L., Sp. Pl. 2: 714–716. 1753.

Arbustos, subarbustos ou ervas. Folhas digitado-trifolioladas ou unifolioladas; estípulas e estípelas presentes ou caducas; alas internodais presentes ou ausentes. Inflorescências racemosas terminais, axilares ou opositifólias; flores pentâmeras; cálice bilabiado ou não bilabiado, gamossépalo, campanulado; corola dialipétala, papilionácea, amarela, às vezes com guias de néctar; estames 10, monadelfos, anteras heteromórficas, alternadas, 5 dorsifixas e 5 basifixas; ovário uniovulado a pluriovulado. Fruto legume, inflado, deiscente; semente reniforme a oblíquo-cordiforme com endosperma.

3.5.1 *Crotalaria breviflora* DC., Prodr. 2: 127. 1825. Fig. 5 a-b

Subarbustos 0,6–1,3 m alt.; ramos jovens seríceos a velutinos, alas internodais presentes, parte livre acuminada. Folhas unifolioladas; estípulas ca. 3 mm compr., ovadas, tomentosas, caducas; pecíolo 3–4 mm compr., canaliculado, velutino; folha unifoliolada, 4–9,5 × 1,6–3,5 cm, elíptica, ápice agudo, base aguda, faces adaxial e abaxial seríceas a velutinas. Pedúnculo 1,4–5 cm compr.; raque 5,5–12,5 cm compr., estriada, serícea; brácteas 7–10 mm compr., lanceoladas, vilosas; bractéolas 5–8 mm compr., lanceoladas, vilosas; cálice 6–16 mm compr., bilabiado, seríceo externamente; corola amarela com guias de néctar, vexilo 1,2–1,3 cm compr., alas 1,2–1,3 cm compr., pétalas da carena 1–1,2 cm compr.; estames ca. 10 mm compr.; ovário 5–6 mm compr., glabro; estilete 7–8 mm compr., geniculado, glabro; estigma terminal, funiliforme, glabro. Legume 3 × 0,7–1 cm, glabro; 32 sementes, 2,3 × 2,3 mm, reniformes, castanhas.

Material examinado: Fragmento da Eva, 27.I.2006, fl., *J. M. Fernandes et al. 134* (VIC); Fragmento da Lurdinha, 26.III.2006, fr., *J. M. Fernandes et al. 239* (VIC); *idem*, 16.XII.2006, fl., *J. M. Fernandes 412* (VIC).

Crotalaria breviflora distingue-se de *Crotalaria incana* pela presença de alas internodais no ramo, ocupando ou não todo o entrenó, com parte livre acuminada, unifoliolada, cálice bilabiado, corola com guias de néctar e fruto glabro, enquanto que a segunda espécie possui folhas trifolioladas, cálice não bilabiado, corola sem guias de néctar e fruto hirsuto. É restrita ao Brasil, ocorrendo principalmente na região central e sudeste do país, nos estados da Bahia, Goiás, Mato Grosso, Minas Gerais, Rio de Janeiro, São Paulo e Paraná (Filliettaz 2002). Segundo Flores (2004), ocorre em ambientes úmidos, próximos de cursos d'água em áreas de cerrado. Acrescenta Filliettaz (2002) que está presente em ambientes rochosos, campo rupestre, campo sujo, campos de altitude, borda de mata mesófila e de Mata Atlântica, mata ciliar, mata pluvial tropical, locais úmidos e paludosos. Ocorre em ambientes abertos no entorno dos fragmentos, principalmente em solos com bastante matéria orgânica. Floresce de dezembro a janeiro e frutifica de fevereiro a junho.

3.5.2 *Crotalaria incana* L., Sp. Pl. 2: 716. 1753. Fig. 5 c-e

Subarbustos 0,8–1 m alt.; ramos jovens hirsutos ou seríceos, alas internodais ausentes. Folhas trifolioladas; estípulas 2–5 mm compr., lanceoladas a lineares, hirsutas; pecíolo 5,2–6,3 cm compr., cilíndrico, hirsuto; raque 2–3 mm compr., cilíndrica, hirsuta; folíolos laterais simétricos; folíolo terminal 3,1–4,1 × 1,8–2,4 cm, obovado, ápice arredondado a obtuso, base cuneada, face adaxial glabra, face abaxial esparsamente hirsuta. Pedúnculo ca. 3,5 cm compr.; raque ca. 7 cm compr., cilíndrica, hirsuta; bráctea 7–8,5 mm compr., lanceolada, caduca, serícea; cálice 8–11 mm compr., não bilabiado, esparso-seríceo; corola amarela sem guias de néctar, vexilo ca. 1,9 cm compr., alas ca. 1,2 cm compr., pétalas da carena 1,2–1,3 cm compr.; estames 13–15 mm compr.; ovário 7–8 mm compr., seríceo a velutino; estilete 8–

9 mm compr., geniculado na base, barbado; estigma terminal, truncado, glabro. Legume 3,5 × 1 cm, hirsuto; 28 sementes, 2 × 2 mm, reniformes, castanhas.

Material examinado: Fragmento da Eva, 26.III.2006, fl., *J. M. Fernandes et al. 231* (VIC).

Material adicional examinado: BRASIL. MINAS GERAIS: Araponga, comunidade dos Lanas (sistema agroflorestal do Sr. Ângelo), 12.VI.2006, fr., *J. M. Fernandes 256* (VIC).

É uma espécie nativa dos trópicos do Novo Mundo, mas ocorre também na Ásia e África, sendo amplamente encontrada em todo o Brasil, principalmente em solos arenosos, margem de rios e capoeiras (Flores 2004). No entorno dos fragmentos, ocorre em áreas abertas sob dominância de gramíneas. Floresceu de março a maio e frutifica em junho.

3.6 *Desmodium* Desv., J. Bot. Agric. 1: 122, pl. 5, f. 15. 1813.

Arbustos, subarbustos ou ervas. Folhas 3 (5 ou 1) folioladas; estípulas e estipelas persistentes. Inflorescências pseudo-racemosas ou paniculadas, axilares ou terminais; flores pentâmeras, zigomorfas; cálice gamossépalo, campanulado; corola dialipétala, papilionácea, branca, violácea, purpúrea ou avermelhada; estames 10, diadelfos (9+1), anteras isomórficas; ovário pluriovulado. Fruto lomento, 2–8 articulado, deiscente ou indeiscente; sementes oblongas, obovadas ou reniformes.

3.6.1 *Desmodium adscendens* (Sw.) DC., Prodr. 2: 332. 1825. Fig. 5 f-g

Subarbustos 20–30 cm alt.; ramos jovens vilosos. Folhas trifolioladas; estípulas 4–5 mm compr., cuneadas a triangulares, raramente lanceoladas, livres, glabras; pecíolo 5–8 mm compr., seríceo, canaliculado; raque 1–2 mm compr., canaliculada, vilosa, com tricomas uncinados; folíolos laterais simétricos, amplo-elípticos; folíolo terminal 0,6–1,9 × 0,7–1,2 cm, amplo-elíptico, ápice emarginado, base arredondada, face adaxial esparsamente serícea, face abaxial serícea. Inflorescências pseudo-racemosas, terminais; pedúnculo 1–2,5 cm

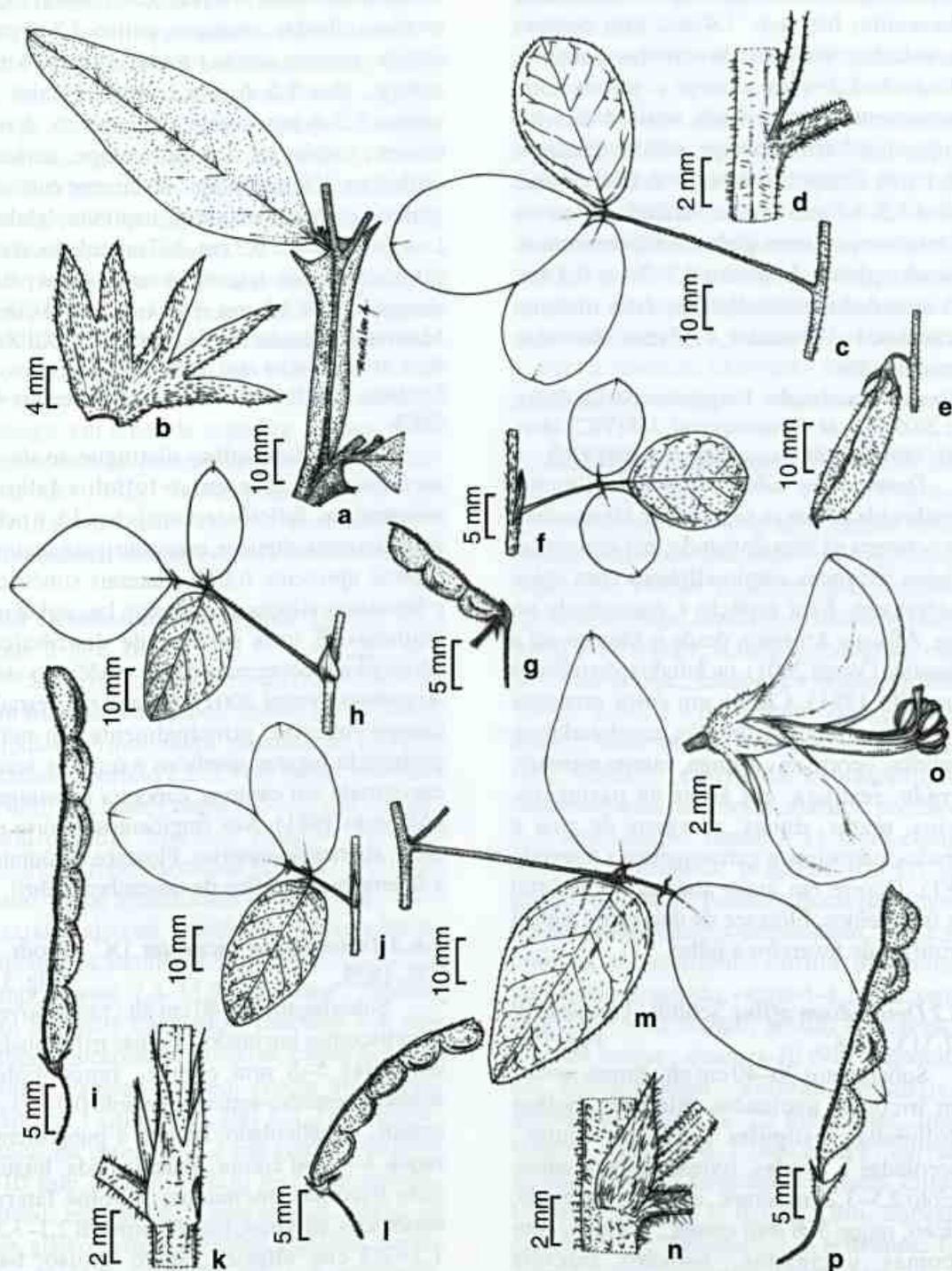


Figura 5 – a-b. *Crotalaria breviflora* – a. ramo com alas e folha; b. cálice; c-e. *C. incana* – c. folha; d. estípulas; e. fruto; f-g. *Desmodium adscendens* – f. folha; g. fruto; h-i. *D. affine* – h. folha; i. fruto; j-l. *D. incanum* – j. folha; k. estípulas; l. fruto; m-p. *D. uncinatum* – m. folha; n. estípula; o. flor; p. fruto. (a Fernandes 239; b Fernandes 134; c-e Fernandes 256; f Fernandes 138; g Fernandes 419; h-i Fernandes 414; j-l Fernandes 407; m-n Fernandes 262; o Fernandes 276; p Fernandes 262)

compr.; raque 4,5–8,5 cm compr., canaliculada, pubescente; brácteas 3,4–4,2 mm compr., lanceoladas, seríceas; bractéolas caducas; cálice 3–3,3 mm compr., pubescente externamente; corola rosada, vexilo 6–6,5 mm compr., alas 5–6 mm compr., pétalas da carena 6–6,1 mm compr.; estames 5–6 mm compr.; ovário 3,5–3,7 mm compr., seríceo; estilete ca. 2,5 mm compr., curvo, glabro; estigma terminal, capitado, glabro. Lomento 0,7–2,1 × 0,3 cm, 1–3 articulado, semi-elípticos, com tricomas uncinados; 1–3 sementes, 4 × 2 mm, obovadas, avermelhadas.

Material examinado: Fragmento da Lurdinha, 27.I.2006, fl., *J. M. Fernandes et al. 138* (VIC); *idem*, 14.II.2006, fr., *J. M. Fernandes et al. 190* (VIC).

Desmodium adscendens é facilmente reconhecida dentre as espécies de *Desmodium* que ocorrem na área de estudo, por apresentar folíolos terminais amplo-elípticos com ápice emarginado. Esta espécie é encontrada na Ásia, África e América, desde o México até a Argentina (Vanni 2001), incluindo todo o Brasil (Azevedo 1981). Cresce em solos arenosos ou argilosos, secos ou úmidos, ensolarados ou sombrios; ocorre na caatinga, campo rupestre, cerrado, restinga, em áreas de pastagens, brejos, matas, dunas, margens de rios e estradas, capoeiras e carrasqueiros (Azevedo 1981). Ocorre em áreas abertas no entorno dos fragmentos. Floresce de dezembro a abril e frutifica de fevereiro a julho.

3.6.2 *Desmodium affine* Schltld., *Linnaea* 12: 312-313. 1838. Fig. 5 h-i

Subarbustos 30–40 cm alt.; ramos jovens com tricomas uncinados, hirsutos. Folhas trifolioladas; estípulas 5–10 mm compr., lanceoladas a ovadas, livres, glabrescentes; pecíolo 2,5–3,2 cm compr., estriado, uncinado, seríceo; raque 5–8 mm compr., estriada, com tricomas uncinados; folíolos laterais assimétricos; folíolo terminal 3,6–5,4 × 1,8–3,2 cm, ovado, ápice agudo, base arredondada a truncada, face adaxial serícea, face abaxial com tricomas uncinados. Inflorescências pseudo-racemosas, terminais; pedúnculo ca. 8 cm compr.; raque 3,5–10,7 cm compr., estriada,

serícea, uncinada; brácteas 3,5–5 mm compr., ovadas, ciliadas, caducas; cálice 3,8–4 mm compr., seríceo; corola rosada, vexilo 5–6 mm compr., alas 5,5–6 mm compr., pétalas da carena 5,2–6 mm compr.; estames ca. 4 mm compr.; ovário ca. 3,5 mm compr., seríceo; estilete ca. 1,5 mm compr., levemente curvado, glabro; estigma terminal, capitado, glabro. Lomento 2,5–4 × 0,3 cm, 3–7 articulado, semi-elípticos, com tricomas uncinados; 3–7 sementes, 3,5 × 2,5 mm, reniformes, cinza-claras. **Material examinado:** Fragmento da Eva, 13.XII.2005, fr., *J. M. Fernandes et al. 108* (VIC); Fragmento da Lurdinha, 16.XII.2006, fl. e fr., *J. M. Fernandes 414* (VIC).

Desmodium affine distingue-se de *D. incanum* por apresentar folíolos laterais assimétricos, folíolos terminais ovados e pelos artículos semi-elípticos, enquanto que a segunda espécie apresenta folíolos laterais simétricos e terminais elípticos, estípulas lanceoladas e soldadas. É uma espécie de distribuição neotropical, ocorrendo desde o México até a Argentina (Vanni 2001). Ocorre em cerrado, campo rupestre, principalmente em mata, preferindo lugares sombrios e úmidos, sendo encontrada em campos, capoeira e pastagem (Azevedo 1981). Nos fragmentos, ocorre em áreas abertas do entorno. Floresce de outubro a fevereiro e frutifica de dezembro a abril.

3.6.3 *Desmodium incanum* DC., *Prodr.* 2: 332. 1825. Fig. 5 j-l

Subarbustos 30–40 cm alt.; ramos jovens com tricomas uncinados. Folhas trifolioladas; estípulas 5–8 mm compr., lanceoladas, soldadas, esparso-seríceas; pecíolo 0,7–1,3 cm compr., canaliculado, hirsuto a puberulento; raque 3–4 mm compr., canaliculada, hirsuta, com tricomas uncinados; folíolos laterais simétricos, elípticos; folíolo terminal 2,1–3,3 × 1,1–2,3 cm, elíptico, ápice obtuso, base arredondada. Inflorescências pseudo-racemosas, terminais; pedúnculo 5–7 cm compr.; raque 6–9 cm compr., estriada, com tricomas uncinados; brácteas 3–3,5 mm compr., ovadas a lanceoladas, glabrescentes; cálice ca. 3 mm compr., esparso-seríceo; corola rosada

a avermelhada, vexilo ca. 7,5 mm compr., alas ca. 6,5 mm compr., pétalas da carena ca. 6 mm compr.; estames 5–6 mm compr.; ovário ca. 4 mm compr., seríceo; estilete ca. 1,5 mm compr., levemente curvado, glabro; estigma terminal, capitado, glabro. Lomento 1–2 × 0,3 cm, 2–6 articulado, oblongos, com tricomas uncinados; 2–6 sementes, 2–2,2 × 1,1–1,5 mm, reniformes, esverdeadas.

Material examinado: Fragmento da Lurdinha, 28.X.2006, fl. e fr., *J. M. Fernandes 393* (VIC); *idem*, 16.XII.2006, fl. e fr., *J. M. Fernandes 407* (VIC).

No Brasil, ocorre em todos os estados; em ambiente de cerrado, floresta amazônica e restinga, em áreas de capoeira, várzea, duna, beira de estrada, pastagem e em áreas cultivadas (Azevedo 1981). Nos fragmentos, ocorre no entorno em locais abertos ensolarados e sombreados. Floresce e frutifica em dezembro.

3.6.4 *Desmodium uncinatum* (Jacq.) DC., Prodr. 2: 331. 1825. Fig. 5 m-p

Subarbustos 0,6–1 m alt.; ramos jovens com tricomas uncinados. Folhas trifolioladas; estípulas 5–8 mm compr., triangulares, tricomas uncinados; pecíolo 2,2–3,5 cm compr., estriado, hirsuto, uncinado; raque 0,5–1,1 cm compr., canaliculada, hirsuta; folíolos laterais simétricos; folíolo terminal 3,5–5 × 1,7–2,8 cm, ovado, ápice agudo, base arredondada, faces adaxial e abaxial velutinas. Inflorescências paniculadas, terminais; pedúnculo 1,5–8,2 cm compr.; raque 7,4–15,5 cm compr., estriada com tricomas uncinados; brácteas 4–6 mm compr., lanceoladas a ovadas; cálice 4–5 mm compr., esparso-seríceo; corola arroxeadada, vexilo ca. 1 cm compr., alas 1–1,2 cm compr., pétalas da carena 1–1,2 cm compr.; estames 9–10 mm compr.; ovário 6–7 mm compr., seríceo; estilete ca. 3 mm compr., curvo na base, glabro; estigma terminal, capitado, glabro. Lomento 1,8–3,2 × 0,4 cm, 1–4 articulado, triangulares, com tricomas uncinados; 1–4 sementes, 2 × 1 mm, oblongas, esverdeadas.

Material examinado: Fragmento da Lurdinha, 28.IV.2006, fl., *J. M. Fernandes et al. 276* (VIC).

Material adicional examinado: BRASIL. MINAS GERAIS: Araponga, comunidade Lanás (sistema

agroflorestal do Sr. Ângelo) 12.IV.2006, fr., *J. M. Fernandes 262* (VIC).

Desmodium uncinatum diferencia-se das outras espécies de *Desmodium* ocorrentes na área de estudo, por apresentar artículos triangulares. Está distribuída desde a América Central até Argentina (Vanni 2001). No Brasil, ocorre da Bahia até o Rio Grande do Sul (Azevedo 1981). Habita cerrado, restinga, campo rupestre, em áreas de mata, pastagem, capoeira, em lugares úmidos como margem de represas ou córregos, tornando-se uma espécie ruderal e invasora (Azevedo 1981). Floresce e frutifica em abril.

3.7 *Indigofera suffruticosa* Mill., Gard. Dict. (ed. 8) n. 2. 1768. Fig. 6 a-c

Arbustos ca. 1 m alt.; ramos jovens estrigosos com tricomas malpighiáceos adpressos. Folhas imparipinadas; estípulas 2,5–4 mm compr., lineares, persistentes; pecíolo 1,8–2,4 cm compr., achatado, estrigoso; raque 6–7,5 cm compr., achatada, estrigosa; folíolos 13–17, 1,5–2,7 × 0,4–0,9 cm, elípticos, ápice agudo, base obtusa, face adaxial glabra, face abaxial estrigosa esbranquiçada. Inflorescências racemosas, axilares; pedúnculo 2–3 mm compr.; raque 7–11,2 cm compr., estriada, estrigosa; brácteas 1,5–1,7 mm compr., subuladas, caducas; flores pentâmeras; cálice gamossépalo, campanulado, 1–1,2 mm compr., puberulento; corola dialipétala, papilionácea, salmão, vexilo 4–4,2 mm compr., alas 3,8–4 mm compr., pétalas da carena 4–4,5 mm compr.; estames 10 (9+1), diadelfos, ca. 4 mm compr., anteras isomórficas, apiculadas; ovário ca. 2,5 mm compr., linear, seríceo; estilete ca. 1 mm compr., curvado, glabro; estigma terminal, capitado, ciliado. Legume 1,6–2,3 × 0,2–0,3 cm, curvado, esparsamente estrigoso; 4–6 sementes, 1,8–2,4 × 1,2 mm, cuboidais, enegrecidas.

Material examinado: Fragmento da Eva, 25.II.2006, fl. e fr., *J. M. Fernandes et al. 174* (VIC).

Indigofera suffruticosa é reconhecida por apresentar tricomas malpighiáceos, inflorescência menor que o comprimento da folha, fruto fortemente curvado e sementes

cuboidais. Está distribuída nos trópicos e subtropicais. No Brasil, ocorre em todos os estados (Rodas 1991). Encontrada em restinga, cerrado, caatinga, em áreas de campos, beira de estrada, borda de mato, capoeira, pastagens, lugares úmidos, praias e em áreas de cultivo (Eisinger 1987; Rodas 1991). Ocorre em áreas abertas no entorno do Fragmento da Eva. Floresce de novembro a abril e frutifica de fevereiro a junho.

3.8 *Rhynchosia phaseoloides* (Sw.) DC., Prodr. 2: 385. 1825. Fig. 6 d-h

Trepadeiras; ramos jovens velutinos. Folhas trifolioladas, com tricomas glandulares; estípulas 3–5 mm compr., lanceoladas, pubescentes, caducas; pecíolo 2,5–6,8 cm compr., sulcado, viloso; raque 1,7–2,5 cm compr., sulcada, vilosa; folíolos laterais assimétricos; folíolo terminal 4,1–14,5 × 2,2–9,7 cm, ovado, ápice acuminado, base obtusa a subtruncada, face adaxial esparso-velutina, face abaxial denso-velutina. Inflorescências racemosas, terminais; pedúnculo 2,5–6 cm compr.; raque 8–20,1 cm compr., estriada, velutina; brácteas caducas; flores pentâmeras; cálice campanulado, gamossépalo, 5–5,1 mm compr., pubescente; corola dialipétala, papilionácea, amarela com guias de néctar castanho avermelhados, vexilo 0,9–1 cm compr., alas ca. 9 mm compr., pétalas da carena ca. 1 cm compr.; estames diadelfos (9+1), 8–9 mm compr., anteras isomórficas; ovário 3–4 mm compr., subséssil, seríceo, biovulado; estilete ca. 5 mm compr., curvo no ápice, esparso-seríceo; estigma terminal, capitado, glabro. Legume 1,5–2,4 × 0,9 cm, plano compresso, constricto entre as sementes, deiscente, tomentoso; 2 sementes, 4 × 2,5–3 mm, orbiculares, hilo vermelho.

Material examinado: Fragmento da Eva, 14.II.2006, fl. e fr., J. M. Fernandes et al. 182 (VIC).

Rhynchosia phaseoloides caracteriza-se pelos folíolos laterais assimétricos, folíolo terminal ovado, flores com a corola amarela e guias de néctar vináceos sobre o vexilo e frutos tomentosos com sementes bicolors, pretas e vermelhas. Ocorre do norte ao nordeste da Argentina até a América Central. No Brasil,

foi coletada nos estados do Rio Grande do Sul, Santa Catarina, Paraná, Mato Grosso do Sul, São Paulo, Goiás, Maranhão, Mato Grosso (Miotto 1988) e Minas Gerais (Bortoluzzi et al. 2003). Habita locais de capoeiras, beiras de matas secundárias, mata ciliar e em floresta de araucária (Miotto 1988). Ocorre em áreas úmidas no entorno dos fragmentos. Floresce de dezembro a março e frutifica de fevereiro a maio.

3.9 *Stylosanthes guianensis* (Aubl.) Sw. var. *guianensis*, Kongl. Vetensk. Acad. Nya Handl. 10: 301. 1789. Fig. 6 i-j

Subarbustos 40–50 cm alt.; ramos jovens hirsutos, viscosos. Folhas trifolioladas; estípulas 10–12 mm compr., amplexicaules, lanceoladas, hirsutas; estipelas ausentes; pecíolo 3–7 mm compr., canaliculado, pubescente; raque ca. 1 mm compr., estriada, canaliculada; folíolos laterais simétricos, elípticos; folíolo terminal 1,2–2,6 × 0,3–0,7 cm, elíptico a lanceolado, ápice agudo, base aguda, faces adaxial e abaxial pubescentes. Inflorescências espiciformes, terminais; pedúnculo 1,8–5 cm compr.; brácteas 6–9 mm compr., lanceoladas, externamente com cerdas; bractéolas 3,5–5 mm compr., presença de cerdas na margem do ápice; flores pentâmeras; cálice gamossépalo, tubular, 7–8,3 mm compr., glabro; corola dialipétala, papilionácea, amarelada, vexilo 5–5,2 mm compr., alas 4,2–4,8 mm compr., pétalas da carena ca. 4 mm compr.; estames 10, monadelfos, ca. 4 mm compr., anteras heteromórficas; ovário ca. 1 mm compr., glabro, biovulado; estilete 6,3–7,2 mm compr., curvado, glabro; estigma terminal, cilíndrico, glabro. Lomento 0,2–0,25 × 0,15–0,2 cm, 1-articulado, indeiscente, glabro; 1 semente, 1,6–2 × 1 mm, reniforme, enegrecida.

Material examinado: Fragmento da Eva, 28.IV.2006, fl., J. M. Fernandes et al. 269 (VIC); *idem*, 12.IX.2006, fr., J. M. Fernandes et al. 380 (VIC).

É reconhecida na área estudada por apresentar estípula amplexicaule, caule pilosoceroso e viscoso, podendo chegar até 2 mm de comprimento, fruto com apenas um artigo. Essa variedade ocorre desde o México até

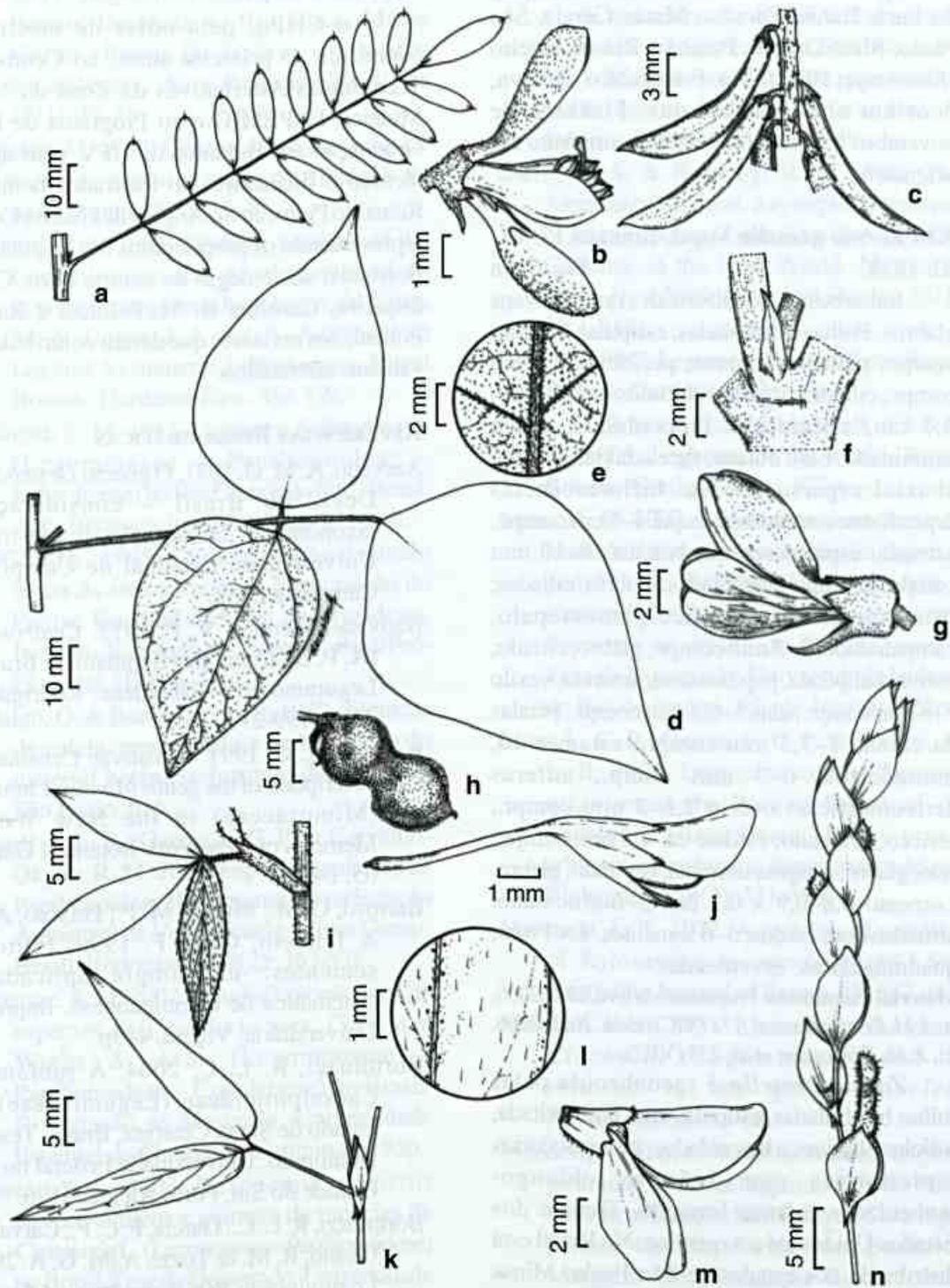


Figura 6 – a-c. *Indigofera suffruticosa* – a. folha; b. flor; c. frutos; d-h. *Rhynchosia phaseoloides* – d. folha; e. indumento da face abaxial do folíolo; f. estípula; g. flor; h. fruto; i-j. *Stylosanthes guianensis* var. *vulgaris* – i. folha com estípulas amplexicaule; j. flor; k-m. *Zornia gemella* – k. folha; l. indumento da face abaxial do folíolo; m. flor; n. raque com brácteas e frutos (a-c Fernandes 174; d-h Fernandes 182; i-j Fernandes 269; k-m Fernandes 233).

o Paraguai. No Brasil é encontrada nos estados do Pará, Bahia, Paraíba, Minas Gerais, São Paulo, Mato Grosso, Paraná e Rio de Janeiro (Mannetje 1977). No Fragmento da Eva, ocorrem em áreas abertas. Floresce de novembro a maio e foi coletada com fruto em setembro.

3.10 *Zornia gemella* Vogel, *Linnaea* 12: 61-62. 1838. Fig. 6 k-n

Subarbustos 20-30 cm alt.; ramos jovens glabros. Folhas bifolioladas; estípulas 3-5 mm compr., peltadas, glabras; pecíolo 1-1,5 cm compr., cilíndrico, glabro; folíolos 1-2,5 × 0,4-0,7 cm, elípticos a lanceolados, ápice acuminado, base obtusa, face adaxial glabra e abaxial esparso-seríceo. Inflorescências espiciformes, terminais; raque 4-8 cm compr., estriada, esparso-seríceo; brácteas 8-10 mm compr., oblongo-lanceoladas, glabras, ciliadas; flores pentâmeras; cálice gamossépalo, campanulado, 2-3 mm compr., glabro, ciliado; corola dialipétala, papilionácea, amarela, vexilo 7-8 mm compr., alas 5-6,5 mm compr., pétalas da carena 7-7,5 mm compr.; estames 10, monadelfos, 6-7 mm compr., anteras heteromórficas; ovário 2,5-3 mm compr., seríceo, aculeado; estilete ca. 4,5 mm compr., reto, glabro; estigma terminal, capitado, glabro. Lomento 0,8-0,9 × 0,2 cm, 3-6-articulado, artículos com cerdas; 3-6 sementes, 1 × 1 mm, quadrangulares, esverdeadas.

Material examinado: Fragmento da Eva, 25.II.2006, fr., J. M. Fernandes et al. 171 (VIC); *idem*, 26.III.2006, fr., J. M. Fernandes et al. 233 (VIC).

Zornia gemella é reconhecida pelas folhas bifolioladas, estípulas com base peltada, folíolos elípticos a lanceolados, inflorescências espiciformes com brácteas oblongo-lanceoladas e fruto lomento. Ocorre dos Estados Unidos até a Argentina. No Brasil está distribuída nos estados de São Paulo, Minas Gerais, Rio de Janeiro e Rio Grande do Sul (Mohlenbrock 1961). Nos fragmentos, ocorre em locais abertos e sombreados do entorno. Floresce de dezembro a abril e frutifica de janeiro a julho.

AGRADECIMENTOS

Ao CNPq, pela bolsa de mestrado concedida ao primeiro autor; ao Centro de Tecnologias Alternativas da Zona da Mata Mineira, FAPEMIG e ao Programa de Pós-Graduação em Botânica da UFV, pelo apoio técnico e financeiro; ao ilustrador botânico Reinaldo Pinto; ao Sr. Ângelo da Guarda Costa, representando os proprietários dos fragmentos florestais; aos colegas de campo Lívia C. de Siqueira, Carolina B. M. Pellucci e Rafael Polizel; aos revisores que deram contribuições valiosas ao trabalho.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Azevedo, A. M. G. 1981. O gênero *Desmodium* Desv. no Brasil – considerações taxonômicas. Dissertação de Mestrado. Universidade Estadual de Campinas, Campinas, 315p.
- Barbosa-Fevereiro, V. P. 1977. *Centrosema* (A. P. De Candolle) Benth. do Brasil – Leguminosae – Faboideae. *Rodriguésia* 42(1): 159-219.
- Barneby, R. C. 1991. *Sensitivae Censitae*. A description of the genus *Mimosa* Linnaeus (Mimosaceae) in the New World. *Memoirs of New York Botanical Garden* 65: 1-835.
- Barroso, G. M.; Morim, M. P.; Peixoto, A. L. & Ichasso, C. L. F. 1999. Frutos e sementes: morfologia aplicada à sistemática de dicotiledôneas. Imprensa Universitária, Viçosa, 443p.
- Bortoluzzi, R. L. C. 2004. A subfamília Caesalpinioideae (Leguminosae) no Estado de Santa Catarina, Brasil. Tese de Doutorado. Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, 319p.
- Bortoluzzi, R. L. C.; Garcia, F. C. P.; Carvalho-Okano, R. M. & Tozzi, A. M. G. A. 2003. Leguminosae-Papilionoideae no Parque Estadual do Rio Doce, Minas Gerais, Brasil. I: trepadeiras e subarbustos. *Iheringia, Série Botânica* 58: 25-60.
- Bortoluzzi, R. L. C.; Carvalho-Okano, R. M.; Garcia, F. C. P. & Tozzi, A. M. G. A.

2004. Leguminosae, Papilionoideae no Parque Estadual do Rio Doce, Minas Gerais, Brasil II: árvores e arbustos escandentes. *Acta Botanica Brasilica* 18(1): 49-71.
- Brandão, M. 1992. Gênero *Aeschynomene* L.: espécies mineiras e sua distribuição no país. *Daphne* 2(3): 27-46.
- Chappil, J. A. 1995. Cladistic analysis of the Leguminosae: the development of an explicit phylogenetic hypothesis. In: Crisp, M. & Doyle, J. J. (eds.). *Advances in Legume Systematic 7: Phylogeny*. Royal Botanic Gardens, Kew. Pp. 1-9.
- Eisinger, S. M. 1987. O gênero *Indigofera* L. (Leguminosae – Papilionoideae – Indigoferae) no Rio Grande do Sul – Brasil. *Acta Botanica Brasilica* 1(2): 123-140.
- ENGEVIX. 1995. Caracterização do meio físico da área autorizada para criação do Parque Estadual da Serra do Brigadeiro. Instituto Estadual de Floresta, Bird/Pró-Floresta/ SEPLA, 34p.
- Fidalgo, O. & Bononi, V. L. R. 1989. Técnicas de coleta, preservação e herborização do material botânico. Instituto de Botânica, São Paulo, 61p.
- Filardi, F. L. R.; Garcia, F. C. P. & Carvalho-Okano, R. M. 2007. Espécies lenhosas de Papilionoideae (Leguminosae) na Estação Ambiental de Volta Grande, Minas Gerais, Brasil. *Rodriguésia* 58(2): 363-378.
- Filliettaz, A. M. 2002. Estudos taxonômicos de espécies de *Crotalaria* sect. *Calycinae* Wight & Arn. (Leguminosae – Papilionoideae – Crotalariaeae) no Brasil. Dissertação de Mestrado. Universidade Estadual de Campinas, Campinas, 155p.
- Flores, A. S. 2004. Taxonomia, números cromossômicos e química de espécies de *Crotalaria* L. (Leguminosae-Papilionoideae) no Brasil. Tese de Doutorado. Universidade Estadual de Campinas, Campinas, 213p.
- Golfari, L. 1975. Zoneamento ecológico do estado de Minas Gerais para reflorestamento. Série técnica, 3. CPFRC, Belo Horizonte/ MG, 181p.
- Guedes-Bruni, R. R.; Morim, M. P.; Lima, H. C. & Sylvestre, L. S. 2002. Inventário florístico. In: Sylvestre, L. S. & Rosa, M. M. T. *Manual metodológico para estudos botânicos na Mata Atlântica*. Rio de Janeiro: Seropédica. Pp. 24-49.
- Irwin, H. S. & Barneby, R. C. 1982. The American Cassinae, a synoptical revision of Leguminosae, Tribe Cassieae, subtribe Cassinae in the New World. *Memoires of the New York Botanical Garden* 35(1-2): 1-918.
- Lewis, G. 1987. *Legumes of Bahia*. Kew: Royal Botanic Gardens, 369p.
- Lewis, G.; Schrine, B.; Mackinder, B. & Lock, M. 2005. *Legumes of the world*. Royal Botanic Gardens, Kew, 577p.
- Lima, H. C. 2000. Leguminosas arbóreas da Mata Atlântica – uma análise da riqueza, padrões de distribuição geográfica e similaridades florísticas em remanescentes florestais do estado do Rio de Janeiro. Tese de Doutorado. Universidade Federal do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro, 122p.
- Lima, L. C. P.; Garcia, F. C. P. & Sartori, A. L. B. 2007. Leguminosae nas florestas estacionais do Parque Estadual do Itacolomi, Minas Gerais, Brasil: ervas, arbustos, subarbustos, lianas e trepadeiras. *Rodriguésia* 58(2): 331-358.
- Mannetje, L. T. 1977. A revision of varieties of *Stylosanthes guianensis* (Aubl.) Sw. *Australian Journal of Botany* 25: 347-362.
- Maxwell, R. H. 1977. A resume of the genus *Cleobulia* (Leguminosae) and its relation to the genus *Dioclea*. *Phytologia* 38: 51-65.
- Mendonça-Filho, C. V. 1996. Braúna, angico, jacarandá e outras leguminosas de Mata Atlântica: Estação Biológica de Caratinga, Minas Gerais. Fundação Botânica Margaret Mee; Fundação Biodiversitas, Belo Horizonte, 100p.
- Miotto, S. T. S. 1987. Os gêneros *Centrosema* (DC.) Benth. e *Clitoria* L. (Leguminosae, Faboideae) no Rio Grande do Sul. *Iheringia, Série Botânica* 36: 15-39.

- _____. 1988. Flora ilustrada do Rio Grande do Sul, fasc. 19. Leguminosae-Faboideae, Tribo Phaseoleae, Subtribo Cajaninae. Boletim do Instituto de Biociências 43: 1-88.
- Mohlenbrock, R. 1961. A monograph of the Leguminous genus *Zornia*. Webbia 16: 1-144.
- Müller, S. C. & Waechter, J. L. 2001. Estrutura sinusal dos componentes herbáceo e arbustivo de uma floresta costeira subtropical. Revista Brasileira de Botânica 24(4): 395-406.
- Oliveira-Filho, A. T. 2006. Catálogo das árvores nativas de Minas Gerais: mapeamento e inventário da flora nativa e dos reflorestamentos de Minas Gerais. UFLA, Lavras, 423p.
- Oliveira, M. L. A. A. de. 2002. Sinopse taxonômica do gênero *Aeschynomene* L. (Leguminosae- Faboideae) no Rio Grande do Sul, Brasil. Iheringia, Série Botânica 57(2): 279-301.
- Queiroz, L. P. 1999. Sistemática e filogenia do gênero *Camptosema* W.J.Hook. & Arn. (Leguminosae: Papilionoideae: Phaseoleae). Tese de Doutorado. Universidade de São Paulo, São Paulo, 259p.
- Radford, A. E.; Dickison, W. C.; Massey, J. R. & Bell, C. R. 1974. Vascular plant systematics. Harper & Row, New York, 891p.
- Richards, P. W. 1952. The tropical rain forest: a ecological study. University Press, Cambridge, 450p.
- Rodas, R. D. 1991. Estudo taxonômico do gênero *Indigofera* L. (Leguminosae) no Brasil e Paraguai. Dissertação de Mestrado. Universidade Federal do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro, 196p.
- Saporetti-Júnior, A. W. 2005. Composição florística e estrutural do componente arbóreo em um remanescente de Floresta Atlântica Montana, Araponga, MG. Dissertação de Mestrado. Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, 84p.
- Soares, M. P.; Saporetti-Junior, A. W.; Neto, J. A. A. M.; Silva, A. F. & Souza, A. L. de 2006. Composição florística do estrato arbóreo de Floresta Atlântica interiorana em Araponga – Minas Gerais. Revista Árvore 30(5): 859-870.
- Souza, V. C. & Lorenzi, H. 2005. Botânica sistemática: guia ilustrado para identificação das famílias de angiospermas da flora brasileira, baseado em APG II. Nova Odessa: Instituto Plantarum, 640p.
- Vanni, R. O. 2001. El género *Desmodium* (Leguminosae, Desmodieae) en Argentina. Darwiniana 39(3-4): 255-285.
- Veloso, H. P.; Rangel Filho, A. L. R.; Lima, J. C. A. 1991. Classificação da vegetação brasileira, adaptada a um sistema universal. IBGE, Departamento de Recursos Naturais e Estudos Ambientais, Rio de Janeiro, 123p.

ESTUDO TAXONÔMICO DE *STYLOSANTHES* (LEGUMINOSAE – PAPILIONOIDEAE – DALBERGIEAE) EM MATO GROSSO DO SUL, BRASIL¹

Leila Carvalho da Costa^{2,5}, Ângela Lúcia B. Sartori³ & Arnildo Pott⁴

RESUMO

(Estudo taxonômico de *Stylosanthes* (Leguminosae – Papilionoideae – Dalbergieae) em Mato Grosso do Sul, Brasil) *Stylosanthes* é um gênero pantropical constituído por 50 espécies, sendo a metade destas registradas no Brasil. Neste estudo é apresentado o levantamento das espécies de *Stylosanthes* ocorrentes em Mato Grosso do Sul, por meio de análises de material depositado em herbários nacionais e de coletas efetuadas no estado. *Stylosanthes* está representado em Mato Grosso do Sul por 17 espécies, distribuídas em duas seções. *Stylosanthes* seção *Styposanthes* está representada por cinco espécies: *S. bracteata*, *S. capitata*, *S. hamata*, *S. macrocephala* e *S. scabra* e *Stylosanthes* seção *Stylosanthes* por 12 espécies: *S. acuminata*, *S. gracilis*, *S. grandifolia*, *S. guianensis*, *S. hippocampoides*, *S. humilis*, *S. linearifolia*, *S. longiseta*, *S. maracajuensis*, *S. montevidensis*, *S. nunoii* e *S. viscosa*. São ocorrências inéditas para o estado: *S. capitata*, *S. hamata*, *S. hippocampoides*, *S. humilis*, *S. linearifolia*, *S. macrocephala*, *S. montevidensis* e *S. nunoii*. Em Mato Grosso do Sul verifica-se que as espécies de *Stylosanthes* podem ocorrer no cerrado, cerradão, campo sujo e chaco.

Palavras-chave: flora, taxonomia, leguminosas, sistemática.

ABSTRACT

(Taxonomic study of *Stylosanthes* (Leguminosae-Papilionoideae-Dalbergieae) in Mato Grosso do Sul, Brazil) Among those used species is the genus *Stylosanthes* is a pantropical genus with 50 species, half of them occurring in Brazil. This study presents a survey of *Stylosanthes* species of the state of Mato Grosso do Sul, through analysis of material from national herbaria and field collections. *Stylosanthes* is represented in Mato Grosso do Sul by 17 species, distributed into two sections. *Stylosanthes* section *Styposanthes* is represented by five species: *S. bracteata*, *S. capitata*, *S. hamata*, *S. macrocephala* and *S. scabra* and *Stylosanthes* section *Stylosanthes* by 12 species: *Stylosanthes acuminata*, *S. gracilis*, *S. grandifolia*, *S. guianensis*, *S. hippocampoides*, *S. humilis*, *S. linearifolia*, *S. longiseta*, *S. maracajuensis*, *S. montevidensis*, *S. nunoii* and *S. viscosa*. As new occurrences for the state are pointed out: *S. capitata*, *S. hamata*, *S. hippocampoides*, *S. humilis*, *S. linearifolia*, *S. macrocephala*, *S. montevidensis* and *S. nunoii*. Species of *Stylosanthes* in Mato Grosso do Sul occur in cerrado savanna, cerrado-woodland, grassland and Chaco.

Key words: flora, taxonomy, legumes, systematic.

INTRODUÇÃO

Stylosanthes é um gênero megatérmico e pantropical, com cerca de 50 espécies descritas (Lewis *et al.* 2005). No Brasil ocorrem 25 espécies, que são encontradas principalmente no cerrado (Brandão & Costa 1979).

O gênero pertencia à tribo Aeschynomene (Rudd 1981), porém recentemente passou à tribo Dalbergieae, que abrange espécies arbóreas, lianas e herbáceas (Lewis *et al.*

2005). Nessa nova classificação foram agrupadas na tribo representantes que possuem microorganismos fixadores de nitrogênio.

Stylosanthes foi descrito em 1788 por O. Swartz, com duas espécies, *S. procumbens* Sw. (= *S. hamata* (L.) Taubert) e *S. viscosa* Sw. Posteriormente, Vogel 1838 (*apud* Brandão & Costa 1982) estudou o gênero dividindo-o em duas seções, *Eustylosanthes* e *Styposanthes* com base na presença ou

Artigo recebido em 10/2007. Aceito para publicação em 06/2008.

¹Parte da dissertação de Mestrado da primeira autora no Programa de Pós-graduação em Biologia Vegetal – Universidade Federal de Mato Grosso do Sul

²Programa de Pós-graduação em Biologia Vegetal – Universidade Federal de Mato Grosso do Sul

³Universidade Federal de Mato Grosso do Sul; Centro de Ciências Biológicas e da Saúde; Departamento de Biologia; Laboratório de Botânica; Cidade Universitária; 79070-900; C.P. 549, Campo Grande, MS, Brasil

⁴Embrapa Gado de Corte, Campo Grande, MS.

⁵Autor para correspondência: costa_mame@yahoo.com.br

ausência de um eixo rudimentar plumoso na base das flores e posteriormente dos frutos. Mohlenbrock (1958) efetuou a revisão do gênero, reconhecendo 25 espécies, as quais agrupou em duas seções: *S.* seção *Stylosanthes* (14 spp) e *S.* seção *Astyposanthes* (11 spp). Posteriormente, novas adições foram efetuadas por Mohlenbrock (1963) no gênero, com acréscimo de cinco táxons totalizando 30 espécies, distribuídas pela América do Sul, África e Austrália. A tipificação do gênero e de suas seções têm sido objeto de discussão ao longo de sua história. Segundo Kirkbride & Kirkbride (1987) *Stylosanthes* seção *Eustylosanthes* e *S.* seção *Astyposanthes* são sinônimos de *S.* seção *Stylosanthes*, classificação seguida por Costa (2006).

Dentre os estudos taxonômicos realizados com *Stylosanthes* no Brasil destacam-se os de Brandão & Costa (1979) e Costa (2006). Estudos regionais foram efetuados por Brandão & Costa (1982) para as espécies de Minas Gerais e por Sousa *et al.* (2003) para o Ceará.

O presente trabalho teve como objetivo realizar o estudo taxonômico de *Stylosanthes* para o Mato Grosso do Sul, fornecendo chave para identificação das espécies, bem como descrições, ilustrações e dados atualizados de distribuição geográfica, de formações vegetais e fenologia.

MATERIAL E MÉTODOS

Este estudo foi baseado na análise de exsiccatas pertencentes a nove herbários nacionais e em espécimes coletados e observados em localidades distintas do estado de Mato Grosso do Sul. Foram analisadas exsiccatas dos herbários CGMS, COR, DDMS, HMS, MBM, PAMG, SP e RB (acrônimos de acordo com Holmgren *et al.* 1990).

A nomenclatura morfológica adotada nas descrições foi baseada em Font Quer (1953), Radford *et al.* (1974), Rizzini (1977), Harris & Harris (1994). Quanto à forma os estiletos foram classificados como uncinado, espiralado e encurvado. Neste estudo a circunscrição das seções segue Costa (2006), categorias infra-

específicas não foram consideradas. As descrições do gênero e das espécies correspondem à amplitude de variação morfológica dos espécimes coletados no estado de Mato Grosso do Sul.

As informações acerca da distribuição geográfica e do ambiente preferencial das espécies foram obtidas das observações de campo e das etiquetas que acompanham o material herborizado. As formações vegetais foram classificadas de acordo com IBGE (1992). Os mapas de distribuição foram confeccionados com o uso dos softwares Microsoft EXCEL e Diva-Gis 5.2. Os materiais analisados citados após as descrições das espécies se enquadram em selecionados e examinados. Os dados de fenologia foram obtidos das observações de campo e das etiquetas de todo o material herborizado examinado.

As mensurações foram efetuadas com paquímetro eletrônico digital Worker. As ilustrações foram confeccionadas com o auxílio de estereomicroscópio Zeiss, utilizando materiais coletados em campo e quando necessário herborizados e reidratados.

RESULTADOS E DISCUSSÃO

Em Mato Grosso do Sul são registradas 17 espécies distribuídas em *Stylosanthes* seção *Stylosanthes* (12 spp.) e em *Stylosanthes* seção *Astyposanthes* (5 spp.). São ocorrências inéditas para o estado: *S. capitata*, *S. hamata*, *S. hippocampoides*, *S. humilis*, *S. linearifolia*, *S. macrocephala*, *S. montevidensis* e *S. nunoi*.

Brandão & Costa (1979) relataram a ocorrência de oito espécies para Mato Grosso do Sul, enquanto Dubs (1998) citou sete espécies, sendo que *S. angustifolia* Vogel (*A. Krapovickas* 32.867-MBM) e *S. leiocarpa* Vogel (*G. Hatschbach* 23.788-MBM) haviam sido erroneamente citadas, com base em espécimes que correspondiam a *S. linearifolia*.

É relevante destacar que os estudos taxonômicos anteriores (Brandão & Costa 1979; 1982) baseavam-se sobretudo na

morfologia do fruto. No presente trabalho observou-se que as espécies do gênero podem ser reconhecidas também pelo tamanho e revestimento dos folíolos, morfologia das inflorescências e das pétalas, além de forma, revestimento e números do(s) artigo(s) dos frutos.

Em Mato Grosso do Sul representantes de *Stylosanthes* ocorrem em diferentes regiões (Fig. 1) na savana (cerrado), savana-florestada (cerradão), savana gramíneo-lenhosa (campo sujo) e savana-estépica florestada (chaco). *Stylosanthes hamata* é a única espécie que ocorre na savana-estépica florestada e *S. linearifolia* em savana florestada com afloramento rochoso.

Stylosanthes Sw., Prod. Veg. Ind. Occ. 108. 1788.

Ervas perenes ou anuais, subarbustos eretos, ou prostrados, 12–150 cm alt.; ramo glabro, tomentoso, viloso, setoso, estrigoso; estípula externa de formas variadas, verde ou verde-avermelhada, bidentada, paleácea, de glabrescente a setosa, amplexicaule; estípula interna alva ou verde-clara, glabra ou pubescente, ápice aristado. Folha trifoliolada; folíolo subséssil, linear a largo-obovado, ápice acuminado, apiculado ou mucronado, base obtusa, cuneada, bordo inteiro, tricoma glandular geralmente ausente, raro presente (*S. scabra*, *S. viscosa*), rígidos, amarelos, base alargada, raro com pontuações (*S. maracajuensis*), nervuras coletoras geralmente ausentes. Inflorescência de oblonga

a largo-oblonga, em espigas fasciculadas ou isoladas, congestionadas ou laxas, terminais ou axilares; bráctea externa oblonga a largo-ovóide, indumento variado, verde, paleácea, bidentada, venação campilódroma, paralelinérvea, ápice de formas variadas, base truncada ou amplexicaule, raro revoluta (*S. capitata* e *S. macrocephala*); bráctea interna oblonga a largo-ovóide, alva, paleácea, ápice apiculado, base revoluta; eixo plumoso quando presente, glabro a setoso; 2–3 bractéolas, lanceoladas, lineares ou ovóides, paleáceas, alvas, internamente esparso-tomentosas ou denso-tomentosas, bordo ciliado. Flores papilionadas; cálice amarelo-esverdeado, lacínios-5, gamossépalo, lacínio superior obtuso, bordo ciliado; corola amarela, amarelo-alaranjada ou branca; hipanto cilíndrico, glabro, amarelo-esverdeado ou vermelho-vináceo (*S. guianensis*, *S. scabra*, *S. linearifolia*); estames 10, filetes glabros, tamanhos diferenciados, cinco anteras oblongas e cinco obovatas, basifixas; ovário elíptico ou oblongo, estilete achatado, glabro, estigma cristado. Lomento, 1–2 artigos, reticulado a reticulado-areolado, glabro a denso-setoso, presença de glândulas translúcidas (*S. acuminata*, *S. gracilis*, *S. grandifolia*, *S. guianensis*, *S. hippocampoides*, *S. humilis*, *S. linearifolia*, *S. viscosa*), presença de estilete residual, uncinado, espiralado ou encurvado; sementes oblongas a obovadas, amarelas, amarelo-ocre, amarelas pintalgadas de vermelho-vináceo, marrons ou pretas.

Chave de identificação para as espécies de *Stylosanthes* ocorrentes em Mato Grosso do Sul

1. Flores e frutos sustentados em sua base por um eixo rudimentar plumoso, geralmente com três bractéolas, uma externa e duas internas (*S.* seção *Stylosanthes*).
 2. Folíolo de ápice mucronado; estípula externa de ápice caudado ou acuminado.
 3. Estandarte obovado ou largo-obovado; lomento com estilete residual uncinado 1.1. *S. bracteata*
 - 3'. Estandarte orbicular ou obcordado; lomento com estilete residual encurvado.
 4. Bráctea externa obovada a largo-obovada 1.2. *S. capitata*
 - 4'. Bráctea externa elíptica ou largo-elíptica 1.4. *S. macrocephala*
 - 2' Folíolo de ápice apiculado; estípula externa de ápice subulado.
 5. Raque foliar pubescente; folíolo com nervuras inconspícuas, tricoma glandular ausente; estandarte orbicular 1.3. *S. hamata*

- 5'. Raque foliar denso-tomentosa a setosa; folíolo com nervuras conspícuas, tricoma glandular presente; estandarte obcordado 1.5. *S. scabra*
- 1'. Flores e frutos não sustentados em sua base por um eixo rudimentar plumoso, presença de duas bractéolas internas (*S.* seção *Stylosanthes*).
6. Lomento com 1 artícolo.
7. Folíolos com nervuras coletoras.
8. Estilete residual encurvado; pétalas da quilha elípticas; lomento de oblongo a largo-oblongo 2.1. *S. acuminata*
- 8'. Estilete residual uncinado; pétalas da quilha falciformes; lomento elíptico.
9. Estandarte com 2 dobras na região mediana; lomento esparso-tomentoso 2.10. *S. montevidensis*
- 9'. Estandarte com 1 dobra na região mediana; lomento glabra 2.2. *S. gracilis*
- 7'. Folíolos sem nervuras coletoras.
10. Folíolo largo-obovado a espatulado 2.8. *S. longiseta*
- 10'. Folíolo de outras formas.
11. Lomento com segundo artícolo vestigial 2.6. *S. humilis*
- 11'. Lomento sem artícolo vestigial.
12. Raque foliar vilosa; asas oblongas 2.3. *S. grandifolia*
- 12'. Raque foliar tomentosa ou setosa; asas largo-obovadas.
13. Bráctea e estípula externas de ápice acuminado, estandarte largo-obovado; estilete residual uncinado 2.4. *S. guianensis*
- 13'. Bráctea e estípula externas de ápice subulado; estandarte orbicular; estilete residual encurvado 2.5. *S. hippocampoides*
- 6'. Lomento com 2 artículos.
14. Inflorescência oblonga.
15. Folíolo elíptico a largo-elíptico; estípula interna oblonga 2.12. *S. viscosa*
- 15'. Folíolo linear; estípula interna ovóide a largo-ovóide 2.7. *S. linearifolia*
- 14'. Inflorescência ovóide ou elíptica.
16. Lomento glabro; estilete residual espiralado 2.11. *S. nunoii*
- 16'. Lomento esparso-tomentoso; estilete residual uncinado 2.9. *S. maracajuensis*

1. *Stylosanthes* seção *Styposanthes* Vogel, Linnaea 12: 68. 1838.

Flores sustentadas em sua base por um eixo rudimentar plumoso, geralmente com três bractéolas, uma bractéola externa e duas bractéolas internas.

1.1 *Stylosanthes bracteata* Vogel, Linnaea 12: 70. 1838.

Figs. 2 a-12; 1a

Erva, 12–18 cm alt., ereta; ramo denso-tomentoso, viloso e setoso; estípula externa ovóide ou largo-ovóide, verde, denso-tomentosa e setosa, 10–22 nervuras, 5–13 × 3–8,6 mm, ápice caudado, 2–6,5 mm compr.; estípula interna ovóide ou largo-ovóide a levemente triangular, alva, paleácea, externamente pubescente a

esparso-tomentosa, 5–6 nervuras, 6–9 × 3–4,5 mm compr., ápice aristado. Folha (7–)12–23,5(–26,5) mm compr.; pecíolo geralmente denso-tomentoso, às vezes setoso, 1–3,7 mm compr.; raque foliar denso-tomentosa, 0,4–2 mm compr.; folíolo elíptico ou oblanceolado, ápice mucronado, base cuneada, obtusa, denso-viloso em ambas as superfícies, 5–13 pares de nervuras, conspícuas, nervuras coletoras ausentes, (5–)7–19,5(–22,5) × 2,5–5,5 mm. Inflorescência ovóide ou oblonga, isolada, laxa, terminal, 1(–2) espigas, 13–29 × 4,5–23 mm; bráctea externa ovóide ou largo-ovóide, denso-tomentosa, venação campilódroma, 8–20 nervuras, conspícuas, unifoliolada, 7–12 × 5–14,5 mm, ápice agudo, 1–2,5 mm compr., base levemente cordada; bráctea interna ovóide,

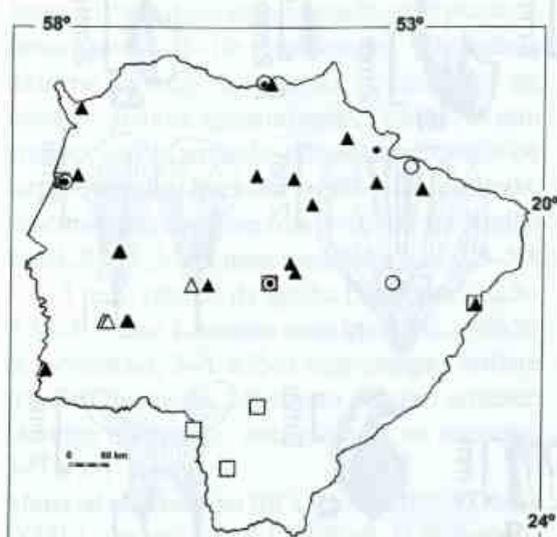


Figura 1a – Distribuição geográfica das espécies de *Stylosanthes* no Mato Grosso do Sul. □ *S. bracteata*; ○ *S. capitata*; △ *S. hamata*; ● *S. macrocephala*; ▲ *S. scabra*.

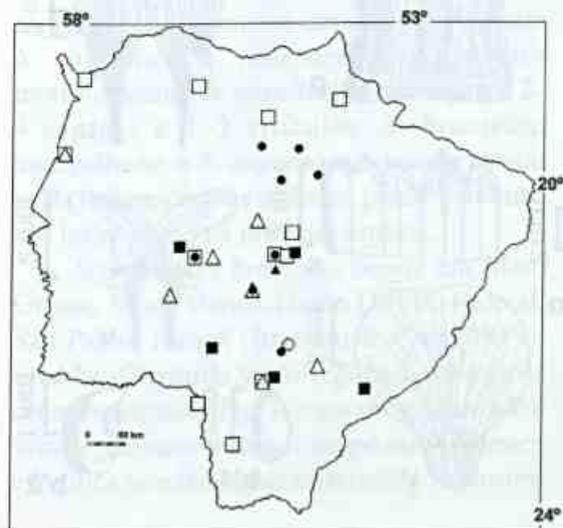


Figura 1b – Distribuição geográfica das espécies de *Stylosanthes* no Mato Grosso do Sul. ■ *S. acuminata*; ● *S. gracilis*; △ *S. grandifolia*; ○ *S. longiseta*; ▲ *S. nunoii*; □ *S. viscosa*.

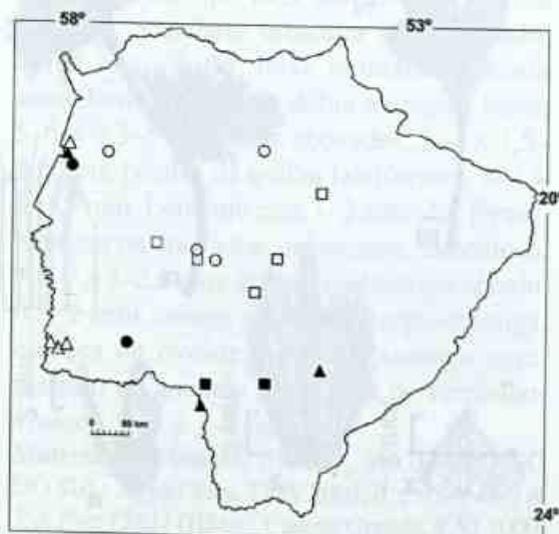


Figura 1c – Distribuição geográfica das espécies de *Stylosanthes* no Mato Grosso do Sul. □ *S. guianensis*; ▲ *S. hippocampoides*; ● *S. humilis*; ○ *S. linearifolia*; △ *S. maracajuensis*; ■ *S. montevidensis*.

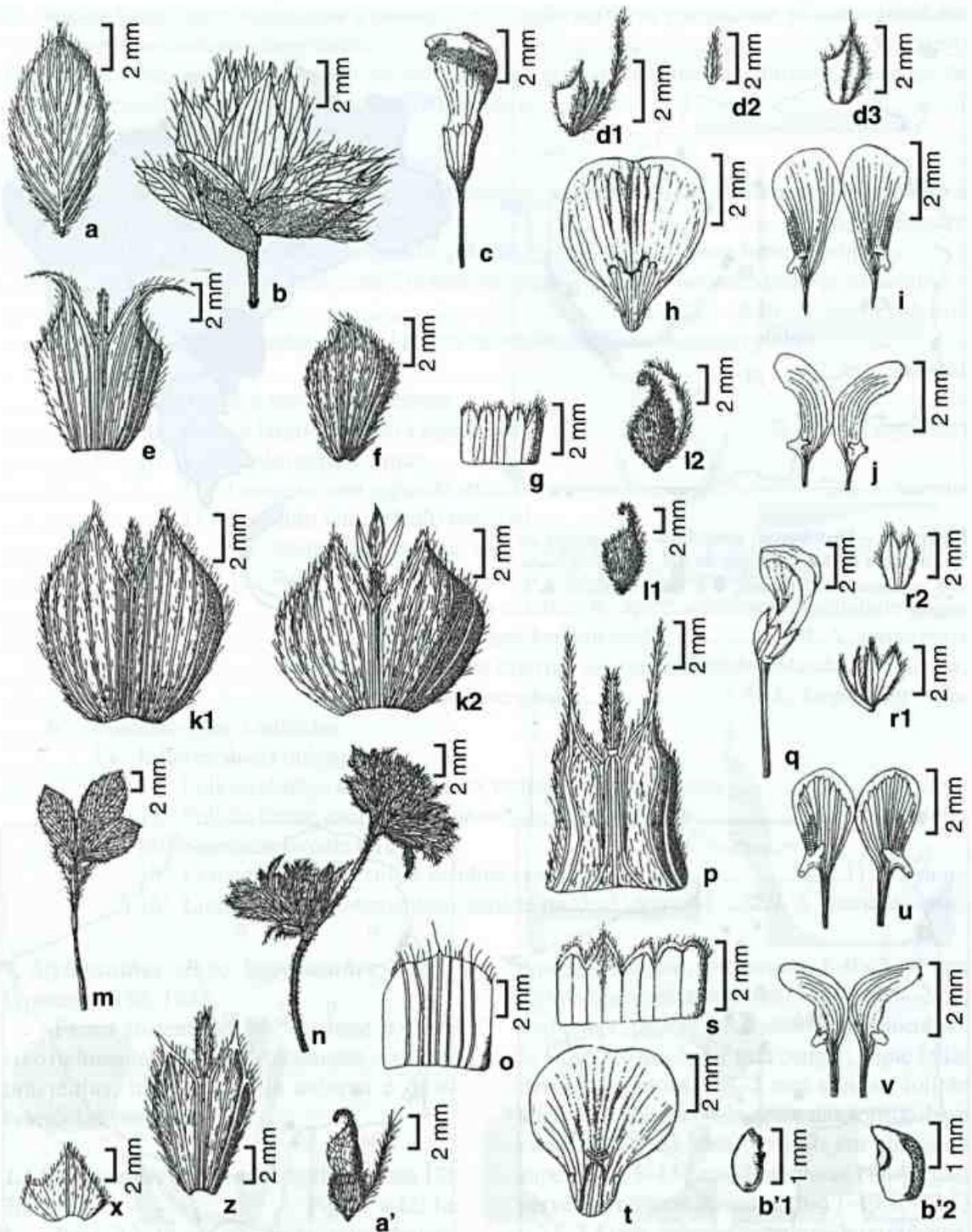


Figura 2 – a-l. *Stylosanthes bracteata* Vogel – a. folíolo; b. inflorescência; c. flor; d1. bractéolas e eixo rudimentar; d2. bractéola interna; d3. bractéola externa; e. estípula externa; f. estípula interna; g. cálice; h. estandarte; i. asas; j. pétalas da quilha; k1-k2. brácteas externas; l1. fruto; l2. fruto com eixo rudimentar; m-b'. *S. capitata* Vogel – m. folha; n. inflorescência; o. estípula interna; p. estípula externa; q. flor; r1. bractéolas; r2. bractéola externa; s. cálice; t. estandarte; u. asas; v. pétalas da quilha; x. bráctea interna; z. bráctea externa; a'. fruto com eixo rudimentar; b'1. semente do artículo inferior; b'2. semente artículo superior (a-l Pott 7117; m-b' Costa 363).

tomentosa, 7–14 nervuras, 5,5–6,8 × 3,6–6 mm, ápice aristado, base amplexicaule; eixo plumoso denso-setoso, 6–10 mm compr.; 1 bractéola externa ovóide, 2 internas lanceoladas ou lineares, glabras, ápice aristado. Flor 13–14 mm compr.; corola amarela; estandarte obovado ou largo-obovado, ápice obcordado, base cuneada, mácula amarelo-dourada, 1 dobra na região basal, 5–6 × 3–4,5 mm; asas oblongas, 2,8–3,8 × 2–3 mm; pétalas da quilha falciformes, 2,5–3,5 × 1–2 mm. Lomento com 1 artículo, ovóide, denso-setoso, 3–5 × 2–3 mm compr.; estilete residual uncinado, 2,5–4 mm compr.; semente oblonga ou ovóide, amarelo-ocre ou marrom, 3–3,5 × 1–2 mm.

Material selecionado: BRASIL. MATO GROSSO DO SUL: Amambaí, 14.X.1984, fl. e fr., *G. Hatschbach 48411* (MBM). Campo Grande, IX.2005, fl. e fr., *A. Pott et al. 13.500* (HMS). Corumbá, s.d., fl., *G. A. Damasceno Jr. 929* (COR). Dourados, 24.I.1979, fl., *H. M. Saturnino 110* (PANG). Ponta Porã, 27.X.2004, fl. e fr., *V. J. Pott & A. Pott 7117* (HMS). Três Lagoas, 22.X.1964, fl. e fr., *J. C. Gomes 2396* (SP).

Stylosanthes bracteata caracteriza-se pelo porte herbáceo, menor que 20 cm de altura, folíolo denso-viloso em ambas as superfícies, lomento denso-setoso, estilete residual uncinado. *S. bracteata* tende a ter menor número de espigas (1–2) e somente um artículo enquanto *S. capitata* e *S. macrocephala* espécies morfológicamente semelhantes apresentam 2–4 espigas e 1–2 artículos. *S. bracteata* assemelha-se a *S. capitata* e *S. macrocephala* pelas inflorescências isoladas, porém estas não são laxas, como na primeira espécie.

Stylosanthes bracteata ocorre em Mato Grosso, Minas Gerais, Goiás, Distrito Federal, São Paulo, Paraná (Brandão & Costa 1979). Em Mato Grosso do Sul foi registrada nas regiões central e noroeste (Fig. 1a); em savana (cerrado), savana gramíneo-lenhosa (campo sujo). Floresce e frutifica simultaneamente de outubro a janeiro.

1. 2 *Stylosanthes capitata* Vogel, *Linnaea* 12: 70. 1838. Figs. 2 m-b'; 1a

Subarbusto, 50–120 cm alt., ereto ou prostrado; ramo pubescente, tomentoso, setoso; estípula externa ovóide, elíptica, verde, vermelho-vináceo, denso-tomentosa, 6–18

nervuras, 6–11 × 4–8 mm, ápice acuminado, 6–10,5 mm compr.; estípula interna transverso-larga, largo-oblonga, alva, paleácea, esparso-tomentosa, 2–4 nervuras, 4–8,5 × 4–5,5 mm, ápice cuspidado. Folha (12–) 20–39 (–46) mm compr.; pecíolo tomentoso, 2–5 mm compr.; raque foliar denso-tomentosa, 1–4 mm compr.; folíolo largo-oblongo, obovado, largo-elíptico, ápice acuminado ou mucronado, base obtusa, esparso a denso-tomentoso em ambas as superfícies, 6–12 pares de nervuras, conspícuas, nervuras coletoras ausentes, 9–21,5 (–34,5) × 3–6 (–10) mm. Inflorescência largo-obovada a obovada-depressa, isolada, congesta, terminal e axilar, 2–4 espigas, 10–30 × (16–) 20–43 mm; bráctea externa obovada a largo-obovada, denso-tomentosa, venação campilódroma, 4–8 pares de nervuras, conspícuas, trifoliolada, 4,5–12 × 3–11,5 mm compr., ápice caudado, 2,9–4,5 mm compr., base levemente cordada; bráctea interna ovóide ou largo-ovóide, pubescente, 4–8 nervuras, 5–7,5 × 4–5 mm, ápice aristado, base revoluta; eixo plumoso denso-setoso, 3–8 mm compr.; 1 bractéola externa ovóide, 2 internas lanceoladas ou lineares, pubescentes, ápice aristado. Flor 8,5–14,5 mm compr.; corola amarela; estandarte orbicular ou obcordado, ápice obcordado, base cuneada, mácula amarelo-dourada, uma dobra na região basal, 5–6 × 3,5–5 mm; asas obovadas, 3–4 × 1,5–2,6 mm; pétalas da quilha falciformes, 3–4 × 1–1,5 mm. Lomento com 1–2 artículos férteis, elípticos ou obovados, pubescente, tomentoso, 3,5–7 × 2–2,6 mm; estilete residual encurvado, 0,9–2 mm compr.; semente largo-oblonga, elíptica ou ovóide, amarela, amarelo-ocre, marrom ou amarela pintalgada de vermelho-vináceo, 2–3 × 1–2 mm.

Material selecionado: BRASIL. MATO GROSSO DO SUL: Água Clara, 23.IV.2005, fl. e fr., *A. Pott & V. J. Pott 12821* (HMS). Campo Grande, 8.XI.2000, *V. J. Pott & A. Pott 4262* (HMS). Chapadão do Sul, 26.III.2005, fl. e fr., *L. C. Costa 363* (CGMS). Corumbá, 15.IV.1972, fl. e fr., *G. Hatschbach 29529* (MBM). Ladário, 5.VII.2001, fl. e fr., *V. J. Pott & A. Pott 4788* (HMS). Sonora, 3.V.1995, fl. e fr., *G. Hatschbach 62183* (MBM).

Mohlenbrock (1958), menciona que *Stylosanthes capitata* possui dois artículos férteis, contrariando a diagnose efetuada por Taubert (1890 *apud* Brandão & Costa 1979), que cita apenas um artícolo. *S. capitata* assemelha-se a *S. bracteata*, da qual se diferencia pela presença de 1–2 artículos *versus* 1 artícolo na segunda espécie.

Stylosanthes capitata tem distribuição ampla no país, ocorrendo nos estados do Pará, Maranhão, Piauí, Ceará, Paraíba, Pernambuco, Bahia, Minas Gerais, Goiás e Distrito Federal (Brandão & Costa 1979). Em Mato Grosso do Sul a espécie é de ocorrência inédita com registros nas regiões sudoeste, centro-norte, noroeste, leste e nordeste (Fig. 1a) em savana (cerrado), savana florestada (cerradão) e savana gramíneo-lenhosa (campo-sujo). Floresce e frutifica simultaneamente de novembro a julho.

1.3 *Stylosanthes hamata* (L.) Taub., Verh. Bot. Vereins Prov. Brandenburg. 32(1): 22. 1890.

Figs. 3 a-m; 1a

Subarbusto ou arbusto, 14–40 cm. alt., raramente ereto; ramo viloso ou tomentoso; estípula externa oblonga, ovóide, verde, hialina entre as nervuras, esparso-setosa, 5–9 nervuras, 4,5–8 × 2–5 mm, ápice subulado, 3,5–5,5 mm compr.; estípula interna oblonga, verde-clara, hialina, glabra, 4–8 nervuras, 4–11,5 × 2–4 mm, ápice aristado. Folha 11–26 mm compr.; pecíolo geralmente pubescente, às vezes, esparso-setoso, 1–4 mm compr.; raque foliar pubescente, 0,9–2 mm compr.; folíolo elíptico, largo-elíptico, ápice apiculado, base obtusa, glabro ou pubescente, 4–5 pares de nervuras, inconspícuas, nervuras coletoras ausentes, 6–18 × 2,5–5,5 mm. Inflorescência oblonga, fasciculada, congesta, terminal, 1–5 espigas, 8–14 × 3–8 mm; bráctea externa ovóide, elíptica, oblonga, setosa, venação campilódroma, 6–12 nervuras, conspícuas, trifoliolada, raro unifoliolada, 4–6,5 × 2–5 mm, ápice cuspidado, 1–3,5 mm compr., base truncada, bráctea interna ovóide, glabra ou pubescente, 6–7 nervuras, 6,5–7,5 × 2–3 mm, ápice aristado, base revoluta; eixo plumoso, glabro ou esparso-setoso, 2,5–5 mm compr.; bractéola externa 1, interna 2, lanceoladas ou lineares, externamente

glabras, internamente denso-tomentosas, ápice aristado. Flor 8–11 mm compr.; corola amarela; estandarte orbicular, ápice obcordado, base cuneada, mácula amarelo-dourada, 2 dobras na região mediana e 1 na basal, 3,7–5 × 3,8–5 mm; asas obovadas, 3–3,5 × 1–2 mm; pétalas da quilha falciformes, 3–3,5 × 1–1,5 mm. Lomento 1–2 artículos, geralmente um artícolo vestigial, oblongo ou elíptico, glabro, setoso, 2,7–3,8 × 1,3–2,2; estilete residual encurvado, 3–7 mm compr.; semente oblonga, amarela, amarela pintalgada de vermelho-vináceo ou marrom, 1,5–2 × 1–1,5 mm. **Material selecionado:** BRASIL. MATO GROSSO DO SUL. Aquidauana, 4.IV.1979, fl. e fr., G. Hatschbach 60719 (MBM). Porto Murtinho, 10.XI.2002, fl. e fr., A. Pott *et al.* 10585 (HMS).

Stylosanthes hamata pode ser confundida com *S. humilis*, pois ambas possuem o estilete residual encurvado, porém, somente a primeira espécie possui eixo rudimentar plumoso na base da flor e do fruto.

Anteriormente a espécie possuía registro de ocorrência somente para o Maranhão (Brandão & Costa 1979). Em Mato Grosso do Sul foi verificada nas regiões oeste e central (Fig. 1a); onde habita savana (cerrado), savana florestada (cerradão). Floresce e frutifica simultaneamente de abril a dezembro.

1.4 *Stylosanthes macrocephala* M. B. Ferreira & Souza Costa, Soc. Bot. Brasil Anais. 28 Congr. Nac. Bot.:87. 1977.

Figs. 3 n-b'2; 1a

Subarbusto, 50–60 cm alt., ereto ou prostrado; ramo tomentoso ou setoso; estípula externa oblonga, ovóide, verde, vilosa ou tomentosa, 10–19 nervuras, 6–8 × 4–7 mm; ápice acuminado, 4–5,5 mm compr.; estípula interna largo-oblonga ou ovóide, hialina, esparso-pubescente, 4–11 nervuras, 3,5–8,5 × 3–5 mm, ápice aristado. Folhas (11–)16–24(–46) mm; pecíolo tomentoso, 2–6 mm compr., raque foliar tomentoso, 1–4 mm compr.; folíolo elíptico ou oblanceolado, ápice acuminado ou mucronado, base obtusa, vilosa ou esparso-vilosa, 12–20 nervuras, conspícuas, nervuras coletoras ausentes, 8–21 × 4–10 mm. Inflorescência ovóide, largo-ovóide, isolada, congesta, terminal e axilar,

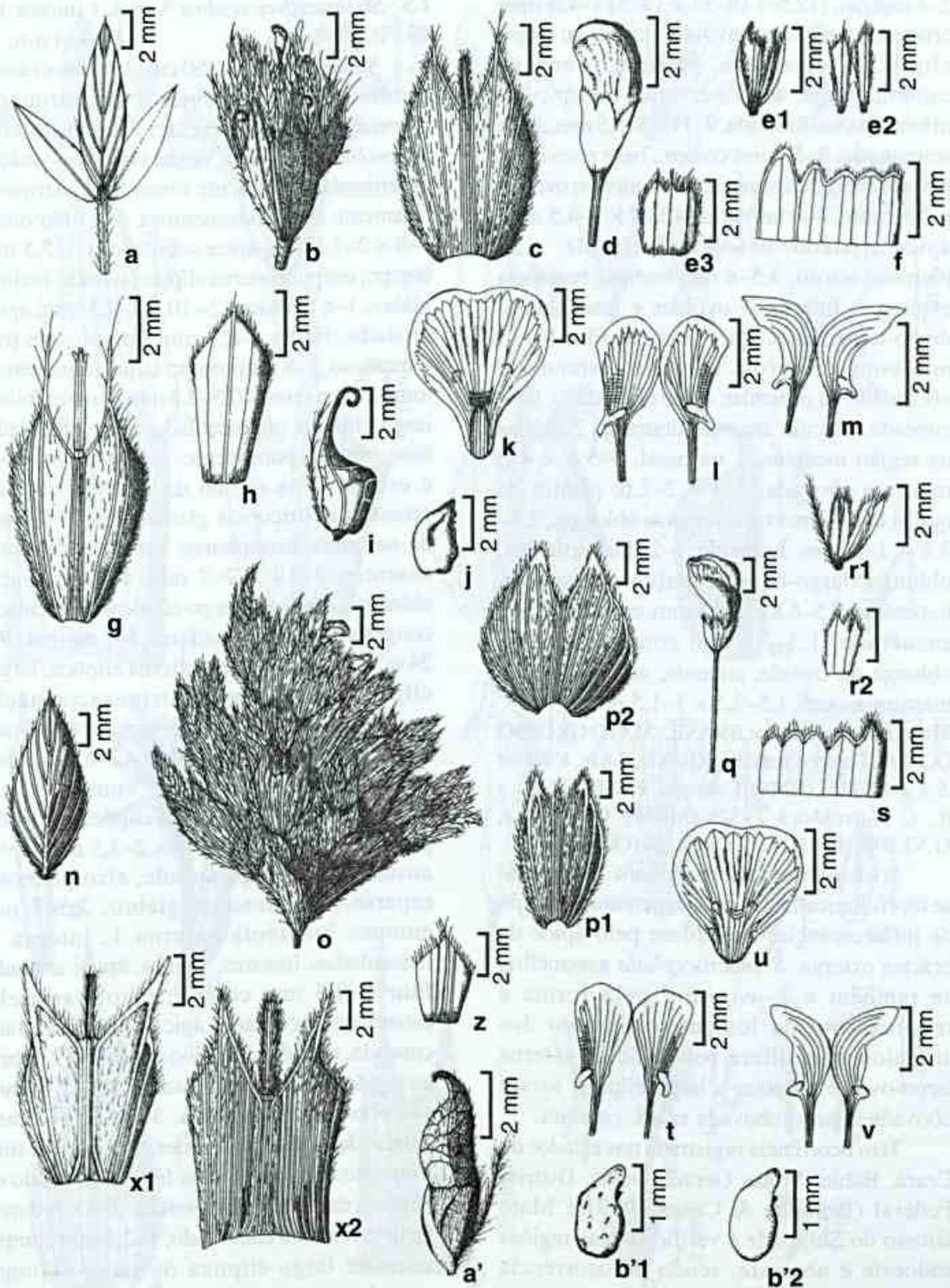


Figura 3—a-m. *Stylosanthes hamata* (L.) Taub. — a. folha; b. inflorescência; c. bráctea externa; d. flor; e1. bractéolas; e2. bractéolas internas; e3. bractéola externa; f. cálice; g. estípula externa; h. estípula interna; i. fruto com eixo rudimentar; j. semente; k. estandarte; l. asas; m. pétalas da quilha; n-b'2. *S. macrocephala* M. B. Ferreira & Souza Costa — n. folíolo; o. inflorescência; p-p2. estípula externa; q. flor; r1. bractéolas; r2. bractéola externa. s. cálice; t. asas; u. estandarte; v. pétalas da quilha; x1-x2. estípulas externas; z. estípula interna; a'. fruto com eixo rudimentar; b'1-b'2. semente (a-m Pott 10585; n-b'2 Pott 4263).

2-4 espigas, (12,5-) 18-33 × 12-31 (-42) mm; bráctea externa largo-ovóide, elíptica ou largo-elíptica, tomentosa, setosa, venação campilódroma, 8-13 nervuras, conspícuas, trifoliolada, unifoliolada, 9-11 × 3-9,5 mm, ápice acuminado; 3-5,7 mm compr., base revoulata; bráctea interna elíptica, largo-elíptica ou ovóide, pubescente, 4-8 nervuras, 4,5-7 × 3-4,5 mm, ápice aristado, base amplexicaule; eixo plumoso setoso, 3,5-8 mm compr.; bractéola externa 1, interna 2, ovóides e lanceoladas, denso-tomentosas, ápice aristado. Flor 10-13 mm compr.; corola amarela; estandarte obcordado ou orbicular, ápice obcordado, base cuneada, mácula amarelo-dourado, 2 dobras na região mediana, 1 na basal, 5-5,6 × 4-5 mm; asa obovada, 3-4 × 2-2,6; pétalas da quilha falciformes ou levemente oblongas, 2,5-3,8 × 1-2 mm. Lomento 1-2 dois artículos, oblongo, largo-ovóide, glabro ou esparso-tomentoso, 5,5-6,8 × 2-2,5 mm, estilete residual encurvado, 1,3-2,6 mm compr.; semente oblonga ou ovóide, amarela, amarelo-ocre e marrom-escuro, 1,5-2,5 × 1-1,5 mm.

Material selecionado: BRASIL. MATO GROSSO DO SUL, Campo Grande, 8.XI.2000, fl. e fr., V.J. Pott & A. Pott. 4263 (HMS). Corumbá, 12.XII.1972, fl. e fr., G. Hatschbach 29529 (MBM). Costa Rica, 11.VI.2005, fl. e fr., L. C. Costa 362 (CGMS).

Stylosanthes macrocephala aproxima-se morfológicamente de *S. bracteata* pelo tipo de inflorescência, mas difere pelo ápice da bráctea externa. *S. macrocephala* assemelha-se também a *S. capitata* pela forma e revestimento do lomento e número dos artículos, mas difere pela bráctea externa largo-ovóide, elíptica a largo-elíptica versus obovada a largo-obovada em *S. capitata*.

Tem ocorrência registrada nos estados do Ceará, Bahia, Minas Gerais, Goiás, Distrito Federal (Brandão & Costa 1979) e Mato Grosso do Sul, onde é verificada nas regiões sudoeste e noroeste, sendo de ocorrência inédita para estado (Fig. 1a); ocorre em savana (cerrado) e savana gramíneo-lenhosa (campo sujo). Floresce e frutifica simultaneamente nos meses de outubro a julho

1.5 *Stylosanthes scabra* Vogel, Linnaea 12: 69-70. 1838. Figs. 4 a-n; 1a

Subarbusto, 40-150 cm alt., ereto; ramos glabros, vilosos, tomentosos, ou estrigosos, tricoma glandular presente; estípula externa largo-oblonga, ovóide, verde, vermelho-vinícea esverdeada, geralmente tomentosa, estrigosa, raramente esparso-tomentosa, 5-11 nervuras, 4-8 × 2-7,5 mm, ápice subulado, 1,5-5,5 mm compr.; estípula interna elíptica, ovóide, hialina, glabra, 1-6 nervuras, 5-10 × 2-2,5 mm, ápice aristado. Folha 8-29 mm compr.; pecíolo tomentoso, 1-8 mm compr.; raque foliar denso-tomentosa a setosa, 0,5-3,6 mm compr.; folíolo largo-elíptico, oblanceolado, ápice apiculado, base obtusa, pubescente, esparso-tomentoso e estrigoso na região da nervura central, presença de tricomas glandulares, 4-6 pares de nervuras, conspícuas, nervuras coletoras ausentes, 5-19 × 2-7 mm. Inflorescência oblongas, elípticas e largo-elípticas, fasciculada, congesta, terminais e axilares, 1-2 espigas, 10-24 × 3-16 mm; bráctea externa elíptica, largo-elíptica, tomentosa, estrigosa, venação campilódroma, 5-13 nervuras, conspícuas, trifoliolada, unifoliolada, 4-6 × 2-6 mm, ápice cuspidado, 1,8-3 mm compr., base amplexicaule; bráctea interna elíptica ou ovóide, glabra, 3-5 nervuras, 4-7 × 2-3,5 mm, ápice aristado, base amplexicaule; eixo plumoso, esparso-tomentoso ou glabro, 2,5-7 mm compr.; bractéola externa 1, interna 2, lanceoladas, lineares, glabra, ápice aristado. Flor 8-9,5 mm compr.; corola amarela; estandarte obcordado, ápice obcordado, base cuneada, mácula vermelho-vinícea; 2 dobras na região mediana 1 na basal, 3-5 × 3,5-4 mm; asa obovada, espatulada, 3-3,5 × 1-2 mm; pétalas da quilha falciformes, 2,5-3 × 1-2 mm. Lomento com 2 artículos férteis, obovado ou elíptico, esparso a denso-setoso, 3-7 × 1-3 mm; estilete residual encurvado, 1-2,5 mm compr.; semente largo-elíptica ou largo-oblonga, amarela, amarelo-ocre ou preta, 1-2,5 × 1-2 mm.

Material selecionado: BRASIL. MATO GROSSO DO SUL, Alcínópolis, 18.X.2002, fl. e fr., A. Pott et al. 10365 (HMS); Aquidauana, 29.I.1979, est., M. B. Ferreira 10427 (MBM, PANG); Bonito, 19.VII.2006, fl. e fr., L. C.

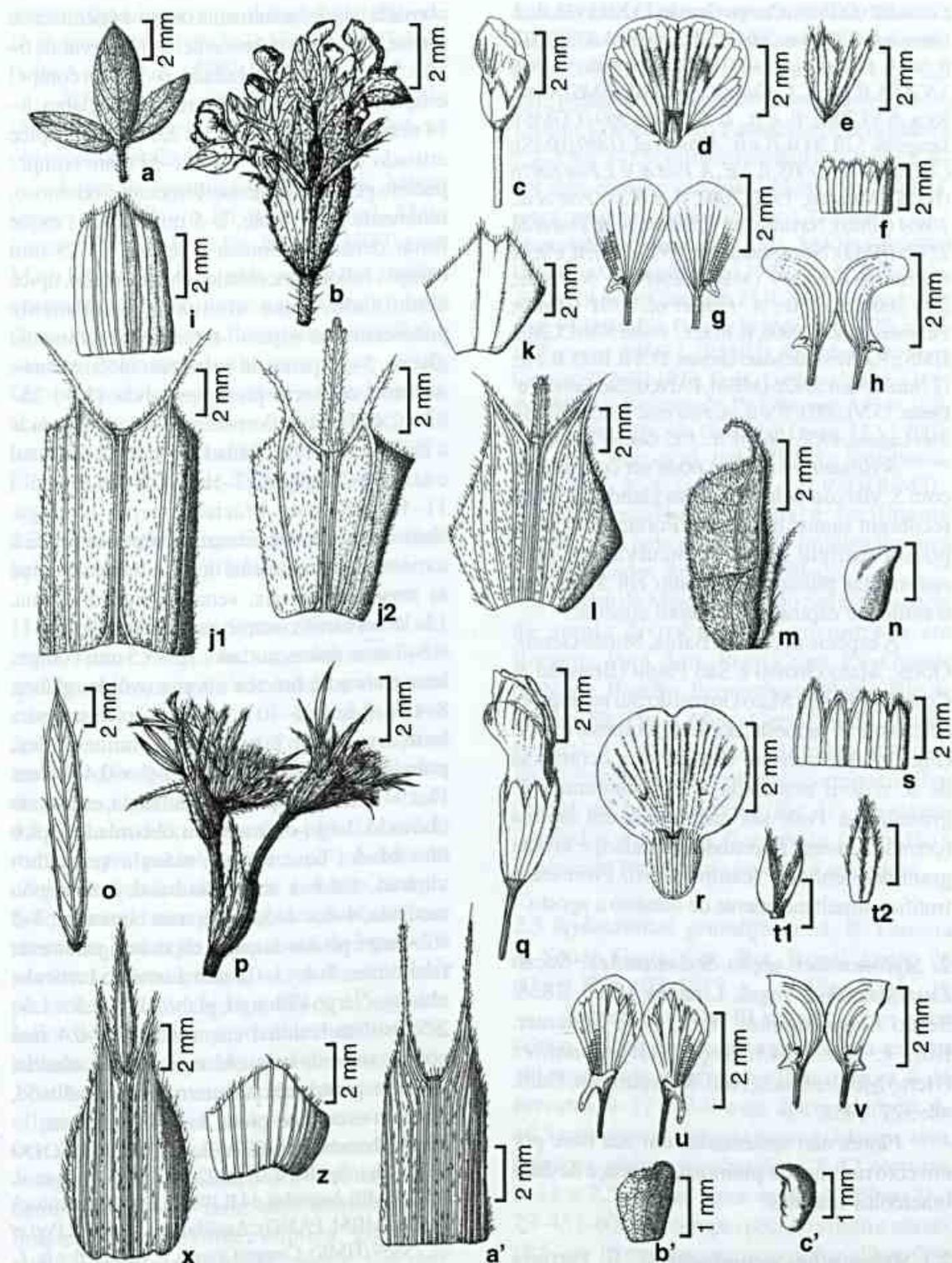


Figura 4 – a-n. *Stylosanthes scabra* Vogel – a. folha; b. inflorescência; c. flor; d. estandarte; e. bractéolas; f. cálice; g. asas; h. pétalas da quilha; i. estípula interna; j1 - j2. estípulas externas; k. bráctea interna; l. bráctea externa; m. fruto com eixo rudimentar; n. semente; o-c'. *S. acuminata* M. B. Ferreira & Souza Costa – o. folíolo; p. inflorescência; q. flor; r. estandarte; s. cálice; t1, t2. bractéola; u. asas; v. pétalas da quilha; x. bráctea externa; z. bráctea interna; a'. estípula externa; b'. fruto; c'. semente (a-n Costa 360; o-c' Pott 9583)

Costa 382 (CGMS); Campo Grande, 23.XII.1932, fl., *J. Otero & F. C. Hoehne 30648* (SP); Camapuã, 27.II.2002, fl. fr., *A. Pott et al. 9542* (HMS); Chapadão do Sul, 1.V.2005, fl. e fr., *L. C. Costa 357* (CGMS, HMS); Costa Rica, 6.VI.2005, fl. e fr., *L. C. Costa 360* (CGMS); Jaraguari, 5.III.2004, fl. e fr., *A. Pott et al. 11489* (HMS); Corumbá, 30.II.2003, fl. e fr., *A. Pott & V. J. Pott 10976* (HMS); Miranda, 19.XI.2002, fl. e fr., *A. Pott et al. 10864* (HMS); Navirai, 18.IV.2005, fl. fr., *A. Pott et al. 12775* (HMS); Nova Andradina, 8.VIII.1997, fl. e fr., *G. Hatschbach 66549* (MBM, PANG); Nioaque, 2.IV.2001, fl. e fr., *A. Pott et al. 8781* (HMS); Piraputanga, 2.IV.2006, fl. fr., *L. C. Costa 378* (CGMS, HMS); Rio Verde de Mato Grosso, 27.VII.1973, fl. e fr., *G. Hatschbach 32426* (MBM, PANG); São Gabriel d' Oeste, 15.VI.2002, fl. e fr., *A. Pott et al. 10050* (HMS); Três Lagoas, 19.X.1964, fl. fr., *J. C. Gomes 2346* (SP).

Stylosanthes scabra pode ser confundida com *S. viscosa* pelos tricomas glandulares que recobrem ramos e folíolos. Porém, *S. scabra* possui estilete residual encurvado e eixo rudimentar plumoso enquanto em *S. viscosa* o estilete é espiralado e o eixo ausente.

A espécie ocorre na Bahia, Minas Gerais, Goiás, Mato Grosso e São Paulo (Brandão & Costa 1979) e em Mato Grosso do Sul nas regiões centro-norte, sudoeste, nordeste, noroeste e norte (Fig. 1a). Geralmente verifica-se a ocorrência de *S. scabra* associada a *S. acuminata* e *S. grandifolia*. Pode ser encontrada em savana (cerrado), savana florestada (cerradão) e savana gramíneo-lenhosa. (campo sujo). Floresce e frutifica simultaneamente de outubro a agosto.

2. *Stylosanthes* seção *Stylosanthes*. Seção *Eustylosanthes* Vogel, *Linnaea* 12:63. 1838. Seção *Astyposanthes* Hert., *Rev. Sudamer. Bot.* 7: 209. 1943. Seção *Astyposanthes* (Hert.) Mohlenbrock, *Ann. Missouri Bot. Gard.* 44: 327. 1958.

Flores não sustentadas em sua base por um eixo rudimentar plumoso, presença de duas bractéolas internas.

2.1 *Stylosanthes acuminata* M. B. Ferreira & Souza Costa, *Soc. Bot. Brasil Anais.* 28 Congr. Nac. Bot.: 80. 1977. Figs. 4 o-c'; 1b

Subarbusto, 40–90 cm alt, ereto; ramos vilosos ou tomentosos; estípula externa, oblonga,

obovada, verde, geralmente denso-tomentosa ou setosa, raramente pubescente, 6–17 nervuras, 6–10 × 5–8 mm, ápice subulado, 6–13 mm compr.; estípula interna oblonga, verde-clara, glabra, 8–14 nervuras, (5,5–) 8–12,5 × 2,6–5,5 mm, ápice aristado. Folha (25–) 30–41 (–51) mm compr.; pecíolo geralmente denso-tomentoso ou setoso, raramente pubescente, 2–5 mm compr.; raque foliar denso-tomentosa e setosa, 1–2,5 mm compr.; folíolo lanceolado, oblanceolado, ápice acuminado, base atenuada, geralmente pubescente ou esparso-tomentoso, raramente glabro, 5–11 pares de nervuras, inconspícuas, nervuras coletoras presentes, alvas (16–) 23–33 × 2,4–7 mm. Inflorescência oblonga, ovóide a largo-ovóide, fasciculada, congesta, terminal e axilar, 1–5 espigas, (7–)14,5–24(–34,6) × (5–) 11–17(–28) mm; bráctea externa oblonga, obovada ou elíptica, externamente pubescente a tomentosa, internamente denso-tomentosa sobre as nervuras centrais, venação crapedódroma, 12–18 nervuras, conspícuas, trifoliolada, 4,5–11 × 3–7 mm, ápice caudado, 1,5–3,5 mm compr., base truncada; bráctea interna ovóide, glabra, 8–12 nervuras, 6–10 × 3–5 mm, ápice aristado, base truncada; 2 bractéolas, lanceoladas, pubescentes, ápice aristado, 3–5 × 0,4–1 mm. Flor 9–13 mm compr.; corola amarela; estandarte obovado, largo-obovado ou obcordado, ápice obcordado, base obtusa, mácula vermelho-vináceo, 1 dobra na região basal, 2 na região mediana, 4–6 × 4–5,6 mm; asas obovadas, 3–5 × 2–3 mm; pétalas da quilha elípticas, ligeiramente falciformes, 3–4 × 1–0,2 mm. Lomento 1 articulo, oblongo, largo-oblongo, glabro, 2,5–3,5 × 1,6–2,5; estilete residual encurvado, 0,2–0,4 mm compr.; semente largo-oblonga, ovóide, amarela, amarela pintalgada de marrom-avermelhado, marrom-escura ou preta, 1–3 × 1–2,5 mm.

Material examinado: BRASIL. MATO GROSSO DO SUL: Alcinoópolis, 2.III.2002, fl. e fr., *A. Pott et al. 9583* (HMS). Amambai, 14.II.1983, fl. e fr., *G. Hatschbach 46221* (MBM, PANG); Aquidauana, fl. fr., *A. Pott et al. 13889* (HMS); Campo Grande, 3.V.2005, fl. e fr., *L. C. Costa 354* (CGMS); Corumbá, fr., *D. F. R. Bommer 45* (SP); Coxim, 3.V.1995, fl. e fr., *G. Hatschbach 62157* (MBM); Dourados, 31.I.1979, fl. e fr., *M. B. Ferreira 7740* (PANG); Jaraguari, fl. e fr., *A. Pott et al. 11476* (HMS); Pacari, 12.XII.1982, fl. e fr., *G. Hatschbach*

45930 (MBM, PANG); Ponta Porã, 24.I.1979, est., H. M. Saturnino 112 (PANG); Nioaque, 23.II.2006, fl. fr., A. Pott et al. 14050 (HMS).

Stylosanthes acuminata é facilmente identificada pelos folíolos lanceolados ou oblanceolados de ápice acuminado.

Espécie encontrada na Bahia, Minas Gerais, São Paulo Distrito Federal, Mato Grosso, Paraná (Brandão & Costa 1979) e em Mato Grosso do Sul, onde ocorre nas regiões centro-norte, norte, noroeste, sudoeste e leste (Fig. 1b), em savana florestada (cerradão) e savana gramíneo-lenhosa (campo sujo). Ocorre geralmente associada a *S. guianensis*, *S. scabra* e *S. viscosa*, o que também foi observado por Brandão & Costa (1979). Floresce e frutifica de dezembro a maio.

2.2 *Stylosanthes gracilis* Kunth, Nov. Gen. Sp. (quarto ed.). 6: 507-508. 1823 [1824].

Figs. 5 a-m; 1c

Subarbusto ou arbusto, 90–150 cm alt., ereto; ramos vilosos ou tomentosos; estípula externa oblonga ou ovóide, verde, pubescente e setosa, 11–22 nervuras, 5–16 × 3,5–9 mm, ápice acuminado, 2–7,5 mm compr.; estípulas internas oblongas ou ovóides, hialinas, glabras ou pubescentes, 10–18 nervuras, 6–8 × 3,2–4,8, ápice aristado. Folha (13–) 19–52 (–62,5) mm compr.; pecíolo glabro, (2–) 5–12 mm compr.; raque foliar glabra, 1–3 mm compr.; folíolo linear, lanceolado, ápice apiculado, base atenuada, glabro ou pubescente, 2–3 pares de nervuras, inconspícuas, nervuras coletoras presentes, (10–) 15–31 (–47) × 1,5–4 mm. Inflorescência oblonga, ovóide, largo-ovóide, isolada, congesta, terminal, 1–5 espigas, 10–27 × 4–25 (–31) mm; bráctea externa ovóide, elíptica e oblonga, setosa, denso-setosa, venação paralelinérvea, 12–16 nervuras, conspícuas, unifoliolada, 5–10 × 3–6 mm, ápice acuminado, 1–5,5 mm, base amplexicaule; bráctea interna ovóide, elíptica, glabra ou pubescente, 8–14 nervuras, 5–7 × 3–6 mm, ápice aristado, base amplexicaule; 2 bractéolas, lineares ou lanceoladas, internamente denso-tomentosas, ápice aristado. Flor 10–2 mm compr.; corola amarela; estandarte obcordado,

ápice obcordado, base cuneada, mácula vermelho-vinácea, 2 dobras na região mediana, 6–7 × 3–3,5 mm; asas obovadas, 3–4 × 1,3–2,5 mm; pétalas da quilha falciformes, 2,6–3,9 × 1,2–1,6 mm. Lomento com 1 articulo, elíptico, glabro, 2,7–3,5 × 2–2,9; estilete residual uncinado, 0,4–0,8 mm compr.; semente oblonga ou elíptica, preta, marrom-escuro, 2–3 × 1,2–2 mm.

Material selecionado: BRASIL. MATO GROSSO DO SUL: Aquidauana, 29. I.1979, est., M. B. Ferreira 10426 (PANG); Camapuã, 27.II.2002, fl. e fr., A. Pott et al. 9543 (HMS); Campo Grande, 29.I.1979, fr., M. B. Ferreira 104422, (PANG); Rio Verde de Mato Grosso, 28. VIII.1973, fl. fr., G. Hatschbach 32444 (MBM); Rio Brilhante 26.IV.1984, est., J. F. M. Valls et al. 7714 (RB); São Gabriel d' Oeste, 15.VI.2002, fl. e fr., A. Pott et al. 10047 (HMS); Sidrolândia, 12.IX.2001, fr., A. Sciamarelli et al. 971 (DDMS).

Stylosanthes gracilis é facilmente identificada pela presença de folíolos lineares ou lanceolados de ápice apiculado.

Além de Mato Grosso do Sul esta espécie de ampla distribuição é encontrada em Roraima, Pará, Acre, Piauí Ceará, Rio Grande do Norte, Paraíba, Pernambuco, Bahia, Rio de Janeiro, São Paulo, Minas Gerais, Goiás, Distrito Federal e Mato Grosso (Brandão & Costa 1979). Em Mato Grosso do Sul ocorre nas regiões central, sul, norte, nordeste (Fig. 1c), em savana (cerrado) e savana florestada (cerradão). Floresce e frutifica de janeiro a setembro.

2.3 *Stylosanthes grandifolia* M. B. Ferreira & Souza Costa, Soc. Bot. Brasil Anais. 28 (Cong. 77): 102. 1977. Figs. 5 n-b'; 1b

Subarbusto, 70–110 cm alt., ereto; ramo viloso, setoso ou tomentoso; estípula externa oblonga, verde, geralmente vilosa e setosa, 8–16 nervuras, 9–17 × 3–9 mm, ápice subulado, 4–10,5 mm compr.; estípula interna oblonga, alva, paleácea, glabra ou pubescente, 8–12 nervuras, 5–13 × 2,5–6 mm, ápice aristado. Folha (21–) 29–45 (–60) mm compr.; pecíolo viloso e setoso, (3,5–) 6–15 mm compr.; raque foliar vilosa, 0,8–3 mm compr.; folíolo oblanceolado, ápice mucronado, base obtusa, glabro ou pubescente, 4–10 pares de nervuras, inconspícuas, nervuras coletoras ausentes, (13–) 30–40,5 (–47) × 3–10,5

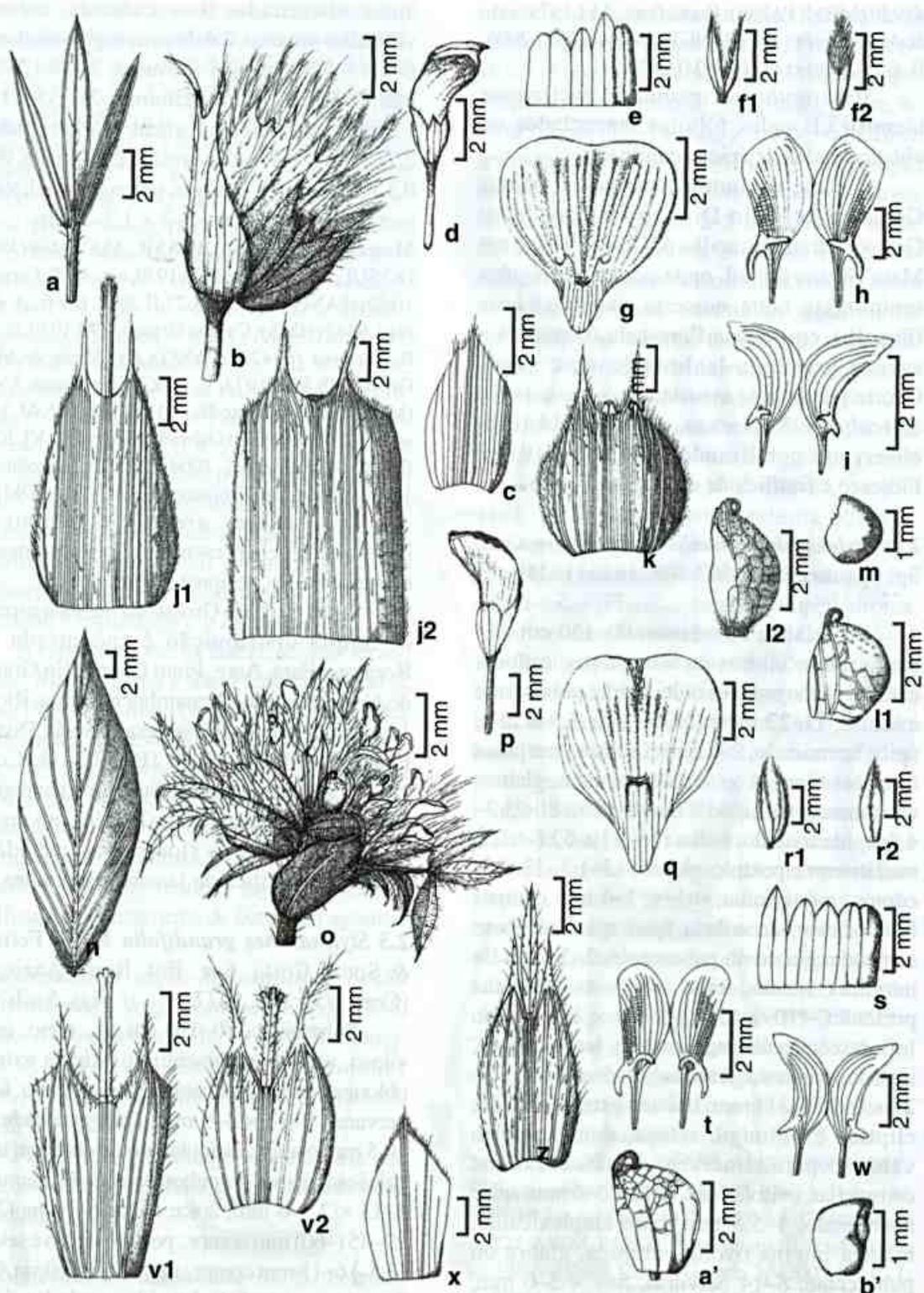


Figura 5 – a-m. *Stylosanthes gracilis* Sw. – a. folha; b. inflorescência; c. estípula interna; d. flor; e. cálice; f1. bractéola; f2. bractéola; g. estandarte; h. asa; i. pétalas da quilha; j1-j2. estípula externa; k. bráctea; l1-l2. fruto; m. semente; n-b'. *S. grandifolia* M. B. Ferreira & Souza Costa – n. folíolo; o. inflorescência; p. flor; q. Estandarte; r1. bractéolas; r2. bractéola; s. Cálice; t. asa; u. pétalas da quilha; v1-v2. estípula externa; x. Estípula interna; z. Bráctea externa; a' fruto; b'. semente (a-m Pott 10047; n-b' Costa 375).

(-14) mm. Inflorescência ovóides, largo-ovóides, obovatas ou circulares, isolada, congesta, terminal, 1-8 espigas, (7-)-12-25 (-28) × 11-28 (-32,9) mm; bráctea externa oblonga, obovada ou elíptica, vilosa, setosa, venação paralelinérvea, 4-9 pares de nervuras, conspícuas, trifoliolada, 6-16,5 (-20,5) × 2-7 (-8,5) mm, ápice subulado, 2-3,5 mm compr., base amplexicaule; bráctea interna ovóide, glabra a pubescente, 8-12 nervuras, 5-7 × 2-5 mm, ápice aristado, base amplexicaule; 2 bractéolas lanceoladas, pubescentes, ápice aristado, 3,5-5 × 0,6-1,5 mm. Flor 10-13 mm compr.; corola amarela; estandarte obovado ou obcordado, ápice arredondado ou obcordado, base cuneada, mácula amarela, 2 dobras na região mediana, 1 basal, 5,5-9 × 3,5-6 mm; asa oblonga, 4-6,5 × 2-2,5 mm; pétalas da quilha oblongas, levemente falciformes, 4-5 × 1-2 mm. Lomento com 1 artigo, largo-elíptico, glabro ou pubescente, com glândulas no ápice do artigo, 3-4 × 2-3 mm; estilete residual uncinado, 0,4-0,7 mm compr.; semente elíptica, oblonga ou largo-oblonga, preta, marrom-escuro ou amarela, 2-3 × 1,4-2,3 mm.

Material selecionado: BRASIL. MATO GROSSO DO SUL. Campo Grande, 2.X.2006, fl. e fr., *L. C. Costa* 392 (CGMS); Caracol, 10.II.1993, fl. e fr., *G. Hatschbach* 56846 (MBM); Dourados, 24.I.1979, est., *H. Saturnino* 115 (PANG); Miranda, 31.I.1979, fl. e fr., *N. M. Costa & M. B. Ferreira* 7708 (PANG); Rochedo 25.I.1979, fl. e fr., *E. C. Tenório s.n.* (RB-363.851); Sidrolândia, 23.I.1971, fl. e fr., *G. Hatschbach* 26036 (MBM); Terenos, 31.I.1979, fl. e fr., *A. Krapovickas & C. L. Cristobal s.n.* (PANG-9159).

Stylosanthes grandifolia é prontamente identificada pela inflorescência de formato ovóide a circular, isolada. Aproxima-se morfológicamente de *S. acuminata*, *S. gracilis* e *S. guianensis* pelo número de artigos do lomento, mas difere pelos folíolos oblanceolados, com nervuras inconspícuas.

Ocorrência anteriormente conhecida apenas em Minas Gerais (Brandão & Costa, 1979). Em Mato Grosso do Sul ocorre nas regiões central, noroeste, sul e sudeste (Fig. 1b) em savana (cerrado) e savana florestada. Floresce e frutifica de dezembro a fevereiro.

2.4 Stylosanthes guianensis (Aubl.) Sw., Kongl. Vetensk. Acad. Nya Handl. 11: 296.1789. Figs. 6 a-n; 1c

Subarbusto, 40-60 cm alt., prostrado; ramo tomentoso, setoso, raro glabrescente; estípula externa oblonga, obovada ou estreita-elíptica, verde, geralmente tomentosa e setosa, 10-22 nervuras, 5-14 × 2-5 mm, ápice acuminado, 2-6,5 mm compr.; estípula interna ovóide, alva, paleácea, pubescente, 3-10 nervuras, 4,5-10 × 2-6,5 mm, ápice aristado. Folha (14,5-) 19-43 mm compr.; pecíolo tomentoso, 2-8 mm compr.; raque foliar geralmente tomentosa, raro setosa, 1-2 mm compr.; folíolo elíptico, lanceolado ou oblanceolado, ápice apiculado ou mucronado, base obtusa, tomentoso, 4-10 pares de nervuras, conspícuas, nervuras coletoras ausentes, 15,5-27 × 1-4 mm. Inflorescência ovóide, largo-ovóide, fasciculada, congesta, terminal e axilar, 2-4 espigas, 7-24,5 × 5-18 (-26,5) mm; bráctea externa elíptica, ovóide ou oblonga, setosa, venação paralelinérvea, 5-12 nervuras, conspícuas, trifoliolada, raro unifoliolada, 3,5-6 × 2-6 mm, ápice acuminado, 0,7-4 mm compr., base truncada; bráctea interna elíptica, ovóide ou largo-ovóide, 1-5 nervuras, 3,-6,5 × 2-4,5 mm, ápice aristado, base truncada, 2 bractéolas, lanceoladas ou lineares, glabras, ápice aristado. Flor 8-13 mm compr.; corola amarela ou branca; estandarte largo-obovado, ápice obcordado, base cuneada, mácula vermelho-vinácea, 2 dobras na região mediana e 1 basal, 4-6,6 × 3-5,8 mm; asas largo-obovadas, 3-6 × 1,5-3 mm; pétalas da quilha falciformes, 2,5-3 × 1-1,6 mm. Lomento com 1 artigo, largo-elíptico, glabro, 3-3,8 × 1,8-2,3 mm, estilete uncinado, 0,4-0,7 mm compr.; semente elíptica, preta, 1,6-2,7 × 0,9-2 mm.

Material selecionado: BRASIL. MATO GROSSO DO SUL: Aquidauana, IX.2005, fl. e fr., *A. Pott & V. J. Pott* 13486 (HMS); Bonito, 19.VIII.2006, fl. e fr., *L. C. Costa* 384 (CGMS,HMS); Bela Vista, 19.IV.2005, fl. e fr., *A. Pott & V. J. Pott* 12794 (HMS); Camapuã, 27.II.2002, fl. e fr., *A. Pott et. al.* 9541 (HMS); Campo Grande 2.X.2006, fl. e fr., *L. C. Costa* 392 (CGMS,HMS); Chapadão do Sul, 9.IV.2004, fl. e fr., *A. Pott et al.* 11747 (HMS); Corumbá, 7.V.2003, fl. e fr., *V. Pott et. al.* 6235 (HMS).

Morfológicamente, *S. guianensis* aproxima-se de *S. acuminata*, *S. gracilis* e *S. grandifolia*, devido à presença de um artigo no fruto. *S.*

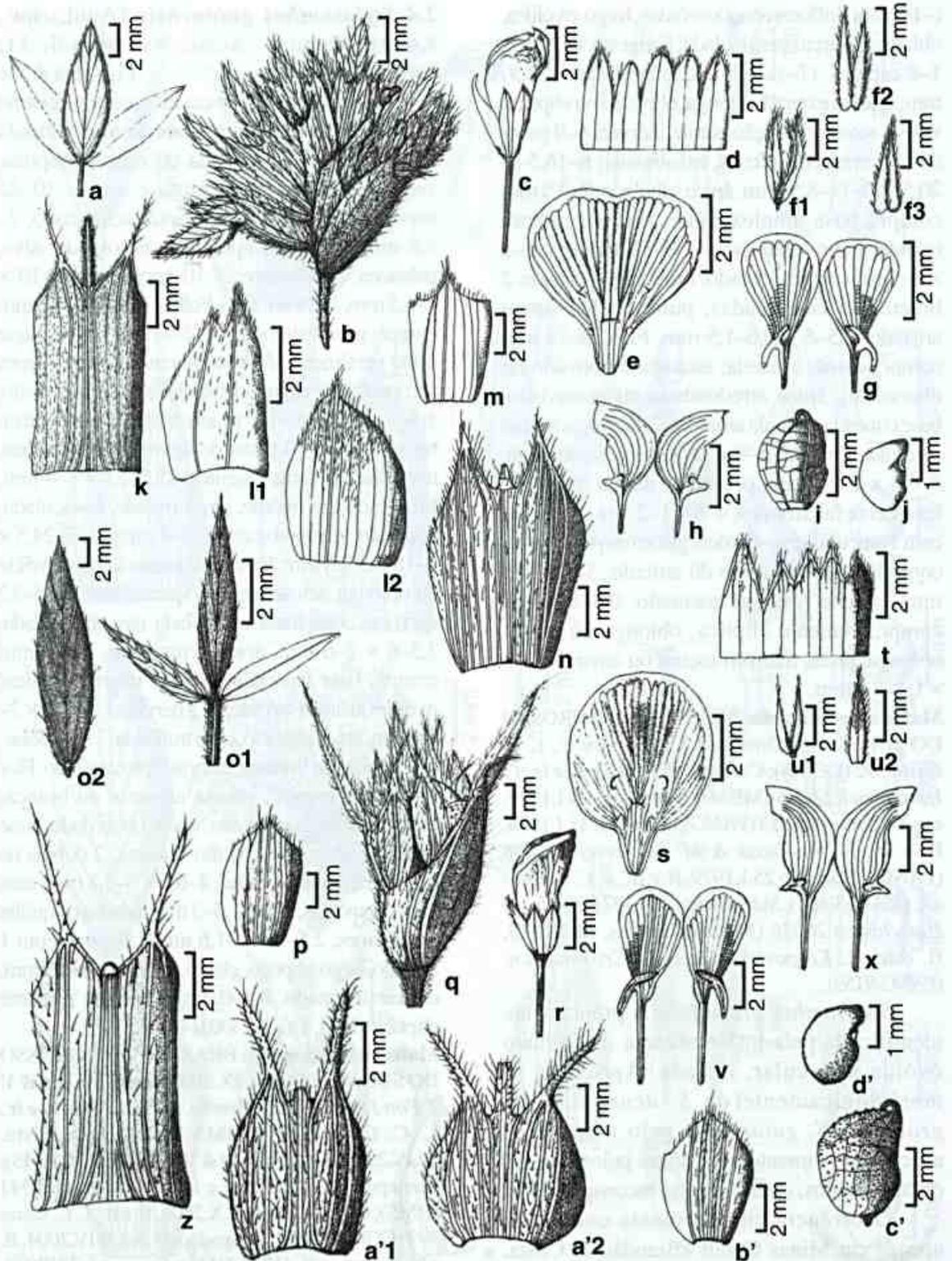


Figura 6— a-n. *Stylosanthes guianensis* (Aubl) Sw. a. folha; b. inflorescência; c. flor; d. dâlice; e. estandarte; f1. bractéolas; f2-f3. bractéola; g. asas; h. pétalas da quilha; i. fruto; j. semente; k. estípula externa; l1-l2. estípula interna; m. bráctea interna; n. bráctea externa. o-d' *Stylosanthes hippocampoides* Mohlenbr. o1-o2. folha; p. estípula interna; q. inflorescência; r. flor; s. estandarte; t. cálice; u1. bractéolas; u2. bractéola; v. asas; x. pétalas da quilha; z. estípula externa; a'1-a'2. bráctea externa; b'. bráctea interna; c'. fruto; d'. semente. (a-n. Costa 392; o-d': Pott 7469)

guianensis difere de *S. acuminata* e de *S. gracilis* pela ausência de nervuras coletoras no bordo foliar e de *S. grandifolia* pelo hábito arbustivo prostrado.

Ocorrência da espécie é registrada no Pará, Maranhão, Ceará, Paraíba, Pernambuco, Bahia, Minas Gerais, Goiás, Distrito Federal, Mato Grosso, Rio de Janeiro, São Paulo e Paraná (Brandão & Costa 1979). Em Mato Grosso do Sul ocorre nas regiões central, norte, nordeste, noroeste, sul e sudeste (Fig. 1c), em savana (cerrado), savana florestada (cerradão) e savana gramíneo-lenhosa (campo-sujo). Flores e frutos registrados para todos os meses do ano.

2.5 *Stylosanthes hippocampoides* Mohlenbr., Ann. Missouri Bot. Gard. 44(4): 339. 1957 [1958].

Figs. 6 o-d'; 1b

Subarbusto, 40–60 cm alt., ereto; ramo glabrescente, geralmente denso-tomentoso, algumas vezes setosos; estípula externa oblonga e elíptica, verde, geralmente tomentosa a setoso, 7–11 nervuras, 6,6–8,5 × 2–5 mm, ápice subulado, caudado, 5–10,2 mm compr.; estípula interna oblonga, verde-clara, paleácea, glabro, 3–5 nervuras 5,5–8 × 2–3,5 mm, ápice aristado. Folha 20,5–33 (–41) mm compr.; pecíolo geralmente tomentoso, algumas vezes setoso, 4–8 mm compr.; raque foliar geralmente tomentosa, a setosa, 0,8–1,5 mm compr., folíolo lanceolado, ápice apiculado ou mucronado, base obtusa, esparso-setoso, 4–6 pares de nervuras, conspícuas, nervuras coletoras ausentes, 15,5–27 × 14 mm. Inflorescência ovóide, largo-ovóide, fasciculada, congesta, terminal, axilar, 2–6 espigas, 10–19,5 × 8–13 (–21,5) mm; bráctea externa elíptica a largo-elíptica, geralmente setosa, algumas vezes denso-setosa, venação paralelinérvea, 7–12 nervuras, conspícuas, unifoliolada, 3,5–8 × 2,4–5 mm, ápice subulado, 2–7 mm compr., base amplexicaule; bráctea interna elíptica, largo-elíptica, esparso-setoso, 1–3 nervuras, 3–6 × 2–4,5 mm, ápice aristado, base amplexicaule; 2 bractéolas lanceoladas ou lineares, internamente glabras, externamente tomentosas, ápice aristado. Flor 10–12 mm compr.; corola amarela; estandarte orbicular, ápice obcordado, base cuneada, mácula vermelho-vinácea, 1 dobra na região basal, 5,7–8,6 × 4–5,8 mm; asas largo-

obovadas, 4–5 × 1,5–2,5 mm; pétalas da quilha falciformes, 3,8–4 × 1–1,6 mm. Lomento I artículo, largo-elíptico, glabro, glândulas translúcidas presentes, 3–6 × 1,8–3 mm; estilete residual encurvado, 0,5–0,7 mm compr.; semente largo-ovóide e largo-elíptica, amarelo-ocre, marrom-escura ou preta, 1,5–2,7 × 1,5–2 mm.

Material selecionado: BRASIL. MATO GROSSO DO SUL. Caracol, 10.II.1993, fl. fr., *G. Hatschbach* 58855 (MBM). Corumbá, 19.II.2005, fl. fr., *V. J. Pott et al.* 7469 (HMS). Ponta Porã, 12.II.1983, fl. fr., *G. Hatschbach* 46140 (PANG).

Stylosanthes hippocampoides pode ser identificada pelas nervuras conspícuas e paralelas tanto nos folíolos como nas brácteas, inflorescência de formato ovóide a largo-ovóide, fasciculada e congesta e estandarte com mácula vermelho-vináceo.

Tem ocorrência registrada na Bahia, Goiás, Mato Grosso, Rio de Janeiro, São Paulo, Paraná e Santa Catarina (Brandão & Costa 1979). Neste estudo, *S. hippocampoides* foi encontrada nas regiões sudeste e noroeste, sendo sua ocorrência inédita para o estado (Fig. 1b), ocorrendo em savana (cerrado), savana gramíneo-lenhosa (campo-sujo). Flores e frutos observados de dezembro a março.

2.6 *Stylosanthes humilis* Kunth, Nov. Gen. Sp. (quarto ed.). 6: 506.1823. Figs. 7 a-m2; 1b

Subarbusto, 20–30 cm alt., prostrado; ramo geralmente setosos, algumas vezes tomentosos; estípula externa oblonga ou elíptica, verde, geralmente tomentosa, algumas vezes setosa, 3–7 nervuras, 4–9 × 2–5 mm, ápice acuminado, 2–3 mm compr.; estípula interna elíptica, alva, paleácea, esparso-tomentosa, 1–3 nervuras, 2–6 × 1,5–3 mm, ápice aristado. Folha 11–22 mm compr.; pecíolo geralmente tomentoso, algumas vezes esparso-setoso, 2–6,5 mm compr.; raque foliar tomentosa, 0,6–4 mm compr.; folíolo oblongo ou estreito-oblongo, ápice mucronado, base obtusa, geralmente tomentoso, algumas vezes esparso-setoso, 3–5 pares de nervuras, inconspícuas, nervuras coletoras ausentes, 6–22,5 × 1–4 mm. Inflorescência oblonga, fasciculada, congesta, terminal, axilar, 1 espiga, (7,5–)13–30 × (2,5–)

4,5–7 mm; bráctea externa oblonga, elíptica e largo-elíptica, tomentosa, venação paralelinérvea, 4–9 nervuras, conspícuas, trifoliolada, 3,5–4,5 × 2–5 mm, ápice cuspidado, 1–3 mm compr., base truncada; bráctea interna ausente; 2 bractéolas, oblongas, lineares, externamente glabras, internamente tomentosas, ápice aristado. Flor 9,5–12,5 mm compr.; corola amarela; estandarte orbicular, ápice obcordado, base cuneada, mácula vermelho-vinácea, 1 dobra na região basal, 4–7 × 4–6,5 mm; asa largo-obovada, 2–4 × 1,1–2,5 mm; pétalas da quilha falciformes, 3–4 × 1–1,6 mm. Lomento com 1 artículo, segundo artículo vestigial, ovóide, largo-elíptico, pubescente ou esparso-tomentoso, 3–3,5 × 1,5–2 mm; estilete residual uncinado, 1,5–2,6 mm compr.; semente elíptica, amarela ou marrom-escura, 2,5 × 1–1,5 mm.

Material examinado: BRASIL. MATO GROSSO DO SUL. Corumbá, fl. e fr., 28.XI.2006, L. C. Costa 396 (CGMS); Porto Murinho, 3.IX.2003, fl. e fr., A. Pott & V. J. Pott 11451 (HMS).

Stylosanthes humilis é facilmente reconhecida pelo lomento pubescente ou esparso-tomentoso provido de um artículo e ausência do eixo rudimentar plumoso. Possui fruto com um estilete residual uncinado o que a diferencia prontamente de *S. hamata* (estilete residual encurvado) e *S. linearifolia* (estilete residual espiralado).

Esta espécie possui registro para o Amazonas, Pará, Maranhão, Piauí, Ceará, Paraíba, Pernambuco, Bahia, Minas Gerais e Goiás (Brandão & Costa 1979). Neste estudo *S. humilis* foi verificada nas regiões sudoeste e noroeste de Mato Grosso do Sul, sendo sua ocorrência inédita para o estado (Fig. 1b). Ocorre em savana (cerrado) e savana gramíneo-lenhosa (campo-sujo). Floresce e frutifica de setembro a novembro.

2.7 *Stylosanthes linearifolia* M. B. Ferreira & Souza Costa, Soc. Bot. Brasil Anais. 28 Congr. Nac. Bot.: 102. 1977. Figs. 7 n-c2; 1c

Subarbusto, 14–22 cm alt., ereto; ramos geralmente esparso-tomentosos, algumas vezes setosos; estípula externa oblongo ou elíptica, verde ou verde com vermelho-vináceo,

geralmente setosa, algumas vezes esparso-tomentosa, 10–21 nervuras, 10–18,5 × 2–5 mm, ápice subulado, 3,8–5,5 mm compr.; estípula interna ovóide a largo-ovóide, verde-clara, hialina, glabra, 4–6 nervuras, 5–6,5 × 1,5–2,5 mm, ápice aristado. Folha 12–40 mm compr.; pecíolo tomentoso, 3–8,5 mm compr.; raque foliar tomentoso, 1–4 mm compr.; folíolo geralmente linear, raro lanceolado, ápice apiculado, base obtusa, geralmente esparso-tomentoso, às vezes pubescente, 6–10 pares de nervuras, inconspícuas, nervuras coletoras ausentes, 5–29,5 × 1–3 mm. Inflorescência oblonga, fasciculada, congesta, terminal, 1–2 espigas, 14–22,5 × 3–11 (–15) mm; bráctea externa elíptica, largo-elíptica, geralmente tomentosa, algumas vezes setosa, venação paralelinérvea, 7–14 nervuras, conspícuas, unifoliolada, 5–12 × 3–5 mm, ápice cuspidado, 3,4–4,5 mm compr., base amplexicaule; bráctea interna largo-elíptica ou oblonga, setosa, 3–5 nervuras, 4–6,5 × 2–3,5 mm, ápice aristado, base amplexicaule; 2 bractéolas, lanceoladas ou lineares, glabras, ápice aristado. Flor 10–12 mm compr.; corola amarela; estandarte orbicular, ápice emarginado, base atenuada, mácula vermelho-vinácea, 1 dobra na região basal, 5–6 × 4–6 mm; asa espatulada ou largo-obovada, 3–4 × 1–2 mm, compr.; pétalas da quilha falciformes, 3,2–4 × 1,1–1,2 mm. Lomento com 2 artículos, oblongo ou elíptico, denso-tomentoso, 2,5–5 × 1–2 mm; estilete residual espiralado, 1–1,2 mm; semente largo-elíptica ou largo-oblonga, amarela, amarela pintalgada de vermelho-vináceo ou preta, 1,5–2,5 × 1–1,5 mm.

Material examinado: BRASIL. MATO GROSSO DO SUL. Aquidauana, 6.V.2002, fl. e fr., V. J. Pott et al. 5468 (HMS); Dourados, 1979, fl. e fr., A. Krapovickas 32867 (MBM); Piraputanga, 2.X.2006, fl. e fr., L. C. Costa 390 (CGMS); *idem*, fl. e fr., 18.II.1970, G. Hatschbach 23788 (MBM); Rio Verde de Mato Grosso, 9.VI.1994, fl., G. Hatschbach 33959 (MBM, PANG); São Gabriel d'Oeste, 15.VI.2002, fl. e fr., A. Pott et al. 10054 (HMS).

Stylosanthes linearifolia caracteriza-se pela bráctea externa com ápice cuspidado, folíolos geralmente lineares, lomento com 2 artículos, denso-tomentosos e estilete residual espiralado.

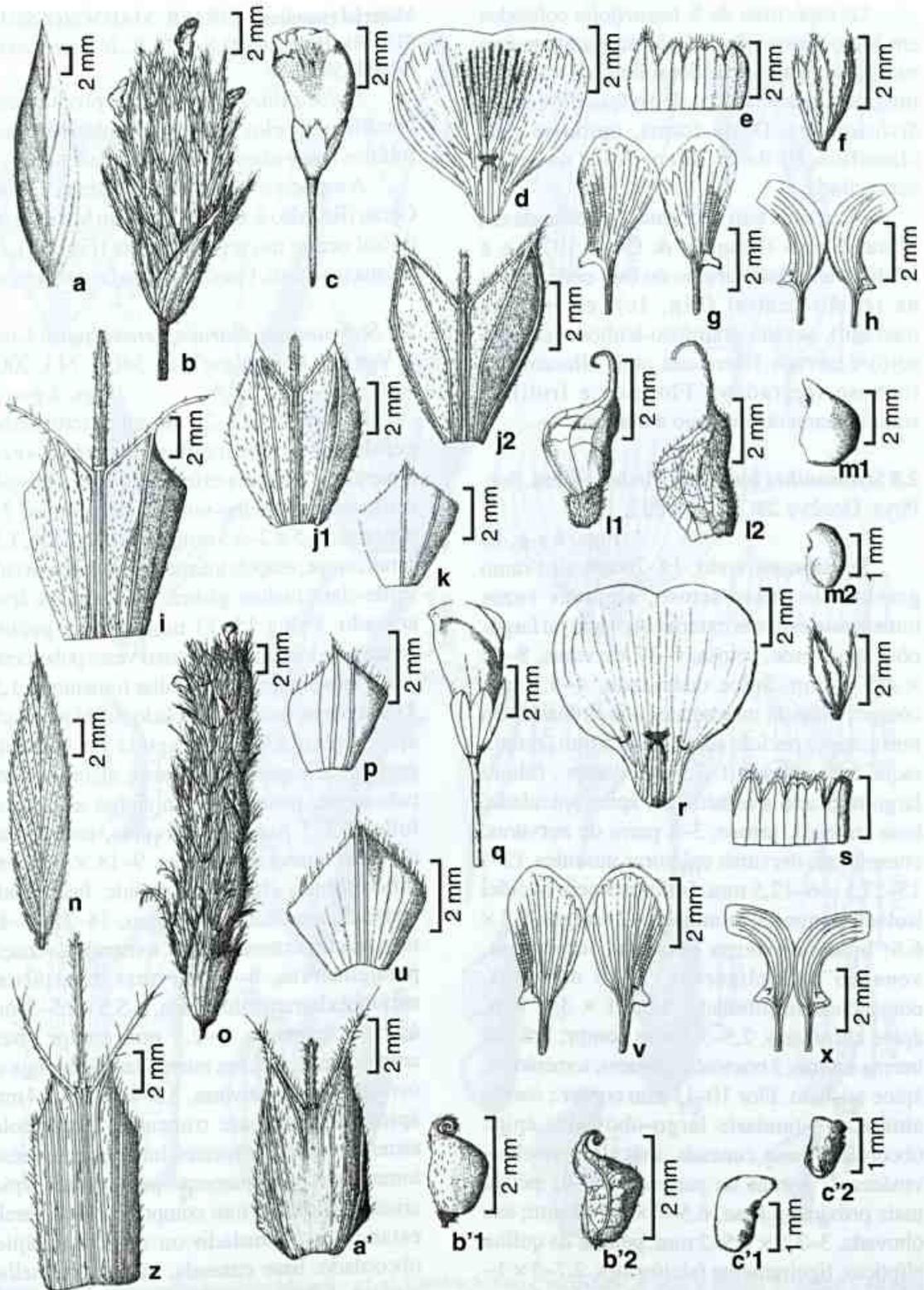


Figura 7 – a-m2. *Stylosanthes humilis* Kunth. – a. folíolo; b. inflorescência; c. flor; d. estandarte; e. cálice; f. bractéolas; g. asas; h. pétalas da quilha; i. estípula; j1-j2. brácteas externas; k. bráctea interna; l1-l2. frutos; m1. semente articulo superior; m2. semente articulo inferior; n-c2. *S. linearifolia* M. B. Ferreira & Souza Costa – n. folíolo; o. inflorescência; p. bráctea interna; q. flor; r. estandarte; s. cálice; t. bractéolas; u. estípula interna; v. asas; x. pétalas da quilha; z. estípula externa; a'. bráctea externa; b'1-b'2. fruto; c'1. semente do articulo superior; c'2. semente articulo inferior (a-m2 *Costa 396*; n-c2 *Costa 390*).

Os espécimes de *S. linearifolia* coletados em Mato Grosso do Sul não apresentam eixo rudimentar plumoso e as flores têm duas bractéolas internas, característicos de *Stylosanthes* seção *Stylosanthes*. Desta forma, optou-se pela classificação de *S. linearifolia* na seção supracitada.

A espécie tem ocorrência constatada em Minas Gerais (Brandão & Costa 1979) e é inédita para Mato Grosso do Sul, onde ocorre na região central (Fig. 1c), em savana (cerrado), savana gramíneo-lenhosa (campo-sujo) e savana florestada com afloramento rochoso (cerradão). Floresce e frutifica simultaneamente de maio a outubro.

2.8 *Stylosanthes longiseta* Micheli, Mem. Soc. Phys. Genève 28(7): 18. 1883.

Figs. 8 a-g; 1b

Subarbusto, ereto, 14–26 cm alt.; ramo geralmente denso-setoso, algumas vezes tomentoso; estípula externa obovada ou largo-obovada, verde, setosa, 6–17 nervuras, 8–12 × 4,5–8 mm, ápice cuspidado, 4–5,5 mm compr.; estípula interna ausente. Folha 15–36 mm compr.; pecíolo setoso, 1–2,5 mm compr.; raque foliar setosa, 1–2,5 mm compr.; folíolo largo-obovado a espatulado, ápice apiculado, base cuneada, setoso, 3–4 pares de nervuras, conspícuas, nervuras coletoras ausentes, (2–) 13–27,5 × 6–12,5 mm. Inflorescência ovóide, isolada, congesta, terminal, 1–2 espigas, 8,8 × 6,6; bráctea externa obovada, tomentosa, venação paralelinérvea, 8–16 nervuras, conspícuas, unifoliolada, 4,5–11 × 3–7 mm, ápice cuspidado, 2,5–3,5 mm compr.; bráctea interna ausente; 2 bractéolas, lineares, tomentosas, ápice aristado. Flor 10–11 mm compr.; corola amarela; estandarte largo-obovado, ápice obcordado, base cuneada, mácula vermelho-vinácea, 2 dobras na parte central da pétala mais próxima à base, 6,5–7 × 3,5–4 mm; asa obovada, 3–3,5 × 1,5–2 mm; pétalas da quilha elípticas, ligeiramente falciformes, 2,7–3 × 1–1,5 mm. Lomento 1 artículo, obovado, glabro, glândulas translúcidas; estilete residual uncinado, sementes elipsóides, pretas ou amarelas (Brandão & Costa 1979; Costa 2006).

Material examinado: BRASIL MATO GROSSO DO SUL: Rio Brilhante, 23.X.1970, fl., *H. Saturnino s.n.* (MBM 15843).

Stylosanthes longiseta é prontamente identificada pelos ramos e folíolos setosos e folíolos largo-obovados a espatulados.

A espécie é encontrada no Paraná e Minas Gerais (Brandão & Costa 1979). Em Mato Grosso do Sul ocorre na região sudeste (Fig., 1b), em savana (cerrado). Flores observadas em outubro.

2.9 *Stylosanthes maracajuensis* Sousa Costa & Van den Berg, Kew Bull. 58(3): 743. 2003.

Figs. 8 g-s; 1c

Subarbusto 14–22 cm alt., ereto; ramos geralmente pubescentes, algumas vezes tomentosos; estípula externa oblonga, obovada, verde com vermelho-vináceo, tomentosa, 7–9 nervuras, 4–5 × 2–3,5 mm, ápice subulado, 1,5–4 mm compr.; estípula interna ovóide, largo-ovóide, verde-clara, hialina, glabra, 1–3 nervuras, ápice aristado. Folha 15–33 mm compr., pecíolo geralmente tomentoso, algumas vezes pubescente, 2,5–9 mm compr.; raque foliar tomentosa, 1,5–3 mm compr.; folíolo lanceolado ou oblanceolado, ápice apiculado, base aguda ou cuneada, geralmente esparso-tomentoso, algumas vezes pubescente, pontuações em ambas as faces do folíolo, 3–5 pares de nervuras, conspícuas, nervuras coletoras ausentes, 9–18 × 2–4 mm. Inflorescência elíptica ou ovóide, fasciculada, congesta, terminal, 1–3 espigas, 14–27 × 5–8,5 mm; bráctea externa elíptica, tomentosa, venação paralelinérvea, 8–11 nervuras, conspícuas, unifoliolada, raro trifoliolada, 4–5,5 × 2,5–5 mm, ápice acuminado, 1–2,5 mm compr., base amplexicaule; bráctea interna largo-oblonga ou ovóide, glabra, 3 nervuras, 3,5–4,5 × 2,3–3,4 mm, ápice aristado, base truncada; 2 bractéolas estreito-ovóides ou lineares, internamente denso-tomentosas, externamente pubescentes, ápice aristado. Flor 7–8 mm compr.; corola amarela; estandarte obcordado ou orbicular, ápice obcordado, base cuneada, mácula vermelho-vinácea, 1 dobra na região basal, 4–5 × 3,5–4,5 mm; asa largo-obovada, 2,5–3,5 × 1,6–2, mm compr.; pétalas da quilha elípticas, falciformes, 2,5–3,5 × 0,9–1,2 mm. Lomento com 2 artículos,

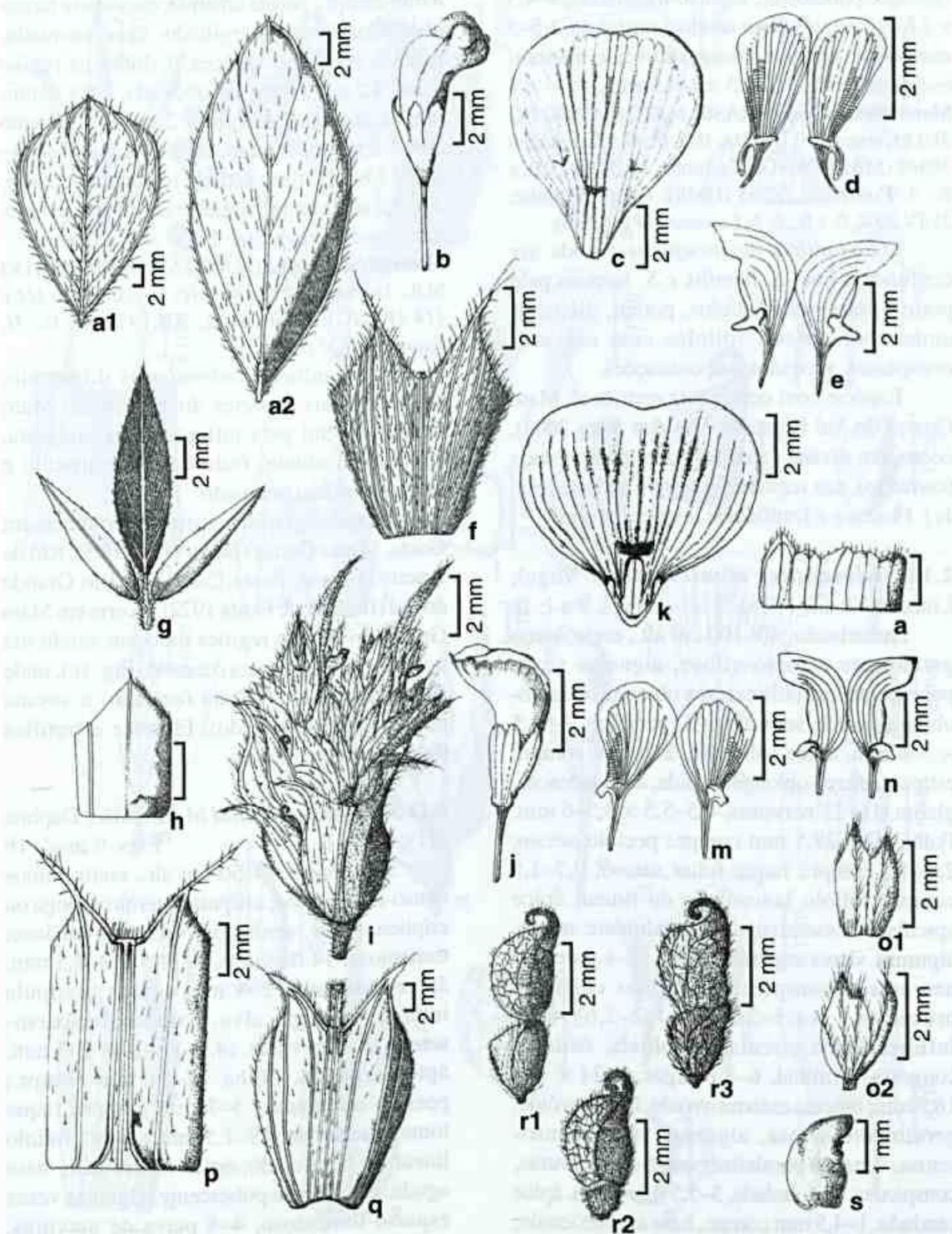


Figura 8 – a-f. *Stylosanthes longisetata* Micheli – a1-a2. folíolos; b. flor; c. estandarte. d. asas; e. pétalas da quilha; f. estípula externa; g-s. *S. maracajuensis* Souza Costa & Van den Berg – g. folha; h. estípulas interna. i. inflorescência; j. flor; k. estandarte; l. cálice; m. asas; n. pétalas da quilha; o1. bractéola externa; o2. bractéolas; p. estípula externa; q. bráctea externa; r1-r3. fruto; s. semente (a-f Saturnino s.n., MBM 15843; g-s Pott et al. 12568).

oblongo, pubescente, esparso-tomentoso, 4–4,5 × 2,8–3,3 mm; estilete residual uncinado, 1,5–3 mm compr.; semente oblonga ou ovóide, marrom-escuro, amarela, 1,7–2,5 × 1–1,5 mm.

Material examinado: BRASIL. MATO GROSSO DO SUL: Caracol, 10.II.1993, fl. e fr., *G. Hatschbach 58848* (MBM, PANG); Corumbá, 16.III.2005, fl. e fr., *A. Pott et al. 12568* (HMS); Porto Murinho, 21.IV.2004, fl. e fr., *E. L. Lescano 114* (CGMS).

Stylosanthes maracajuensis pode ser confundida com *S. humilis* e *S. hamata* pelo porte e forma dos folíolos, porém, difere de ambas por possuir folíolos com nervuras conspícuas, providos de pontuações.

Espécie com ocorrência restrita ao Mato Grosso do Sul (Costa & Van den Berg 2003), ocorre em savana (cerrado) e savana florestada (cerradão), nas regiões noroeste e sudeste (Fig. 1c). Floresce e frutifica de fevereiro a abril.

2.10 *Stylosanthes montevidensis* Vogel, *Linnaea* 12: 67. 1838. Figs. 9 a-1; 1c

Subarbusto, 40–100 cm alt., ereto; ramo geralmente esparso-veloso, algumas vezes pubescente; estípula externa oblonga ou largo-oblonga, verde, setosa, 16–22 nervuras, 7–11,5 × 3–8 mm, ápice subulado, 2–6 mm compr.; estípula interna oblonga, ovóide, alva, paleácea, glabra, 16–22 nervuras, 4,5–5,5 × 3,5–6 mm. Folha 20,5–29,5 mm compr.; pecíolo setoso, 2,6–4,5 compr.; raque foliar setoso, 0,7–1,5 compr.; folíolo lanceolado ou linear, ápice apiculado, base atenuada, geralmente setoso, algumas vezes esparso-setoso, 2–4 pares de nervuras, inconspícuas, nervuras coletoras presentes, 14,5–26 × 1,2–2,6 mm. Inflorescência circular ou oblata, isolada, congesta, terminal, 6–8 espigas, 9–24 × 12–18,5 mm; bráctea externa ovóide, largo-ovóide, geralmente setosa, algumas vezes denso-setosa, venação paralelinérvea, 8–14 nervuras, conspícuas, unifoliolada, 3–5,5 × 3–7 mm, ápice caudado, 1–4,5 mm compr., base amplexicaule; bráctea interna largo-oblonga ou ovóide, glabra, 3 nervuras, 3,4–4,5 × 2,3–3,4 mm, ápice aristado, base amplexicaule; 2 bractéolas lanceoladas a lineares, externamente glabras, internamente tomentosas, ápice aristado. Flor

8 mm compr.; corola amarela; estandarte largo-obovado, ápice emarginado, base atenuada, mácula vermelho-vinácea, 1 dobra na região basal, 4,5 × 3,3 mm; asa obovada, 2,8 × 2 mm; pétalas da quilha falciformes, 2 × 1 mm. Lomento com 1 artícolo, elíptico, esparso-tomentoso, 4–4,5 × 2,8–3,3 mm.; estilete residual uncinado, 2,4–3,2 mm compr.; semente elíptica ou ovóide, marrom-escuro, preta, 2–2,6 × 1–1,6 mm.

Material examinado: BRASIL. MATO GROSSO DO SUL: Dourados, 24.I.1979, fr., *H. Saturnino 111 e 114* (PANG); Ponta Porã, XII.1979, fl. fr., *H. Saturnino 120* (PANG).

Stylosanthes montevidensis diferencia-se das demais espécies do gênero em Mato Grosso do Sul pela inflorescência congesta, circular ou oblata, fruto com um artícolo e estilete residual uncinado.

A espécie possui registro de ocorrência em Goiás, Minas Gerais (Dutra *et al.* 2005), Rio de Janeiro, Paraná, Santa Catarina e Rio Grande do Sul (Brandão & Costa 1979). Ocorre em Mato Grosso do Sul nas regiões sudoeste, sendo sua ocorrência inédita para o estado (Fig. 1c), onde é encontrada em savana (cerrado) e savana parque (campo-cerrado). Floresce e frutifica de dezembro a janeiro.

2.11 *Stylosanthes nunoi* M. Brandão, *Daphne* 2(1): 5. 1991. Figs. 9 m-a'; 1b

Subarbusto 40–50 cm alt., ereto; ramos denso-tomentosos; estípula externa oblonga ou elíptica, verde, verde com vermelho-vináceo, tomentosa, 14 nervuras, 9–11,5 × 3–3,5 mm, ápice subulado, 2–4 mm compr.; estípula interna oblonga, alva, paleácea, esparso-setosa, 2–5 nervuras, (4,5–) 6–10 × 2–3 mm, ápice aristado. Folha 18–31 mm compr.; pecíolo tomentoso, 3–7 mm compr., raque tomentosa foliar, 0,9–1,5 mm compr.; folíolo linear ou lanceolado, ápice mucronado, base aguda, geralmente pubescente, algumas vezes esparso-tomentoso, 4–8 pares de nervuras, inconspícuas, nervuras coletoras ausentes, 16–25 × 2–4 mm. Inflorescência ovóide, largo-ovóide, fasciculada, congesta, terminal e axilar, 1–3 espigas, 12–15 × 7–11 mm; bráctea externa ovóide, largo-elíptica, geralmente denso-

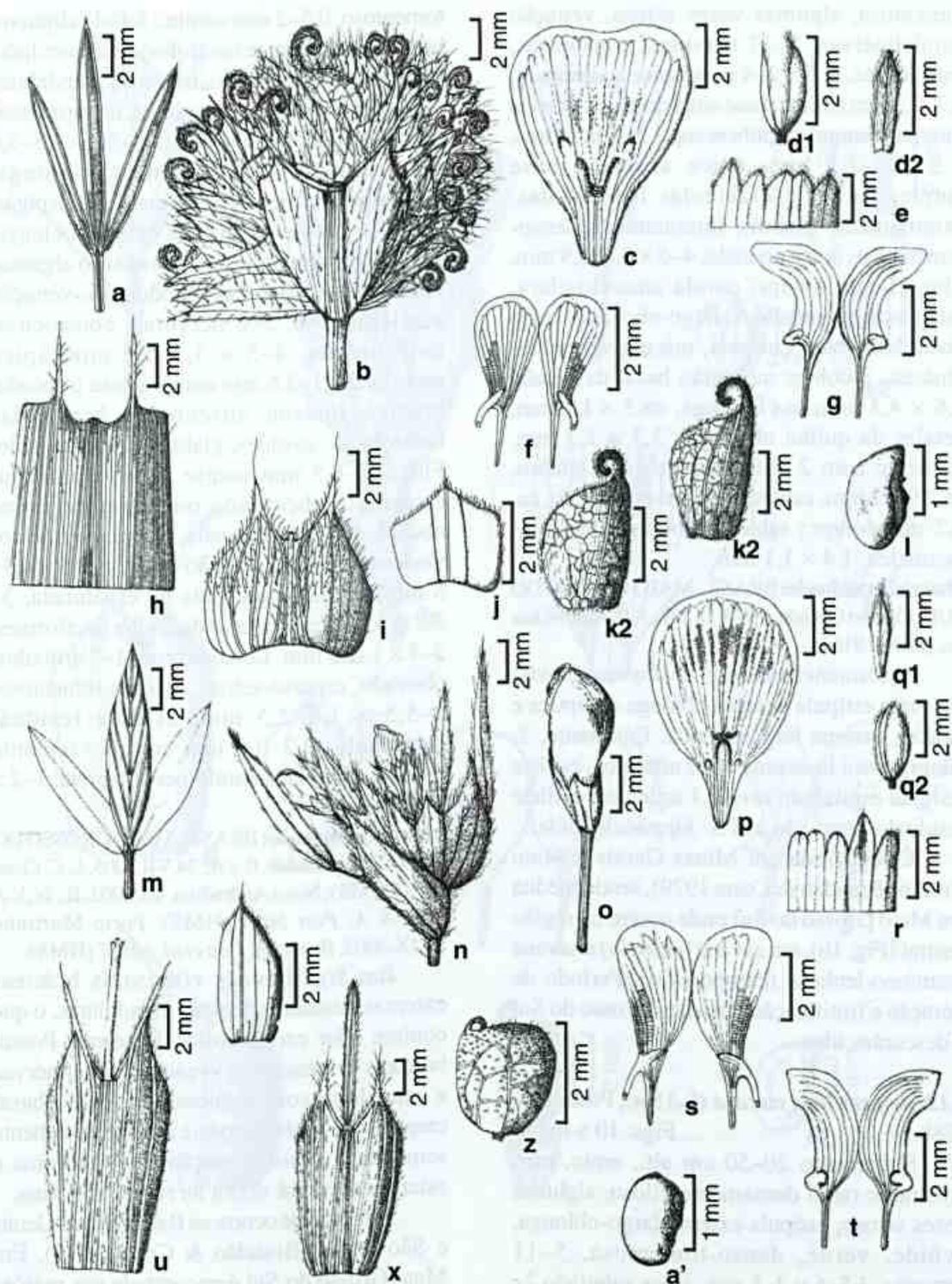


Figura 9 – a-l. *Stylosanthes montevidensis* Vogel – a. folha; b. inflorescência; c. estandarte; d1. bractéolas; d2. bractéola; e. cálice; f. asas; g. pétalas da quilha; h. estípula; i. bráctea externa; j. bráctea interna; k1-k2. frutos; l. semente; m-a'. *S. nunoii* M. Brandão – m. folha; n. inflorescência; o. flor; p. estandarte; q1. bractéola; q2. bractéolas. r. cálice; s. asas; t. pétalas da quilha; u. estípula externa; v. estípulas interna; x. bráctea externa; z. fruto; a'. semente (a-l Saturnino 120; m-a' Krapovickas s.n., PANG 9162).

tomentosa, algumas vezes setosa, venação paralelinérvea, 8–12 nervuras, conspícuas, trifoliolada, 4–7 × 2–4 mm, ápice acuminado, 0,7–2,5 mm compr., base amplexicaule; bráctea interna triangular, pubescente, 3–4 nervuras, 4,5 × 2–2,9 mm, ápice aristado, base amplexicaule; 2 bractéolas lanceoladas, externamente glabras, internamente denso-tomentosas, ápice aristado, 4–5 × 0,8–0,9 mm. Flor 11 mm compr.; corola amarelo-clara; estandarte obcordado ou largo-obovado, ápice obcordado, base cuneada, mácula vermelho-vinácea, 2 dobras na região basal da pétala, 6,6 × 4,3 mm; asa oblonga, ca. 3 × 1,5 mm, pétalas da quilha oblongas, 3,3 × 1,3 mm. Lomento com 2 artículos, obovado, glabro, ca. 2,9 × 2 mm, estilete residual espiralado, ca. 0,7 mm compr.; semente oblonga, marrom-escura, ca. 1,4 × 1,1 mm.

Material examinado: BRASIL, MATO GROSSO DO SUL: Campo Grande, 1979, fl. e fr., A. Krapovickas s.n. (PANG 9162).

Stylosanthes nunoii e *S. hippocampoides* possuem estípula externa oblonga e elíptica e bráctea externa largo-elíptica. Entretanto, *S. nunoii* possui lomento com 2 artículos, estilete residual espiralado versus 1 artículo e estilete residual encurvado em *S. hippocampoides*.

É registrada em Minas Gerais e Mato Grosso (Brandão & Costa 1979), sendo inédita em Mato Grosso do Sul onde ocorre na região central (Fig. 1b), em savana (cerrado) e savana gramíneo-lenhosa (campo sujo). Período de floração e frutificação em Mato Grosso do Sul e desconhecidos.

2.12 *Stylosanthes viscosa* (L.) Sw., Prod. 108. 1788. Figs. 10 a-m; 1b

Subarbusto 20–50 cm alt., ereto, raro prostrado; ramo densamente viloso, algumas vezes setoso; estípula externa largo-oblonga, ovóide, verde, denso-tomentosa, 5–11 nervuras, 3,5–6 × 2–5 mm, ápice subulado 2–4,5 mm compr.; estípula interna oblonga, alva, paleácea, pubescente ou esparsamente tomentosa, 1–2 nervuras, 3–5,5 × 2–4 mm; ápice caudado. Folha 9–21,5 mm compr.; pecíolo tomentoso, 2,3–5,7 compr., raque foliar

tomentoso, 0,5–2 mm compr.; folíolo elíptico a largo-elíptico, ápice mucronado ou apiculado, base obtusa, tomentoso, tricomas glandulares presentes, 3–5 pares de nervuras, inconspícuas, nervuras coletoras ausentes, 5,5–16, × 2,5–5,6 mm compr. Inflorescência oblonga, fasciculada, congesta, terminal, 1–2 espigas, 17–30 × 5–10 mm; bráctea externa oblonga, ovóide, geralmente denso-tomentoso algumas vezes setosa, tricomas glandulares, venação paralelinérvea, 5–8 nervuras, conspícuas, unifoliolada, 4–5 × 3,5–5,5 mm, ápice acuminado, 1–2,6 mm compr., base truncada; bráctea interna ausente; 2 bractéolas lanceoladas, ovóides, glabras, ápice aristado. Flor 7,5–8,5 mm compr.; corola amarela; estandarte obcordado ou orbicular, ápice obcordado, base atenuada, mácula vermelho-vinácea, 2 dobra na região basal, 4,5–5 × 4,3–5 mm; asa largo-obovada ou espatulada, 3–3,2 × 1,5–2 mm; pétalas da quilha falciformes, 2–3 × 1–1,5 mm. Lomento com 1–2 artículos, obovado, esparso-setoso, esparso-tomentoso, 2–5,5 × 1,5–2,5 mm; estilete residual espiralado, 0,7–0,8 mm compr.; semente ovóide, amarela, amarelo-ocre ou preta, 1–2 × 1–1,5 mm.

Material examinado: BRASIL, MATO GROSSO DO SUL: Campo Grande, fl. e fr., 24.VII.2005, L. C. Costa 367 (CGMS); Nova Andradina, 4.I.2002, fl., fr., V. J. Pott & A. Pott 5044 (HMS). Porto Murinho 10.IX.2002, fl. e fr., A. Pott et al. 10587 (HMS).

Em *Stylosanthes viscosa* as brácteas externas possuem tricomas glandulares, o que confere odor característico à mesma. Possui brácteas externas com venação paralelinérvea e estandarte com 2 dobras na região basal enquanto *S. scabra* espécie morfologicamente semelhante possui venação campilódroma e estandarte com 1 dobra na região mediana.

Esta espécie ocorre na Bahia, Minas Gerais e São Paulo (Brandão & Costa 1979). Em Mato Grosso do Sul é encontrada nas regiões central, sul, sudeste e sudoeste (Fig. 1b), em savana (cerrado), savana florestada (cerradão), geralmente associada a *S. guianensis*. Espécie perene, com flor e fruto registrados e observados durante todo o ano.

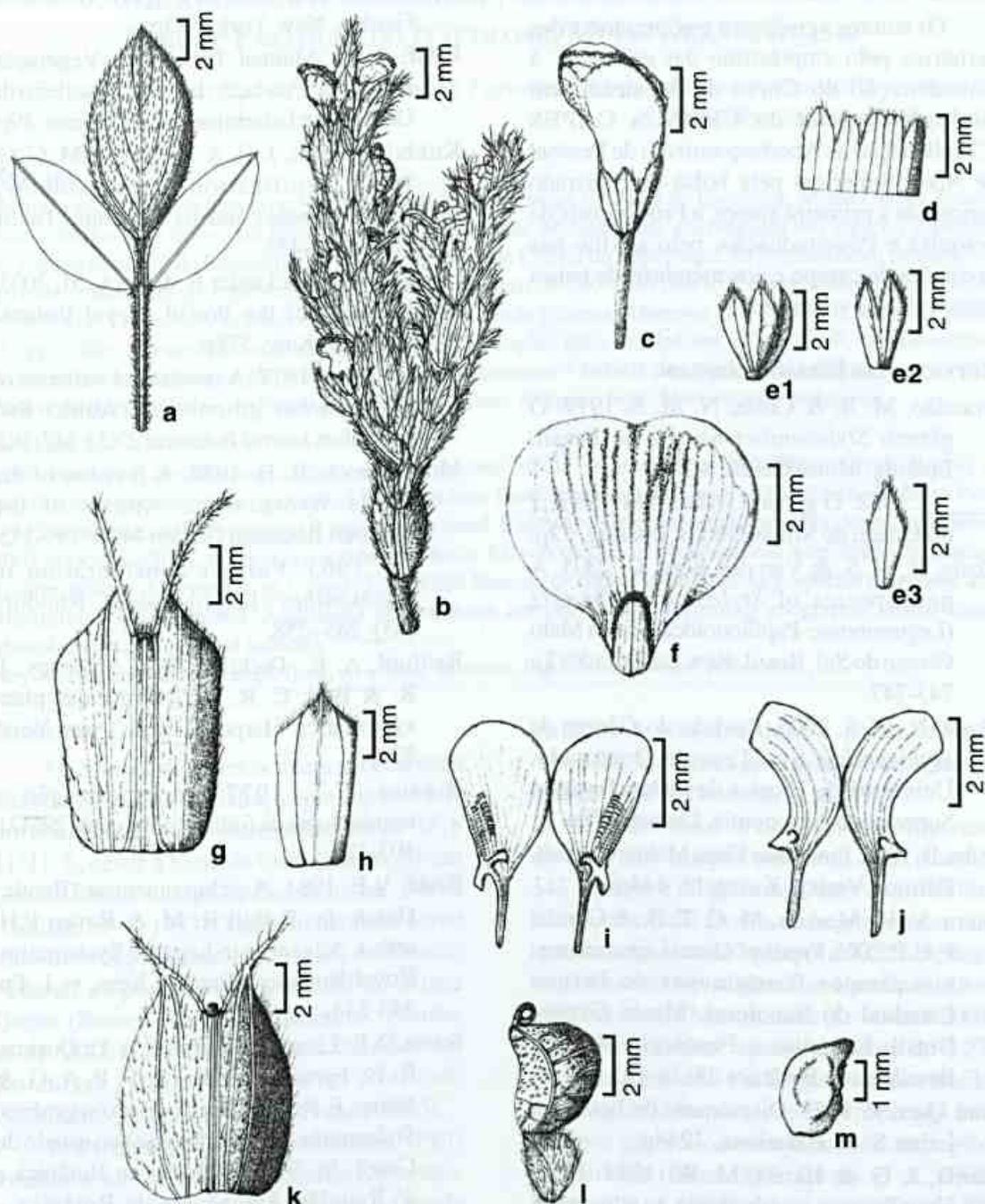


Figura 10 – a-m. *Stylosanthes viscosa* Sw. – a. folha; b inflorescência; c. flor; d. cálice; e1. bractéolas; e2. bractéola; e3. bractéola, f. estandarte; g. estípulas externa; h. estípula interna; i. asas; j. pétalas da quilha; k. bráctea; l. fruto; m. semente (a-m Costa 367).

AGRADECIMENTOS

Os autores agradecem aos curadores dos herbários pelo empréstimo das exsicatas, à Coordenação do Curso do Mestrado em Biologia Vegetal da UFMS, a CAPES (Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior) pela bolsa de mestrado concedida à primeira autora, a Pró-Reitoria de pesquisa e Pós-graduação, pelo auxílio nas excursões de campo e aos membros da banca pelas valiosas sugestões.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Brandão, M. B. & Costa, N. M. S. 1979. O gênero *Stylosanthes* Swartz no Brasil. Epamig, Minas Gerais, 107p.
- _____. 1982. O gênero *Stylosanthes* Swartz no Estado de Minas Gerais. Epamig, 52p.
- Costa, N. M. S. & Van den Berg, C. 2003. A new species of *Stylosanthes* Swartz (Leguminosae-Papilionoideae) from Mato Grosso do Sul, Brazil. Kew Bulletin 58(3): 743-747.
- Costa, N. M. S. 2006. Revisão do Gênero de *Stylosanthes* Sw. Tese de Doutorado. Universidade Técnica de Lisboa Instituto Superior de Agronomia, Lisboa, 470p.
- Dubs, B. 1998. Prodomus Flora Matogrossensis. Betrona Verlag, Kusnacht, 444p.
- Dutra, V. F.; Messias, M. C. T. B. & Garcia, F. C. P. 2005. Papilionoideae (Leguminosae) nos campos ferruginosos do Parque Estadual do Itacolomi, Minas Gerais, Brasil: Florística e Fenologia. Revista Brasileira de Botânica 28(3): 493-504.
- Font Quer, P. 1953. Diccionario de botánica. Labor S. A. Barcelona, 1244p.
- Harris, J. G. & Harris, M. W. 1994. Plant identification terminology: an illustrated glossary. Spring Lake, 198p.
- Holmgren, P. K.; Holmgren, N. H. & Barnet, L. C. 1990. Index Herbariorum of the world. 8ed. The New York Botanical Garden, New York, 693p.
- IBGE. 1992. Manual Técnico da Vegetação Brasileira. Fundação Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística, Rio de Janeiro, 89p.
- Kirkbride Junior, J. H. & Kirkbride, M. C. G. 1987. Typification of *Stylosanthes* (Leguminosae) and its Sections. Taxon 36(2): 455-458.
- Lewis, G. L.; Mackinder B. & Lock, M. 2005. Legumes of the World. Royal Botanic Gardens, Kew, 578p.
- Mannetje, L.'t 1977. A revision of varieties of *Stylosanthes guianensis* (Aubl.) Sw. Australian Journal Botanical 25(3): 347-362.
- Mohlenbrock, R. H. 1958. A revision of the genus *Stylosanthes*. Annals of the Missouri Botanical Garden 44(4): 299-355.
- _____. 1963. Further consideration in *Stylosanthes* (Leguminosae). Rhodora (63): 245-258.
- Radford, A. E.; Dickison, W.C.; Massey, J. R. & Bell, C. R. 1974. Vascular plant systematics. Harper & Row, New York, 891p.
- Rizzini, C.T. 1977. Sistematização e terminologia da folha. Rodriguésia 29(42): 103-125.
- Rudd, V.E. 1981. Aeschynomeneae (Benth.) Hutch. In: Polhill R. M. & Raven P.H. (eds.). Advances in Legume Systematics. Royal Botanical Garden, Kew, v. 1, Pp. 347-354.
- Sousa, D. P.; Lima, K. T.; Oliveira, A. L.; Queiroz, R. F.; Fernandes Neto, R. F. P. A. G. & Nunes, E. P. 2003. Estudo do taxon genérico *Stylosanthes* (Leguminosae) no estado do Ceará. In: 54º Congresso de Botânica e 3ª Reunião Amazônica de Botânica – Resumos. Belém-Pará, 97p.

MIMOSOIDEAE (LEGUMINOSAE) NOS CAMPOS RUPESTRES DO PARQUE ESTADUAL DO ITACOLOMI, MINAS GERAIS, BRASIL¹

Valquíria Ferreira Dutra^{2,4}, Flávia Cristina Pinto Garcia²
& Haroldo Cavalcante de Lima³

RESUMO

(Mimosoideae (Leguminosae) nos campos rupestres do Parque Estadual do Itacolomi, Minas Gerais, Brasil) Este trabalho trata do estudo taxonômico das espécies de Mimosoideae encontradas nos campos rupestres do Parque Estadual do Itacolomi (PEI), situado no sul da Cadeia do Espinhaço. As coletas foram mensais, no período compreendido entre setembro de 2003 e outubro de 2004, em oito trilhas preestabelecidas. Foram encontradas 11 espécies de Mimosoideae, reunidas em três gêneros: *Abarema* (1 sp.), *Inga* (2 spp.) e *Mimosa* (8 spp.). São apresentadas chaves, descrições e ilustrações para as espécies. Além disso, são fornecidos dados sobre a distribuição geográfica, fenologia, taxonomia e hábitat das espécies estudadas.

Palavras-chave: Cadeia do Espinhaço, flora, *Abarema*, *Mimosa*, *Inga*. *Mimosaceae*, *Fabaceae*.

ABSTRACT

(Mimosoideae (Leguminosae) in the "campos rupestres" of the Itacolomi State Park, Minas Gerais, Brasil) A taxonomic treatment of the species of Mimosoideae from "campos rupestres" of the Itacolomi State Park (PEI), south portion of Espinhaço Range, is presented. Field trips were performed monthly, from September/2003 to October/2004, in eight pre-established trails. Eleven species of Mimosoideae were found, belonging to three genera: *Abarema* (1 sp.), *Inga* (2 spp.) and *Mimosa* (8 spp.). An analytic key, species diagnoses and illustrations are presented. Additional informations are providing concerning geographic distribution, phenology, taxonomy and habitats.

Key words: Espinhaço Range, flora, *Abarema*, *Mimosa*, *Inga*. *Mimosaceae*, *Fabaceae*.

INTRODUÇÃO

Os campos rupestres ocupam as cotas mais altas da Cadeia do Espinhaço, que compreende um conjunto de serras entre os limites 20°35' e 11°11' S, desde a Serra de Ouro Branco, Minas Gerais, até a Chapada Diamantina, Bahia (Giulietti *et al.* 1997). Também ocorrem como ilhas florísticas isoladas, em Goiás, no Distrito Federal, na porção sudoeste e sul de Minas Gerais (Romero 2002), em Roraima (Benites *et al.* 2003), na Chapada dos Parecis, em Rondônia (Harley 1995) e na Serra do Cachimbo, no Pará (Pires & Prance 1985).

O Parque Estadual do Itacolomi (PEI) localiza-se no limite sul da Cadeia do Espinhaço, nos municípios de Ouro Preto e Mariana, ocupando uma área de aproximadamente 7.000 ha (Peron 1989). A vegetação é composta por floresta

estacional semidecidual e pelos campos rupestres, que abrangem toda a área acima da cota de 900 m (Messias *et al.* 1997).

Leguminosae é uma das famílias mais diversas nos campos rupestres, com cerca de 343 espécies e 50 gêneros (Dutra *et al.* 2008a). É a terceira maior família de Angiospermae, com aproximadamente 727 gêneros e 19.325 espécies, subordinadas a três subfamílias: Caesalpinioideae, Papilionoideae e Mimosoideae (Lewis *et al.* 2005).

Mimosoideae apresenta cerca de 3.270 espécies agrupadas em 82 gêneros, distribuídos nas regiões tropicais e subtropicais com diversos gêneros ocorrendo também em regiões temperadas (Elias 1981; Lewis *et al.* 2005). Barroso *et al.* (1991) citam, para o Brasil, 580 espécies nativas agrupadas em 26 gêneros. Nos campos rupestres compreende 10 gêneros e 86

Artigo recebido em 11/2007. Aceito para publicação em 05/2008.

¹Parte da Dissertação de Mestrado da primeira autora. Curso de Pós-Graduação em Botânica, Universidade Federal de Viçosa, MG, Brasil

²Departamento de Biologia Vegetal, Universidade Federal de Viçosa, 36570-000, Viçosa, MG, Brasil.

³Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro, R. Pacheco Leão 915, 22460-030, Rio de Janeiro, RJ, Brasil

⁴Autora para correspondência: valquiria.dutra@bol.com.br

espécies (Dutra *et al.* 2008a). Caracteriza-se pelas folhas bipinadas, exceto em *Inga*; flores actinomorfas, 3–7-meras; cálice gamossépalo, com prefloração valvar no botão; frutos deiscentes, sendo os tipos mais frequentes os folículos e os legumes, ou indeiscentes, como os legumes bacóides, nucóides e samaróides; sementes com hilo diminuto, com ou sem um pleurograma distinto; embrião com eixo radícula-hipocótilo reto (Bentham 1876; Barroso *et al.* 1999; Doyle *et al.* 2000).

Poucos trabalhos foram publicados sobre a subfamília em Minas Gerais: Nunes (2003) listou, para o Parque Estadual do Rio Doce, 33 espécies, reunidas em 14 gêneros; Queiroz (2004) reconheceu 10 gêneros e 25 espécies, em Grão Mogol; Lima *et al.* (2007) levantaram 30 espécies e 20 gêneros para as florestas estacionais do Parque Estadual do Itacolomi; e Dutra *et al.* (2008) identificaram na Serra de Ouro Branco, quatro espécies e dois gêneros.

Este trabalho teve como objetivo contribuir para o conhecimento de Leguminosae da flora dos campos rupestres e de Minas Gerais, através do inventário florístico e do estudo taxonômico das Mimosoideae dos campos rupestres do PEI, com a apresentação de chaves, descrições dos táxons encontrados na área, ilustrações, comentários sobre a taxonomia, a distribuição geográfica e a fenologia dos mesmos.

MATERIAL E MÉTODOS

O Parque Estadual do Itacolomi (PEI) situa-se entre as coordenadas 20°22'30"–20°30'00"S e 43°32'30"–43°22'30"W (Peron 1989), nos municípios de Ouro Preto e Mariana, Minas Gerais (Fig. 1a). Ocupa a zona de transição entre a mata atlântica e o cerrado (Messias *et al.* 1997) e a vegetação que recobre a maior parte de sua área pode ser classificada como campo rupestre, que ocorre em altitudes superiores a 900 m, podendo ser identificados seis tipos

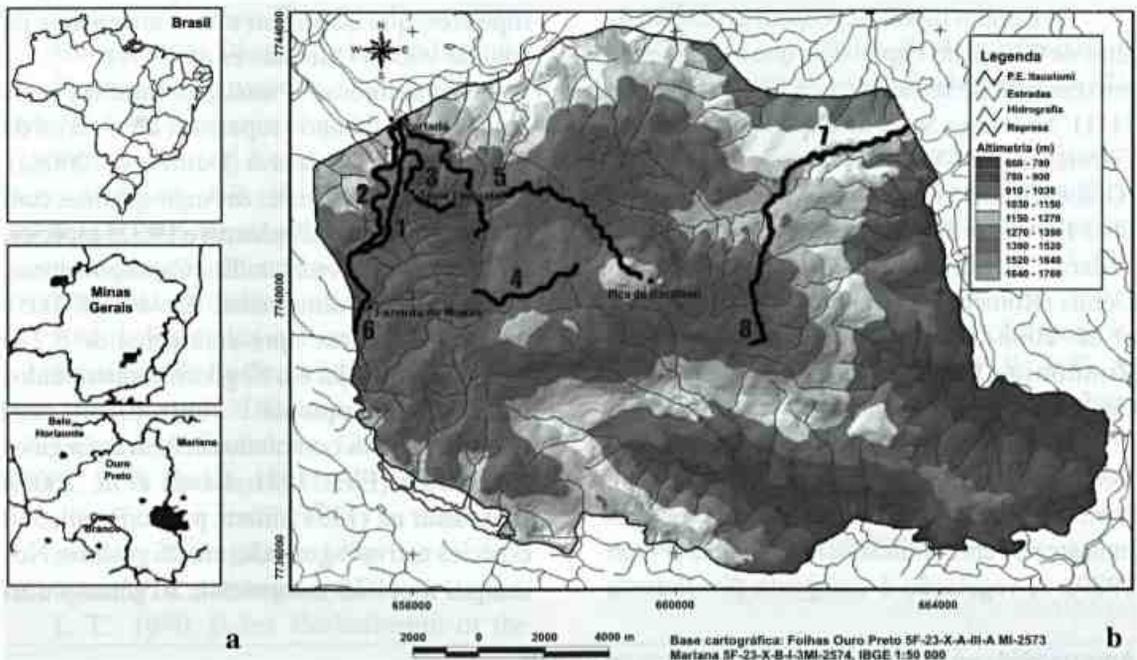


Figura 1 – a. Localização do Parque Estadual do Itacolomi. b. Trilhas estudadas: 1. Estrada de Cima, 2. Estrada de Baixo, 3. Morro do Cachorro, 4. Baú, 5. Calais, 6. Tesoureiro, 7. Serrinha e 8. Sertão.

básicos de formações vegetacionais, segundo Dutra *et al.* (2008b): 1. campos gramíneos secos; 2. campos gramíneos úmidos; 3. campos gramíneos úmidos de altitude; 4. campos quartzíticos dos afloramentos rochosos; 5. campos ferruginosos e 6. escrubes.

As coletas de material botânico foram realizadas mensalmente, entre setembro/2003 a outubro/2004, ao longo de oito trilhas (Fig. 1b). O material coletado foi herborizado segundo técnicas usuais (Mori *et al.* 1989), identificado e depositado no Herbário VIC, com duplicatas enviadas aos Herbários OUPR e RB (siglas conforme Holmgren *et al.* 1990).

A nomenclatura morfológica segue Radford *et al.* (1974) e Polhill & Raven (1981), e os tipos de frutos segue Barroso *et al.* (1999). As diagnoses genéricas basearam-se na variação do táxon, extraída da literatura, e as diagnoses específicas ou infra-específicas na amplitude de variações morfológicas observadas no material coletado no PEI. São fornecidos, após a descrição de cada táxon, comentários sobre a distribuição

geográfica, obtida na literatura, a ocorrência das espécies nas trilhas percorridas, os limites taxonômicos específicos e a fenologia, observada mensalmente.

RESULTADOS E DISCUSSÃO

Mimosoideae está representada, nos campos rupestres do PEI, por 11 espécies, reunidas em três gêneros, *Abarema*, *Inga* e *Mimosa*. O gênero com maior riqueza foi *Mimosa*, com nove táxons e oito espécies, seguido por *Inga*, com duas espécies, e *Abarema* com apenas uma espécie. O gênero *Mimosa* também é o de maior destaque, da subfamília Mimosoideae, nos demais campos rupestres (Dutra *et al.* 2008a).

As espécies dessa subfamília, no PEI, podem ser identificadas pelo hábito arbustivo ou subarbustivo, ereto, prostrado ou escandente; folhas pinadas ou bipinadas; flores actinomorfas, gamossépalas e gamopétalas, com filetes alvos, amarelos ou róseos; e frutos do tipo legume, circinado ou nucóide, craspédio ou sacelo.

Chave para os gêneros de Mimosoideae

1. Folhas pinadas 2. *Inga*
 1. Folhas bipinadas.
 2. Nectários foliares presentes; fruto legume circinado 1. *Abarema*
 2'. Nectários foliares ausentes; fruto craspédio 3. *Mimosa*

1. *Abarema* Pittier, Arb. Legum. 56.1927.

Arbustos ou árvores. Folhas bipinadas, pares de pina e foliólulos de um a muitos; estípulas decíduas; nectários foliares campanulados a cupuliformes, pateliformes, verruciformes ou raramente estipitados. Inflorescências espiciformes, racemosas ou capituliformes, axilares; flores pentâmeras, homomórficas ou heteromórficas; cálice campanulado ou turbinado-campanulado; corola funiliforme; estames 10–60, filetes alvos, unidos em um tubo menor ou maior que a corola, tubo aderente à corola formando uma curta estemonozona. Frutos do tipo legume, deiscência elástica, circinados formando espirais de uma ou mais voltas; sementes com pleurograma.

1.1 *Abarema langsdorffii* (Benth.) Barneby & Grimes, Mem. New York Bot. Gard. 74(1): 95. 1996.

Fig. 2 a-c

Arbustos 2–4 m alt., ramos puberulentos. Folhas 10–12-pinadas; estípulas não observadas; raque foliar 8,3–13,5 cm compr., puberulenta; 32–40 foliólulos, 6–10 × 2–3 mm, oblongos, glabros, discolores; nectários foliares pateliformes, entre os pares distais dos foliólulos e das pinas. Inflorescências racemosas; flores 2,4–2,9 cm compr., homomórficas; cálice ca. 4 mm compr., campanulado, puberulento; corola 6–7 mm compr., infundibuliforme, puberulenta; estames 29–35, 1,2–2,6 cm compr., heterodínamos, filetes alvos, glabros, tubo estaminal ca. 6 mm compr.; ovário ca. 2 mm compr., seríceo, estilete 1,5–2,5 cm compr., glabro. Legumes 4,2–5,2 cm diâm., 9–

10 mm larg., glabros; 7–9 sementes, 5–6 × 4–15 mm compr., ovaladas, bicolors, azul-acinzentadas e brancas.

Material examinado: Parque Estadual do Itacolomi, Ouro Preto, Calais, 9.XII.2003, fl., V. F. Dutra et al. 149 (OUPR, VIC); Mariana, Serrinha, 14.IV.2004, fl. e fr., V. F. Dutra & F. C. P. Garcia 222 (OUPR, RB, VIC).

Árvore característica e exclusiva da zona da mata pluvial da encosta atlântica (Barneby & Grimes 1996). Habita ambientes rochosos, locais abertos, capoeiras e capoeirões, sempre em elevações submontanas (Burkart 1979; Barneby & Grimes 1996). Ocorre no PEI, em campos quartzíticos de afloramentos rochosos e campos graminóides úmidos, onde forma grande população. Floresceu e frutificou de dezembro a abril.

É uma espécie de fácil identificação devido aos racemos curtos e densos com flores, quase ou completamente, homomórficas,

características que, segundo Barneby & Grimes (1996), distinguem *A. langsdorffii* das demais espécies brasileiras de *Abarema*.

2. *Inga* Mill., Gard. Dict. Abr. ed. 4. 1754.

Arbustos ou árvores. Folhas pinadas, paripinadas, 2–22 folíolos; estípulas persistentes; raque em geral alada; nectários foliares presentes. Inflorescências racemosas, espiciformes ou umbeliformes; axilares ou raramente caulifloras; flores 5-meras, homomórficas; cálice tubular, campanulado ou inflado; corola actinomorfa, tubular a campanulada; estames 20–350; filetes alvos, creme ou róseos, monadelfos em tubo; gineceu unicarpelar ou pluricarpelar. Legumes nucóides, indeiscentes ou tardiamente deiscentes; sementes sem pleurograma, envoltas por sarcotesta branca carnosa.

Chave para as espécies de *Inga*

1. Estípulas 9–13 mm compr.; estípite dos nectários foliares 5–14 mm compr.; filetes alvos 2.1. *I. barbata*
- 1'. Estípulas 3–5 mm compr.; estípite dos nectários foliares 1–2 mm compr.; filetes róseos 2.2. *I. vulpina*

2.1 *Inga barbata* Benth., London J. Bot. 4: 604–605. 1845. Fig. 2 d-g

Arbustos ca. 3 m alt., ramos rufo-hirsutos. Folhas 6–8-folioladas; estípulas 9–13 × 3–5 mm compr., lanceoladas; raque foliar 9,5–12,5 cm compr., ferrugíneo-hirsuta, alada; folíolos 7–12,1 × 2,8–4,6 cm, elípticos a ovados, hispídeos; nectários foliares estipitados, estípite 5–14 mm compr., entre todos os pares de folíolos. Inflorescências espiciformes, axilares; flores 3,2–4 cm compr.; cálice 5–6 mm compr., campanulado, hirsuto; corola 1,3–1,4 cm compr., campanulada, seríceas; estames ca. 48, 2,8–3,2 cm compr., heterodínamos, filetes alvos, glabros, tubo estaminal 1–1,2 cm compr.; ovário 1,5–2 mm compr., glabro, estilete 2–3 cm compr., glabro. Legumes 6,2–7 × 3–3,3 cm, hirsutos; ca. 4 sementes, 1,6–1,9 × 0,8–0,9 cm, oblongas, oliváceas.

Material examinado: Parque Estadual do Itacolomi, Mariana, Serrinha, 21.I.2004, fl. e fr., V. F. Dutra et al. 170 (OUPR, RB, VIC).

Ocorre em Minas Gerais, Rio de Janeiro, São Paulo e Paraná, em floresta ombrófila densa montana e em floresta estacional em meio a campos de altitude (Garcia 1998). No PEI, foi encontrada apenas em campos graminosos úmidos. Foi observado material florido e frutificado no mês de janeiro.

É uma espécie relacionada a *I. vulpina* Mart. ex Benth., diferindo pelo tamanho das estípulas e do estípite dos nectários foliares, tipo de indumento dos folíolos e coloração dos estames (Garcia 1998). A mesma autora citou como região de simpatria de *I. barbata* e *I. vulpina*, o Rio de Janeiro e São Paulo. O presente estudo acrescenta o PEI como área de simpatria.

2.2 *Inga vulpina* Mart. ex Benth., Trans. Linn. Soc. London 30(3): 625. 1875. Fig. 2 h-j

Arbustos 2,5–3 m alt., ramos castanho-hirsutos. Folhas 6–8-folioladas; estípulas 3–5 × 1–2 mm compr., lanceoladas; raque foliar 5,9–

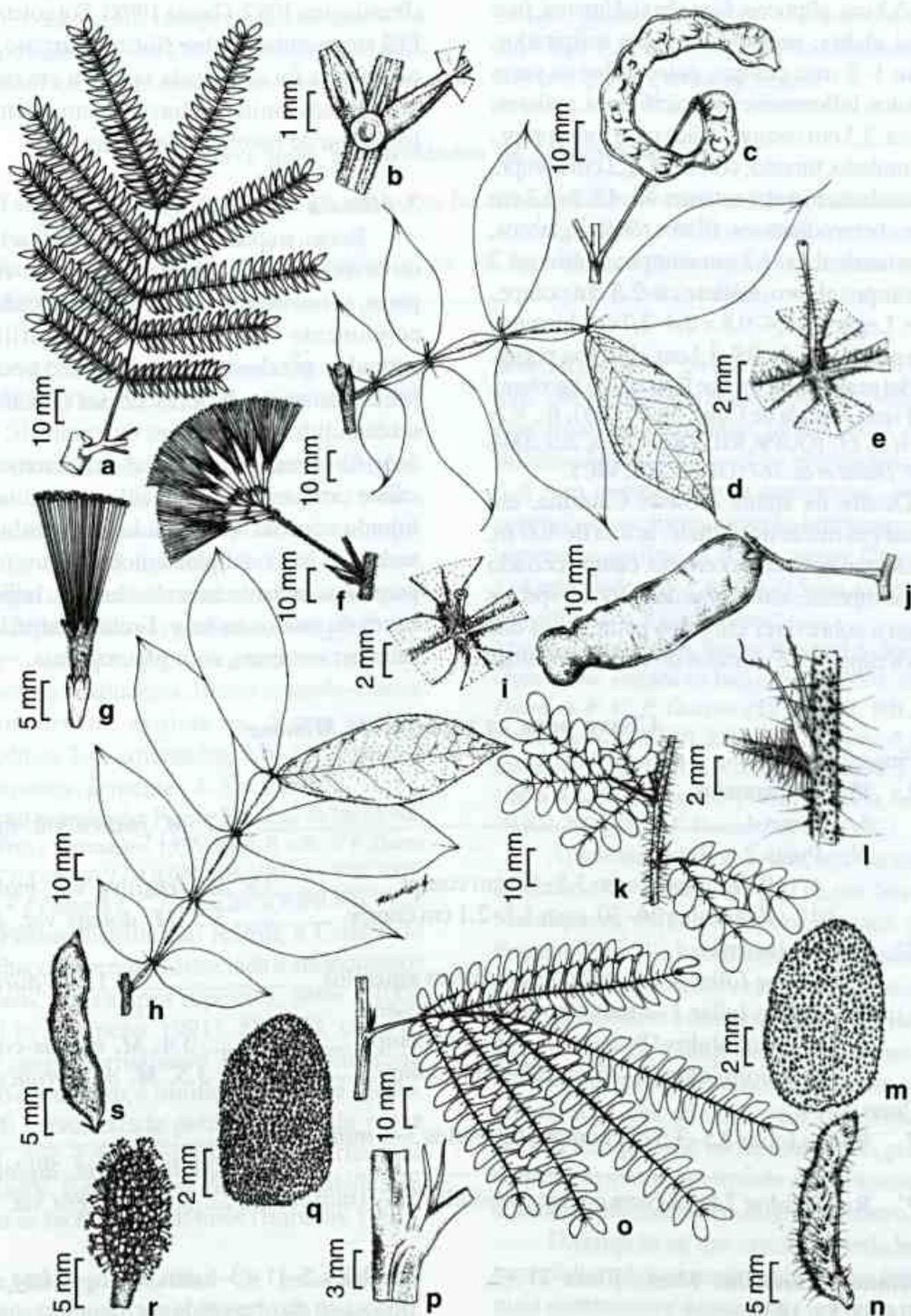


Figura 2 – *Abarema langsdorfii* – a. folha; b. nectário foliar; c. fruto; *Inga barbata* – d. folha e estípulas; e. nectário foliar; f. inflorescência; g. flor; *I. vulpina* – h. folha; i. nectário foliar; j. fruto; *Mimosa aurivillus* var. *aurivillus* – k. folhas; l. estípulas; m. indumento da face abaxial do foliólulo; n. fruto; *M. aurivillus* var. *calothamnus* – o. folha; p. estípulas; q. indumento da face abaxial do foliólulo; r. inflorescência elipsóide; s. fruto (a-c Dutra 222; d-g Dutra 170; h-j Dutra 137; k-m Dutra 267; n Dutra 213; o-q Dutra 249; r Dutra 158; s Dutra 249).

13,5 cm compr., hirsuta, alada; folíolos 5–14,5 × 2,7–5,3 cm, elípticos, face abaxial hirsuta, face adaxial glabra; nectários foliares estipitados, estípites 1–2 mm compr., entre todos os pares de folíolos. Inflorescências espiciformes, axilares; flores ca. 3,5 cm compr.; cálice ca. 8 mm compr., campanulado, hirsuto; corola ca. 1,2 cm compr., campanulada, hirsuta; estames 40–45, 2–3,2 cm compr., heterodínamos, filetes róseos, glabros, tubo estaminal ca. 1,2 cm compr.; ovário ca. 2 mm compr., glabro, estilete ca. 2,8 cm compr., glabro. Legumes 6,4–9,8 × 2,4–2,7 cm, hirsutos; 6–8 sementes, 1–1,2 × 0,9–1,1 cm, oblongas, negras. **Material examinado:** Parque Estadual do Itacolomi, Ouro Preto, Estrada de Cima, 30.IX.2003, fl., V. F. Dutra et al. 137 (OUPR, RB, VIC); Calais, 20.I.2004, fr., V. F. Dutra et al. 167 (OUPR, RB, VIC).

Ocorre da Bahia a Santa Catarina, em especial em matas de altitude, acima de 400 m, áreas de transição entre cerrado, campo cerrado e campo rupestre, sendo uma das poucas espécies de *Inga* a sobreviver em solos pedregosos dos campos rupestres e cerrados do estado de Minas

Gerais, suportando baixas temperaturas (Pennington 1997; Garcia 1998). Foi coletada no PEI em escrubes, sobre filito e quartzito, e sua ocorrência foi observada também em campos gramíneos úmidos. Floresceu em setembro e frutificou de outubro a fevereiro.

3. *Mimosa* L., Sp. Pl. 1: 516. 1753.

Ervas, trepadeiras, subarbustos, arbustos ou árvores. Folhas bipinadas, pinas 1-muitos pares, primeiro par de foliólulos de cada pina comumente diferenciado em parafilídios; estípulas geralmente persistentes; nectários foliares ausentes. Inflorescências espiciformes ou capituliformes, axilares ou terminais; flores 3–5(–6)-meras, homomórficas ou heteromórficas; cálice campanulado, reduzido, denticulado ou lobado; corola campanulada ou tubulosa; androceu iso- ou diplostêmone, filetes róseos, purpúreos, alvos ou amarelo-claros ou brilhantes, livres ou unidos na base. Frutos craspédios ou sacelos; sementes com pleurograma.

Chave para as espécies de *Mimosa*

1. Pinas 2–6.
 2. Plantas armadas.
 3. Pinas 4 3.7. *M. pudica* var. *hispida*
 - 3'. Pinas 2.
 4. Foliólulos 4, com 3,2–6,3 cm compr. 3.8. *M. sensitiva* var. *malitiosa*
 - 4'. Foliólulos 24–30, com 1,2–2,1 cm compr. 3.3. *M. dolens* var. *dolens*
 - 2'. Plantas inermes.
 5. Raque foliar 4–25 mm compr.; filetes amarelos 3.1. *M. aurivillus*
 - 5'. Raque foliar 1–2 mm compr.; filetes róseos.
 6. Foliólulos 18–26, com 7–14 mm compr. 3.4. *M. montis-carasae*
 - 6'. Foliólulos 46–76, com 4–5 mm compr. 3.5. *M. ourobrancoënsis*
- 1'. Pinas 8–14.
 7. Raque foliar 2,5–3,5 cm compr.; foliólulos 3–4 mm compr. 3.2. *M. diplotricha* var. *diplotricha*
 - 7'. Raque foliar 7,8–13,6 cm compr.; foliólulos 5,5–9 mm compr. 3.6. *M. pigra* var. *pigra*

3.1 *Mimosa aurivillus* Mart., Flora 21 (2, Beibl. 4-5): 52. 1838.

Arbustos 1,5–2 m alt., ramos hirsutos ou densamente tomentosos. Folhas 2–6-pinadas; estípulas 4–7 mm compr., lanceoladas ou filiformes, persistentes; raque foliar 4–25 mm, hispida ou densamente tomentosa; 8–30

foliólulos, 5–11 × 3–6 mm, oblongos, face abaxial flocosa ou não, revestida por tricomas estrelados, face adaxial glabra ou revestida por tricomas estrelados; parafilídios presentes. Inflorescências capituliformes, globosas ou elipsóides, axilares; flores 4-meras, 5–7 mm compr., homomórficas; cálice reduzido; corola 2–3 mm compr.,

tomentosa ou com tricomas estrelados; 4 estames, ca. 5 mm compr., homodínamos ou heterodínamos, filetes amarelos, glabros, tubo estaminal ca. 1 mm compr.; ovário ca. 1 mm

compr., hirsuto ou tomentoso, estilete 4–5 mm compr., glabro. Craspédio 1–5-articulados, 1–2,4 × 0,4–1,2 cm, hirsutos ou flocosos; sementes 4–5 × 2–3 mm, ovadas, negras.

Chave para as variedades de *Mimosa aurivillus*

1. Ramos hirsutos; foliólulos 8–10, ambas as faces revestidas por tricomas estrelados 3.1.1. *M. aurivillus* var. *aurivillus*
 1'. Ramos argenteo-tomentosos; foliólulos 24–30, face abaxial denso-tomentosa, face adaxial glabra 3.1.2. *M. aurivillus* var. *calothamnus*

3.1.1 *Mimosa aurivillus* Mart. var. *aurivillus*, Flora 21 (2, Beibl. 4-5): 52. 1838.

Fig. 2 k-n

Arbustos 1,5–1,6 m alt., ramos hirsutos. Folhas 2–4-pinadas; estípulas 6–8 × 1 mm, lanceoladas; raque foliar 0,4–0,9 cm compr., hispida; 8–10 foliólulos, 8–11 × 4–6 mm, oblongos, tricomas estrelados em ambas as faces. Inflorescências globosas; flores 6–7 mm compr.; corola com tricomas estrelados; estames homodínamos, filetes amarelo-claros; ovário hirsuto, estilete ca. 5 mm compr. Craspédios 2–5-articulados, 1,6–2,4 × 0,4–1,2 cm, hirsutos; sementes 4–5 × 2 mm.

Material examinado: Parque Estadual do Itacolomi, Ouro Preto, Tesoureiro, 13.IV.2004, fl. e fr., V. F. Dutra & F. C. P. Garcia 213 (OUPR, RB, VIC); 18.VIII.2004, fl. e fr., V. F. Dutra & L. C. P. Lima 267 (OUPR, RB, VIC).

Possui distribuição restrita à Cadeia do Espinhaço, ocorrendo associada a afloramentos rochosos, em campos rupestres, entre 1.100–1.900 m (Barneby 1991). No PEI, ocorreu sobre campo ferruginoso. Floresceu em abril, agosto e setembro, e frutificou de abril a agosto.

É caracterizada pelo tamanho da raque foliar, que é mais curta, e pelos tricomas estrelados, rígidos e em menor densidade, em ambas as faces dos foliólulos (Barneby 1991).

3.1.2 *Mimosa aurivillus* var. *calothamnus* (Benth.) Barneby, Mem. New York Bot. Gard. 65: 326. 1991. Fig. 2 o-s

Arbustos 1,5–2 m alt., ramos densamente argenteo-tomentosos, com tricomas estrelados. Folhas 4–6-pinadas; estípulas 4–7 mm compr., filiformes; raque foliar 0,8–2,5 cm compr.,

denso-tomentosa; 24–30 foliólulos, 5–8 × 3–5 mm, oblongos, face abaxial denso-tomentosa, com tricomas estrelados, face adaxial glabra. Inflorescências globosas ou elipsóides; flores 5–6 mm compr.; corola tomentosa; estames heterodínamos, filetes amarelo-brilhantes; ovário tomentoso, estilete ca. 4 mm compr. Craspédios 1–4-articulados, 1–2,3 × 0,4–0,5 cm, tomentosos; sementes 4 × 3 mm compr.

Material examinado: Parque Estadual do Itacolomi, Ouro Preto, estrada de baixo, 14.IV.2004, fl., V. F. Dutra & F. C. P. Garcia 225 (OUPR, RB, VIC); estrada de cima, 23.VI.2004, fr., V. F. Dutra & L. C. P. Lima 249 (OUPR, RB, VIC); 23.VI.2004, fr., V. F. Dutra & L. C. P. Lima 250 (VIC); Mariana, Serrinha, 10.XII.2003, fl., V. F. Dutra et al. 158 (VIC).

Apresenta distribuição descontínua ao longo da Cadeia do Espinhaço (MG), nas Serras da Mantiqueira (MG e RJ), dos Órgãos (RJ) e Bocaina (RJ e SP), habitando encostas pedregosas e locais abertos sobre afloramentos rochosos, em campos rupestres e campos de altitude (Barneby 1991). No PEI, é freqüente em escrubes sobre filito, em campos gramíneos úmidos, em campos quartzíticos dos afloramentos rochosos e em campos ferruginosos, não apresentando, portanto, exigências quanto ao tipo de solo. Floresceu de setembro a abril e frutificou de dezembro a junho.

Diferencia-se das outras variedades pela raque foliar relativamente longa e pelos foliólulos mais numerosos e densamente cobertos por um indumento denso-tomentoso, de finos tricomas estrelados, que ocultam completamente a face abaxial (Barneby 1991). Assemelha-se a *M. calodendron* Mart. ex Benth., distinguindo-se desta pela raque foliar mais longa.

3.2 *Mimosa diplotricha* C. Wright ex Sauvalle var. *diplotricha*, Anales Acad. Ci. Med. Habana 5: 405. 1868. Fig. 3 a-b

Subarbustos escandentes, ca. 1,5 m alt., ramos tomentosos, aculeados, acúleos recurvados. Folhas 12–14-pinadas; estípulas 5–6 mm compr., filiformes, persistentes; raque foliar 2,5–3,5 cm compr., hirsuta, aculeada; 20–34 foliólulos 3–4 × 1 mm, oblongo-lineares, esparsamente setosos; parafilídios presentes. Inflorescências capituliformes, globosas, axilares; flores 4-meras, 8–9 mm compr., heteromórficas, estaminadas na periferia, hermafroditas no centro da inflorescência; cálice 0,5–1 mm compr., campanulado, glabro; corola 1,5–2 mm, glabra; 8 estames, 7–8 mm compr., heterodínamos, filetes róseos, livres, glabros; ovário ca. 1 mm compr., glabro, estilete 5–6 mm compr., glabro. Frutos não observados.

Material examinado: Parque Estadual do Itacolomi, Ouro Preto, Estrada de Baixo, 22.I.2006, fl., V. F. Dutra & G. S. S. Almeida 271 (VIC).

Distribui-se no México, América Central e América do Sul, ocorrendo, no Brasil, do Amazonas a Santa Catarina, em pastagens, matas perturbadas, bordas de matas e estradas e em cerrado (Barneby 1991). No PEI, foi coletada em escrubes sobre filito. Foi observado material florido em janeiro.

Apresenta grandes variações no tamanho, número de pinas e foliólulos e pubescência. Caracteriza-se pelo caule e raque armados de acúleos recurvados e pontiagudos (Barneby 1991).

3.3 *Mimosa dolens* Vell. var. *dolens*, Fl. Flumin. 11: pl. 34. 1836. Fig. 3 c-h

Arbustos ca. 2 m alt., ramos viscosos, puberulento-uncinados, aculeados, acúleos recurvados. Folhas 2-pinadas; estípulas 4–7 × 1 mm compr., lanceoladas, persistentes; raque foliar 1–2 mm compr.; 24–30 foliólulos, 1,2–2,1 × 0,5–0,8 cm, oblongos, face abaxial estrigosa a glabra, face adaxial glabra; parafilídios ausentes. Inflorescências capituliformes, globosas, axilares ou terminais; flores 4-meras, 7–11 mm compr., heteromórficas, a maioria isostêmones, algumas oligostêmones no ápice da inflorescência; cálice 1–2 mm compr., campanulado, glabro; corola 3–

4 mm compr., puberulenta; 2–4 estames, 0,7–1 cm compr., heterodínamos, filetes róseos, livres, tomentosos; ovário ca. 1 mm compr., glabro, estilete ca. 1,1 cm compr., glabro. Craspédios 1–3-articulados, 7–8 × 4–5 mm, estrigosos; sementes 3 × 3 mm compr., ovadas, castanhas.

Material examinado: Parque Estadual do Itacolomi, Ouro Preto, estrada de baixo, 17.III.2004, fl. e fr., V. F. Dutra & F. C. P. Garcia 195 (OUPR, RB, VIC); 14.IV.2004, fr., V. F. Dutra & F. C. P. Garcia 226 (OUPR, RB, VIC).

Espécie comum na Cadeia do Espinhaço, Serras da Mantiqueira (MG e RJ) e do Mar (SP), ocorrendo até os estados de Goiás, Mato Grosso do Sul, Paraná e Distrito Federal, habitando cerrados e campos rupestres, em altitudes entre 700–1.700 m (Barneby 1991). No PEI ocorre em escrubes sobre filito. Floresceu em março e frutificou em março e abril.

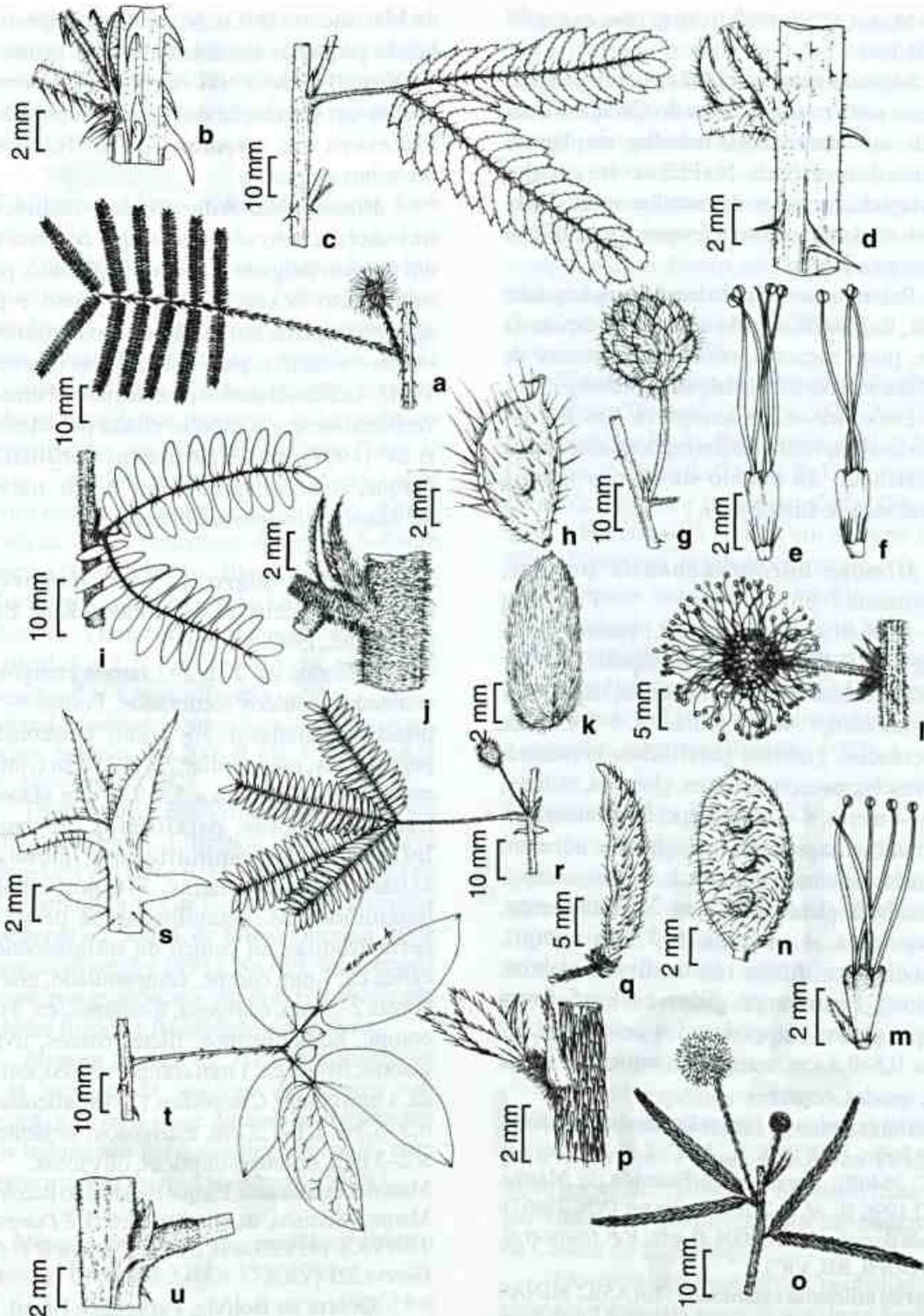
Caracteriza-se por apresentar ambas as faces dos foliólulos e lobos da corola glabros ou puberulentos e frutos agrupados em uma estrutura globosa e compacta (Barneby 1991).

3.4 *Mimosa montis-carasae* Barneby, Mem. New York Bot. Gard. 65: 724. 1991.

Fig. 3 i-n

Arbustos 1–2 m alt., ramos hispídeos. Folhas 2-pinadas; estípulas 4–6 mm compr., lanceoladas, persistentes; raque foliar 1–2 mm compr.; 18–26 foliólulos, 7–14 × 3–5 mm, oblongo-lineares, seríceos; parafilídios presentes. Inflorescências capituliformes, globosas, axilares ou terminais; flores 4-meras, 0,8–1 cm compr., homomórficas; cálice menor que 1 mm compr., denticulado, glabro; corola ca. 3 mm compr., serícea; 4 estames, 7–9 mm compr., homodínamos, filetes róseos, livres, glabros; ovário ca. 1 mm compr., glabro, estilete ca. 1,1 cm compr., glabro. Sacelos 12–15 × 5–7 mm, hispídeos; 2–4 sementes, 3 × 2–3 mm, ovadas, marrons.

Material examinado: Parque Estadual do Itacolomi, Ouro Preto, estrada de baixo, 22.I.2004, fl., V. F. Dutra et al. 171 (OUPR, RB, VIC); 18.III.2004, fr., V. F. Dutra & F. C. P. Garcia 194 (OUPR, RB, VIC); estrada de cima, 26.VI.2004, fr., V. F. Dutra & L. C. P. Lima 247 (VIC); 26.VI.2004, fr., V. F. Dutra & L. C. P. Lima 248 (VIC); proximidades da entrada do Parque, 15.I.1994, fl., M. B. Roschel & S. L. Dias s.n. (OUPR 1452); estrada



Figuras 3 – *Mimosa diplotricha* var. *diplotricha* – a. ramo; b. estípulas e acúleos; *M. dolens* var. *dolens* – c. folha; d. estípulas e acúleos; e. flores isostêmones; f. flores oligostêmones; g. frutos de uma inflorescência; h. fruto; *M. montis-carasae* – i. folha; j. estípulas; k. indumento da face abaxial do foliólulo; l. inflorescência globosa; m. flor; n. fruto; *M. ourobrancoënsis* – o. ramo; p. estípulas e indumento do caule e do pecíolo; q. fruto; *M. pudica* var. *hispida* – r. ramo; s. estípulas e acúleos; *M. sensitiva* var. *malitiosa* – t. folha; u. estípulas (a-b Dutra 271; c-f Dutra 195; g-h Dutra 226; i-m Dutra 171; n Dutra 247; o-q Dutra 268; r-s Dutra 270; t-u Almeida s.n. VIC 30738).

para o Manso, 12.XII.1990, fl., H. C. Lima et al. 4071 (OUPR, RB).

Segundo Barneby (1991) *Mimosa montiscarasae* seria restrita à Serra do Caraça, Minas Gerais, no entanto, neste trabalho, ampliamos sua área de ocorrência. No PEI, ocorre grandes populações em áreas de escruve sobre filito. Floresceu de novembro a fevereiro e frutificou de março a junho.

Possui maior afinidade a *M. pogocephala* Benth., da qual difere pelo indumento hispido do caule, pinas menores, com número menor de foliólulos seríceos e frutos hispídos (Barneby 1991).

Encontra-se na categoria Em Perigo segundo a lista vermelha das espécies ameaçadas de extinção do estado de Minas Gerais (Mendonça & Lins 2000).

3.5 *Mimosa ourobrancoënsis* Burkart, Darwiniana 7: 537. 1947. Fig. 3 o-q

Arbustos ca. 60 cm alt., ramos retro-estrigosos. Folhas 2-pinadas; estípulas 3–4 × 1 mm compr., lanceoladas, persistentes; raque foliar ca. 1 mm compr.; 46–76 foliólulos, 4–5 × 1 mm, lanceolados, glabros; parafilídios presentes. Inflorescências capituliformes, globosas, axilares; flores 4-meras, 8–9 mm compr., heteromórficas, estaminadas na periferia, hermafroditas no centro da inflorescência; cálice ca. 1 mm compr., denticulado, glabro; corola ca. 2–3 mm compr., puberulenta; 4 estames, 6–7 mm compr., homodínamos, filetes róseos, livres, glabros; ovário ca. 1 mm compr., glabro, estilete 5–6 mm compr., glabro. Craspédios 3–4-articulados, 2–2,6 × 0,3–0,4 cm, estrigosos; sementes, 4 × 2 mm, ovadas, negras.

Material examinado: Parque Estadual do Itacolomi, Ouro Preto, 1.XI.1996, fl., M. C. T. B. Messias s.n. (VIC 28468); estrada para Fazenda do Manso, 11.XI.1996, fl., M. C. T. B. Messias s.n. (VIC 28467); estrada de cima, 20.IX.2004, fl. e fr., V. F. Dutra et al. 268 (OUPR, RB, VIC).

Material adicional examinado: BRASIL. MINAS GERAIS: Serra de Ibitipoca, 5.V.1952, fl., L. Krieger 1879 (RB); 30.IX.1970, fl., D. Sucre 7211 (RB).

Citada por Barneby (1991) para a região de Ouro Branco, porção sul da Cadeia do Espinhaço (MG) e para a Serra de Itatiaia (RJ). Ocorre também na Serra de Ibitipoca, região da Serra

da Mantiqueira (MG). Nos campos rupestres, habita pequenas áreas em altitudes acima de 1.000 m (Barneby 1991). No PEI foi encontrada apenas em vegetação de escruve sobre filito. Floresceu em setembro e frutificou em setembro e outubro.

Mimosa ourobrancoënsis é facilmente reconhecida pelo seu hábito, que consiste em um arbusto delgado e pouco ramificado, pelo indumento denso e retro-estrigoso e por apresentar apenas um par de pinas, relativamente longas e estreitas, pluri-folioluladas (Barneby 1991). Através da análise do material herborizado verificou-se que a espécie citada por Messias et al. (1997), no levantamento florístico do Parque, como *Mimosa densa* Benth. trata-se de *Mimosa ourobrancoënsis*.

3.6 *Mimosa pigra* L. var. *dehiscens* (Barneby) Glazier & Mackinder, Kew Bull. 52(2): 462. 1997.

Arbustos ca. 2 m alt., ramos estrigosos, aculeados, acúleos recurvados. Folhas 8–12-pinadas; estípulas 4–5 × 1 mm, lanceoladas, persistentes; raque foliar 7,8–13,6 cm compr., estrigosa; 30–68 foliólulos, 5,5–9 × 1 mm, oblongo-lineares, glabros; parafilídios presentes. Inflorescências capituliformes, globosas, axilares; flores 4-meras, 3–6 mm compr., heteromórficas, estaminadas na periferia, hermafroditas no centro da inflorescência; cálice ca. 1 mm compr., campanulado, glabro; corola 2–3 mm, estrigosa; 8 estames, ca. 3 mm compr., homodínamos, filetes róseos, livres, glabros; ovário ca. 1 mm compr., seríceo, estilete ca. 1 mm compr. Craspédios 12–18-articulados, 6,5–8,7 × 1,1–1,2 cm, estrigosos; sementes 5 × 2–3 mm, oblongo-elípticas, oliváceas.

Material examinado: Parque Estadual do Itacolomi, Mariana, Serrinha, 10.XII.2003, fl. e fr., V. F. Dutra et al. 160 (VIC); 14.IV.2004, fl. e fr., V. F. Dutra & F. C. P. Garcia 221 (VIC).

Ocorre na Bolívia, Paraguai e Brasil, em áreas de campo e campo cerrado (Barneby 1991; Glazier & Mackinder 1997). Apesar da ampla distribuição, no PEI foi encontrada apenas uma população em campos gramíneos úmidos. Floresceu e frutificou de dezembro a abril.

Distingue-se pelo indumento denso-estrigoso do caule e pelas folhas multifolioladas (Woodson & Schery 1950). Além disso, apresenta a corola estrigosa e os acúleos são recurvados (Barneby 1991).

3.7 *Mimosa pudica* var. *hispida* Brenan, Kew Bull. 10(2): 186-187. 1955. Fig. 3 r-s

Subarbustos prostrados, ramos hispídeos, aculeados, acúleos recurvados. Folhas 4-pinadas; estípulas 6-8 × 1-2 mm, lanceoladas, persistentes; raque foliar 1-2 mm compr., hispídas; 30-42 foliólulos, 8-10 × 1,5-2 mm, oblongo-lineares, glabros; parafilídios presentes. Inflorescências capituliformes, espiciformes, axilares; flores 4-meras, 7-9 mm compr., homomórficas; cálice menos que 1 mm compr., campanulado, glabro; corola ca. 2 mm, tomentosa; 4 estames, 6-8 mm compr., homodínamos, filetes róseos, livres, puberulentos; ovário ca. 1 mm compr., tomentoso, estilete ca. 5 mm compr., glabro. Craspédios 3-4-articulados, 1,1-1,6 × 0,4-0,5 cm, estrigosos; sementes 2 × 1 mm, elípticas, negras.

Material examinado: Parque Estadual do Itacolomi, Mariana, Serrinha, 20.I.2006, fl. e fr., V. F. Dutra & G. S. S. Almeida 270 (VIC).

Distribui-se nas Américas, na África equatorial, Índia, Filipinas, Bornéio e Java (Barneby 1991). No Brasil ocorre ao longo da costa atlântica e em regiões com altitudes superiores a 1.500 m, de Minas Gerais a Santa Catarina (Barneby 1991). No PEI, foi coletada em campos gramíneos úmidos. Foi observado material florido e frutificado em janeiro.

Mimosa pudica var. *hispida* distingue-se de *M. pudica* var. *unijuga*, *M. pudica* var. *tetranda* e *M. pudica* var. *pastoris* principalmente pelo indumento característico do caule, com longos tricomas hispídeos (Barneby 1991).

3.8 *Mimosa sensitiva* var. *malitiosa* (Mart.) Barneby, Brittonia 37(2): 153. 1985. Fig. 3 t-u

Arbustos escandentes, ramos retro-estrigosos, aculeados, acúleos recurvados. Folhas 2-pinadas; estípulas 4-5 × 1 mm, lanceoladas, persistentes; raque foliar ausente; 4 foliólulos, 3,2-6,3 × 0,8-2,3 cm, falcados, face

abaxial estrigosa, face adaxial glabra; parafilídios presentes. Inflorescências capituliformes, globosas, axilares; flores 4-meras, ca. 1 cm compr., homomórficas; cálice 2-3 mm compr., campanulado, glabro; corola 2-3 mm, setosa; 4 estames, 2-2,3 cm compr., homodínamos, filetes róseos, livres, glabros; ovário 0,5-1 mm compr., glabro, estilete 8-9 mm compr., glabro. Frutos não observados.

Material examinado: Parque Estadual do Itacolomi, Ouro Preto, Morro do Cachorro, III.2006, fl., G. S. S. Almeida s.n. (VIC 30738).

Planta invasora, amplamente distribuída na América Tropical (Queiroz 2004). No Brasil, ocorre em São Paulo, Bahia, norte e sul de Minas Gerais e ao longo da Cadeia do Espinhaço, em beiras de estradas e áreas perturbadas (Barneby 1991). Foi coletada no PEI em escrube sobre filito. Floresceu de janeiro a março.

Mimosa sensitiva var. *malitiosa* possui íntima relação com *M. velloziana* Mart., que difere, principalmente pelo cálice diminuto e foliólulos glabros (Barneby 1991). Distingue-se de *M. sensitiva* L. var. *sensitiva* pelas brácteas e capítulos menores (Barneby 1991).

CONSIDERAÇÕES FINAIS

Os campos rupestres do PEI apresentaram baixa similaridade florística de Mimosoideae com Grão-Mogol (Queiroz 2004), sendo comum a essas áreas apenas *Mimosa sensitiva* var. *malitiosa*. O contrário ocorre com a Serra de Ouro Branco (Dutra et al. 2008), pois as quatro espécies encontradas, nesta serra, também ocorrem no PEI.

Das 11 espécies encontradas no PEI, apenas *Mimosa aurivillus* já havia sido citada para a flora do Parque por Peron (1989) e Messias et al. (1997); e *M. aurivillus* var. *aurivillus* e *M. montis-carasae* são endêmicas da Cadeia do Espinhaço.

Ocorrem em populações pequenas e/ou restritas a habitats específicos: *Inga barbata*, *Mimosa aurivillus* var. *aurivillus*, *M. dolens* var. *dolens*, *M. montis-carasae* e *M. ourobrancoënsis*, indicando a importância da preservação desses ambientes.

As duas variedades de *Mimosa aurivillus*

podem ser indicadas para a recuperação de áreas degradadas pela atividade mineradora, pois são táxons bem sucedidos nos campos ferruginosos, ambientes que apresentam condições abióticas análogas a essas áreas.

AGRADECIMENTOS

Ao Instituto Estadual de Florestas (IEF), em nome do Eng. Alberto Vieira de Mello Matos, Diretor do Parque Estadual do Itacolomi, pela estrutura física e licença concedidas; aos funcionários do PEI e ao Jorge Luiz Silva, pelo auxílio nas coletas; aos curadores dos Herbários OUPR, RB e HUEFS; e a Reinaldo Pinto, pela elaboração das ilustrações.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Barneby, R. C. 1991. *Sensitivae censitae: a description of the genus Mimosa Linnaeus (Mimosaceae) in the New World*. *Memoirs of the New York Botanical Garden* 65: 1-835.
- _____. & Grimes, J. 1996. Silk tree, Guanacaste, Monkey's earring: a generic system for the synandrous Mimosaceae of the Americas. *Memoirs of the New York Botanical Garden* 74: 1-292.
- Barroso, G. M.; Morim, M. P.; Peixoto, A. L. & Ichaso, C. L. F. 1999. Frutos e sementes: morfologia aplicada à sistemática de dicotiledôneas. *Imprensa Universitária, Viçosa*, 443p.
- _____.; Peixoto, A. L.; Costa, C. G., Ichasso; C. L. F., Guimarães; E. F. & Lima, H. C. 1991. *Sistemática das Angiospermas do Brasil*, vol. 2. *Imprensa Universitária, Viçosa*, 377p.
- Benites, V. M.; Caiafa, A. N.; Mendonça, E. S.; Schaefer, C. E. & Ker, J. C. 2003. Solos e vegetação nos complexos rupestres de altitude da Mantiqueira e do Espinhaço. *Floresta e Ambiente* 10: 76-85.
- Benthams, G. 1876. Mimosaceae. *In: Martius, C. F. P. von; Endlicher, S. & Urban, I. (eds.). Flora brasiliensis. Monachii, Lipsiae*, 15(1): 258-527.
- Burkart, A. 1979. *Flora Ilustrada Catarinense. Leguminosas Mimosoideas*. *Imprensa Oficial do estado de Santa Catarina S.A., Florianópolis*, 299p.
- Doyle, J. J.; Chappill, J. A.; Bailey, C. D. & Kajita, T. 2000. Towards a comprehensive phylogeny of Legumes: evidence from *rbcL* sequences and non-molecular data. *In: Herendeen, P. S. & Bruneae, A. (eds.). Advances in legume systematics 9. Royal Botanic Gardens, Kew*. Pp.1-20.
- Dutra, V. F.; Filardi, F. L. R. & Garcia, F. C. P. 2008. Flora da Serra do Ouro Branco: Leguminosae Adans. *In: Paula, C. C. (ed.). Flora da Serra de Ouro Branco. Vol. 1*. 200p.
- _____.; Garcia, F. C. P.; Lima, H. C. & Queiroz, L. P. 2008a. Diversidade Florística de Leguminosae Adans. em áreas de Campos Rupestres. *Megadiversidade (Belo Horizonte)* 4: 163-171.
- _____.; Garcia, F. C. P. & Lima, H. C. 2008b. Caesalpinoideae (Leguminosae) nos Campos Rupestres do Parque Estadual do Itacolomi, Estado de Minas Gerais, Brasil. *Acta Botanica Brasilica* 22(2): 543-554.
- Elias, T. S. 1981. Mimosoideae. *In: Polhill, R. M. & Raven, P. H. (eds.). Advances in legume systematics I. Royal Botanic Gardens, Kew*. Pp.143-151.
- Garcia, F. C. P. 1998. Relações sistemáticas e fitogeografia do gênero *Inga* Miller (Leguminosae, Mimosoideae, Ingeae) nas florestas da costa sul e sudeste do Brasil. *Tese de doutorado, Universidade Estadual Paulista, Rio Claro*, 248p.
- Giulietti, A. M.; Pirani, J. R. & Harley, R. M. 1997. Espinhaço Range region, Eastern Brazil. *In: Davis, S. D. et al. (eds.). Centres of plants diversity 3. Information Press, Oxford*. Pp. 397-404.
- Glazier, D. & Mackinder, B. A. 1997. Nomenclatural notes on South American *Mimosa* (Leguminosae-Mimosoideae). *Kew Bulletin* 52(2): 459-463.
- Harley, R. M. 1995. Introduction. *In: Stannard, B. L. (ed.). Flora of the Pico das Almas, Chapada Diamantina, Bahia, Brazil. Royal*

- Botanical Gardens, Kew. Pp.1-40.
- Holmgren, P. K.; Holmgren, N. H. & Barnet, L. C. 1990. Index Herbariorum, ed 8, Part I. The herbaria of the world. The New York Botanical Garden Press, New York, 704p.
- Lewis, G. P.; Schrire, B. D.; Mackinder, B. A. & Lock, J. M. 2005. Legumes of the world. Royal Botanic Gardens, Kew, 592p.
- Lima, L. C. P.; Garcia, F. C. P. & Sartori, A. L. B. 2007. Leguminosae nas florestas estacionais do Parque Estadual do Itacolomi, Minas Gerais, Brasil: ervas, arbustos, subarbustos, lianas e trepadeiras. *Rodriguésia* 58(2): 331-358.
- Mendonça, M. P. & Lins, L. V. 2000. Lista Vermelha das espécies ameaçadas de extinção da flora de Minas Gerais. Fundação Biodiversitas, Fundação Zoológica de Belo Horizonte, Belo Horizonte, 157p.
- Messias, M. C. T. B.; Dias, S. J.; Roschel, M. B.; Sousa, H. C. & Matos, A. M. 1997. Levantamento florístico das matas e distribuição de algumas espécies endêmicas da área do Parque Estadual do Itacolomi. Relatório Técnico, UFOP/BIRD/IEF-PROFLORESTA, 151p.
- Mori, S. A.; Silva L. A. M.; Lisboa, G. & Coradin, L. 1989. Manual de Manejo do Herbário Fanerogâmico. Centro de Pesquisas do Cacau, Ilhéus, 104p.
- Nunes, S. R. D. F. S. 2003. As Mimosoideae (Leguminosae) no Parque Estadual do Rio Doce. Dissertação de Mestrado, Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, 106p.
- Pennington, T. D. 1997. The genus *Inga*: Botany. Royal Botanic Gardens, Kew, 844p.
- Peron, M. V. 1989. Listagem preliminar da flora fanerogâmica dos Campos Rupestres do Parque Estadual do Itacolomi, Ouro Preto/Mariana, MG. *Rodriguésia* 41(67): 63-69.
- Pires, J. M. & Prance, G. T. 1985. The vegetation types of the Brazilian Amazon. In: Prance, G. T. & Lovejoy, T. E. (eds.). Key Environments: Amazonia. Pergamon Press Ltd., Oxford. Pp.136-138.
- Polhill, R. M. & Raven, P. H. 1981. Advances in Legume Systematics I. Royal Botanic Gardens, Kew, 425p.
- Queiroz, L. P. 2004. Flora de Grão-Mogol, Minas Gerais: Leguminosae. Boletim de Botânica da Universidade de São Paulo 22: 213-265.
- Radford, A. E.; Dickison, W. C.; Massey, J. R. & Bell, C. R. 1974. Vascular plant systematics. Harper & Row, New York, 891p.
- Romero, R. 2002. Diversidade da flora dos Campos Rupestres de Goiás, Sudoeste e Sul de Minas Gerais. In: Araújo, E. L.; Moura, A. N.; Sampaio, E. V. S. B.; Gestinari, L. M. S. & Carneiro, J. M. T. (eds.). Biodiversidade, conservação e uso sustentável da flora do Brasil Editora Universidade Federal de Pernambuco, Recife. Pp. 81-86.

PALINOTAXONOMIA DE ESPÉCIES DE *ACACIA* (LEGUMINOSAE-MIMOSOIDEAE) NO SEMI-ÁRIDO BRASILEIRO

Ana Luiza Du Bocage¹, Mariana Albuquerque de Souza²,
Silvia Teresinha Sfoggia Miotto³ & Vania Gonçalves-Esteves^{2,4}

RESUMO

(Palinotaxonomia de espécies do gênero *Acacia* (Leguminosae-Mimosoideae) no semi-árido brasileiro) Foi realizado o estudo palinológico de 12 espécies de *Acacia*: *A. farnesiana* (*Acacia* subg. *Acacia*) e *A. bahiensis*, *A. globosa*, *A. kallunkiae*, *A. langsdorffii*, *A. martiusiana*, *A. monacantha*, *A. piauhiensis*, *A. polyphylla*, *A. riparia*, *A. tenuifolia* e *A. velutina* (*Acacia* subg. *Aculeiferum*). Os grãos de pólen foram acetolisados, medidos, descritos e ilustrados sob microscópio de luz e eletrônico de varredura. Os grãos de pólen em *Acacia* são reunidos em políades calimadas, médias ou grandes, de contorno esferoidal, em vista frontal e elíptico, em vista lateral, com 16 grãos de pólen, organizados de forma regular, com oito grãos de pólen em cada face, 4-porados. Em *A. farnesiana*, são observados 24-32 grãos de pólen organizados de forma irregular, 3-sulcados. Os grãos de pólen da políade são pequenos, subquadrados na face distal e piramidal, quando em vista equatorial. A sexina é granulada ou rugulada, na maioria das espécies. Conclui-se que as espécies não podem ser separadas através das suas características palinológicas, com exceção de *A. farnesiana*.

Palavras-chave: palinologia, semi-árido, caatinga, Mimosaceae, Fabaceae.

ABSTRACT

(Palynotaxonomy of the species of the *Acacia* (Leguminosae-Mimosoideae) from the Brazilian semi-arid region) The pollen of 12 species of *Acacia*: *A. farnesiana* (L.) Willd. (*Acacia* subg. *Acacia*) e *A. bahiensis* Benth., *A. globosa* A. Bocage & S. Miotto, *A. kallunkiae* Grimes & Barneby, *A. langsdorffii* Benth., *A. martiusiana* (Steud.) Burkart, *A. monacantha* DC., *A. piauhiensis* Benth., *A. polyphylla* DC., *A. riparia* Kunth, *A. tenuifolia* (L.) Willd., and *A. velutina* DC. (*Acacia* subg. *Aculeiferum*) was studied. Material was acetolized, measured, described and illustrated using light and scanning electron microscopy. The pollen grains in *Acacia* are bound in medium or large calimad polyads, spheroidal in shape on frontal view and elliptical from the side, containing 16 pollen grains, organized regularly with 8 pollen grains on each side. Pollen grains are 4-porate. In *A. farnesiana*, 24-32 pollen grains are found irregularly organized, while pollen grains are 3-sulcate. The polyad pollen grains are small, subsquared on distal view and pyramidal on the equatorial view, sexine is thicker than the nexine. Species could not be separated by their palynological features, except for *A. farnesiana*.

Key words: palynology, semi-arid, caatinga, Mimosaceae, Fabaceae.

INTRODUÇÃO

O gênero *Acacia* Mill. compreende 1.350 espécies de distribuição cosmopolita (Maslin *et al.* 2003). Segundo a classificação de Vassal (1972), este gênero é dividido em três subgêneros, *Acacia*, *Aculeiferum* e *Phyllodinae*. No Brasil são encontradas 44 espécies de *Acácia*, sendo constatados 16 táxons nativos no semi-árido: *A. bahiensis*, *A. farnesiana*, *A. globosa*, *A. kallunkiae*, *A.*

langsdorffii, *A. lewisii*, *A. limae*, *A. martiusiana*, *A. monacantha*, *A. piauhiensis*, *A. polyphylla*, *A. ricoae*, *A. riparia*, *A. santosii*, *A. tenuifolia* e *A. velutina* (Rico-Arce 2003). As espécies de *Acacia* são caracterizadas pelas folhas bipinadas, geralmente aculeadas, pecíolos com glândulas (nectários extraflorais) e androceu com numerosos estames, brancos, cremes ou amarelos.

Artigo recebido em 12/2007. Aceito para publicação em 05/2008.

¹Empresa Pernambucana de Pesquisa Agropecuária-IPA. Av. San Martin, 1371, Bongi, 52000-000 Recife, PE, Brasil.

²Universidade Federal do Rio de Janeiro, Museu Nacional, Depto. Botânica, São Cristóvão, 20940-040, Rio de Janeiro, RJ, Brasil.

³Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Departamento de Botânica. Av. Bento Gonçalves 9500, bloco IV, prédio 43433, 91501-970, Porto Alegre, RS, Brasil.

⁴Autor para correspondência: esteves.vr@gmail.com

Vários estudos palinológicos já foram realizados com as Mimosoideae, sendo o gênero *Acácia* caracterizado por possuir polfades com um número variável de grãos de pólen, podendo conter de quatro a 64 unidades (Wodehouse 1935; Cookson 1953; Coetzee 1955; Barth & Yoneshigue 1966; Caccavari 1970; Vassal 1972; Robbertse 1974; Guinet & Vassal 1978; Guinet 1981; Roubik & Moreno 1991; Carreira *et al.* 1996; Silvestre-Capelato & Melhem 1997; Colinvaux *et al.* 1999; Caccavari & Dome 2000; Rico-Arce & Banks 2001; Moura *et al.* 2004).

Guinet & Vassal (1978) levantam hipóteses para diferenciar os grupos dentro do gênero *Acacia* reconhecendo três principais tipos polínicos, com base na estrutura da exina e na abertura. No tipo 'não especializado' as columelas são muito curtas ou ausentes na sexina e a abertura é do tipo porado. Já no tipo 'especializado' as columelas são conspícuas com abertura do tipo extraporado, enquanto o tipo 'altamente especializado' tem como principal característica a presença de abertura do tipo colporado. A seção *Monacantha*, para esses autores, apresenta grãos de pólen do tipo 'não especializado' e a seção *Acacia* possui dois tipos: 'especializado' e 'altamente especializado'.

Guinet (1986) faz um estudo abrangente das características polínicas em Mimosoideae, concluindo que a morfologia polínica em *Acacia* é comparável a de *Ingeae*. Em *Acacia* subg. *Aculeiferum* e *Acacia* subg. *Heterophyllum* (= *Phyllodineae*), taxonomicamente próximos, a exina é columelada e as aberturas são poros (simples). A diferença entre eles está na presença de retículo supractectal em *Acacia* subg. *Heterophyllum* (= *Phyllodineae*) que tende a mostrar maior especialização, representada pela ocorrência muito freqüente de pseudoaberturas (extraporos). Em *Acacia* subg. *Acacia*, ao contrário, a exina possui estrutura columelar, a abertura é do tipo complexo (colporado), localizada nas partes distais do grão de pólen.

Segundo Guinet (1986), o tipo de abertura e a estrutura da exina parecem ser características mais estáveis dentro de *Acacia*. Neste gênero, três tipos polínicos têm sido reconhecidos: colpado, colporado e porado.

Caccavari & Dome (2000), ao estudarem os grãos de pólen de espécies pertencentes à *Acacia* subg. *Aculeiferum*, sec. *Monacantha* reconhecem a presença de subpseudocolpos em diversos táxons.

Rico-Arce & Banks (2001) fazem um estudo preliminar de caracteres morfológicos e, entre eles, os polínicos, de espécies neotropicais de *Acacia* subg. *Aculeiferum*. Com base em seus resultados, esses autores concluem que o grupo em tela é monofilético e usam com suporte para essa conclusão os seguintes caracteres: polínico – presença de infrateto columelar/fragmentado e granular; endexina maior que 0,2 mm; macromorfológico – ausência de espinhos e presença de disco no ovário.

Entre os tipos vegetacionais do domínio do semi-árido, a vegetação de caatinga constitui a paisagem dominante (Egler 1951; Andrade Lima 1966; Fernandes & Bezerra 1990; Souza *et al.* 1993 e Rodal 1992). Este domínio ocupa uma área de 788.064 km² e abriga, além da caatinga, outras formações vegetais com fisionomia e flora diferenciadas, como as florestas e os carrascos situados nos enclaves úmidos e subúmidos, e extensas faixas ecotonais com o cerrado e a floresta atlântica (Souza *et al.* 1993).

O presente trabalho visa à caracterização polínica de 12 espécies de *Acacia* subg. *Acacia* (*A. farnesiana*) e *Acacia* subg. *Aculeiferum* (os demais táxons) do semi-árido brasileiro, com o objetivo de auxiliar a taxonomia do grupo.

MATERIAL E MÉTODOS

O material analisado foi obtido de botões florais, em sua maioria, coletado no campo e também retirado de exsicatas depositadas nos seguintes herbários: EAC, HRB, HUEFS, ICN, IPA, PEUFR e RB (siglas segundo Holmgren *et al.* 1990). Dentre as espécies encontradas no semi-árido, *Acacia lewisii*, *A. limae*, *A. ricoae* e *A. santosii*, não tiveram seus grãos de pólen analisados, por falta de material fértil.

Para cada espécie, sempre que possível, procurou-se examinar três espécimes. Destes, um deles foi escolhido como padrão e indicado no material examinado por um asterisco (*) junto ao número de coleta. Este padrão foi utilizado para mensurações, descrições e ilustrações polínicas enquanto os outros foram utilizados para comparação dos resultados.

A relação do material estudado é fornecida abaixo:

A. bahiensis Benth. – BRASIL. BAHIA: Itiuba, 28.I.2002, *J. G. Nascimento 40** (HUEFS); PERNAMBUCO: Belo Jardim, 6.III.2002, *A. Bocage 826* (ICN); Caruaru, 28.X.2003, *A. Bocage 901* (ICN); BAHIA: Barro Alto, 8.IV.2002, *T. S. Nunes 909* (HUEFS).

A. farnesiana (L.) Willd. – BRASIL: ALAGOAS: Piranhas, 3.VII.2000, *R. A. Silva 1539** (HRB).

A. globosa A. Bocage & S. Miotto – BRASIL. BAHIA: Palmeiras, 3.X.2003, *A. Bocage 870** (ICN).

A. kallunkiae Grimes & Barneby – BRASIL. BAHIA: rod. 265, trecho que liga a BR415 com Caatiba, 3.III.1978, *S. A. Mori et al. 9373** (RB).

A. langsdorffii Benth. – BRASIL. BAHIA: Abaíra, 5.X.2003, *A. Bocage 900** (ICN); PIAUÍ: s.d, *E. Nunes & P. Martins* s.n (EAC 7471). CEARÁ: Aiuaba, s.d, *F. A. Viana s/n* (EAC 11963). PIAUÍ: Serra da Capivara, 1979, *L. Empaire 530* (IPA).

A. martiusiana (Steud.) Burkart – BRASIL. BAHIA: Mucugê, Capão, 24.I.2000, *L. P. Queiroz 5635** (HUEFS); *id.*: Mucugê, 31.I.2000, *A. Giulietti 1978* (HUEFS; RB); *id.*: Elísio Medrado, serra da Jibóia, 2.III.2001, *L. P. Queiroz 6466* (HUEFS).

A. monacantha DC. – BRASIL. BAHIA: Palmeiras, 4.X.2003, *A. Bocage 886** (ICN), *id.*, *A. Bocage 881* (ICN).

A. piauiensis Benth. – BRASIL. BAHIA: Seabra, 3.X.2003, *A. Bocage 874** (ICN), PERNAMBUCO: Buíque, fazenda Laranjeiras, 5.V.1995, *A. P. S. Gomes et al. 14* (PEUFR).

A. polyphylla DC. – BRASIL. BAHIA: Anguera, 29.IV.1999, *F. França et al. 272** (HUEFS); Maracás, 26.II.2000, *M. M. Silva 297* (HUEFS), PARAÍBA: Itabaiana, 11.III.2002, *A. Bocage 857* (ICN), CEARÁ: Crateús, 25.II.2002, *A. Bocage 822* (ICN), PERNAMBUCO: Buíque, 31.X.2003, *A. Bocage 914* (ICN); Carnaíba, 8.III.2002, *A. Bocage 845* (ICN).

A. riparia Kunth – BRASIL. BAHIA: Palmeiras, 5.X.2003, *A. Bocage 889**.

A. tenuifolia (L.) Willd. – BRASIL. PARAÍBA: Ingá, 11.III.2002, *A. Bocage 858** (ICN). PERNAMBUCO: Arcoverde, 7.III.2002, *A. Bocage 832* (ICN); Caruaru, 6.III.2003, *A. Bocage 829* (ICN); BAHIA: Abaíra, após Brejo de Cima, 5.X.2003, *A. Bocage 895* (ICN).

A. velutina DC. – BRASIL. BAHIA: Andaraí, estr. Seabra-Andaraí, 31.III.2002, *A. M. Giulietti & R. M. Harley 2078** (HUEFS); Bonfim, *H. M. Curran 134*; PERNAMBUCO: Marraial, 12.III.1994, *A. M. Miranda 1375* (HUEFS).

Para o estudo em microscopia de luz (ML), o material foi acetolisado (Erdtman 1952) com modificações (Melhem *et al.* 2003). Foram montadas três lâminas permanentes, por espécime estudado, em gelatina, segundo Kisser (1935) *apud* Erdtman (1952).

Todas as medidas foram realizadas em um prazo máximo de sete dias após a acetólise (Salgado-Labouriau 1973). No material padrão, foram efetuadas 25 medidas dos diâmetros 1 (D1) e 2 (D2) das políades em vista frontal. Tais medidas foram utilizadas para o cálculo da média aritmética (\bar{x}), desvio padrão da amostra (s), desvio padrão da média ($S_{\bar{x}}$), coeficiente de variabilidade (CV%) e intervalo de confiança (IC) a 95%. Foram também realizadas 10 medidas dos diâmetros 1 (D1) e 2 (D2) em vista frontal do material usado para comparação dos resultados, dos diâmetros maior (DM) e menor (Dm) das políades em vista lateral, dos diâmetros polar (DP) e equatorial (DE) dos grãos de pólen formadores das políades e da espessura da exina. Tais medidas foram expressas através de média aritmética (\bar{x}).

Para análise em microscopia eletrônica de varredura (MEV) o material polínico não acetolisado foi colocado sobre fita de carbono dupla-face previamente aderida a suportes próprios e metalizados com uma fina camada de ouro-paládio por cerca de três minutos.

As descrições polínicas seguem a seqüência adotada por Erdtman (1952) e a terminologia adotada para a caracterização dos grãos de pólen, está de acordo com Barth & Melhem (1988) e Punt *et al.* (1999).

RESULTADOS

As espécies de *Acacia* (Figs. 1 e 2) estudadas apresentam os grãos de pólen reunidos em políades calimadas, de tamanho médio (40–50 μm) ou grande (> 50 μm) apenas em *A. globosa*, *A. riparia* e *A. velutina* (Tabs. 1, 2). Possuem contorno esferoidal, em vista frontal, com dois grupos de quatro grãos de pólen, um em cada face e elíptico, em vista lateral, com oito grãos periféricos (Fig. 1a, h, o; Fig. 2k, r), 4-porados, poros de difícil visualização. Em *A. farnesiana*, são observados 24–32 grãos de pólen organizados de forma irregular (Fig. 1d-e), 3-sulcados, sendo os sulcos melhor visualizados em MEV (Fig. 1f-g).

Os grãos de pólen da políade são pequenos (Tab. 1), de forma subquadrada na face distal e piramidal, quando observados em vista equatorial, com região psilada entre os grãos de pólen (Fig. 1c, n, t; Fig. 2g, j, q).

A sexina é descrita como granulada, quando observada em ML e rugulada, quando observada sob MEV, na maioria das espécies, com exceção de *A. bahiensis* (Fig. 1c), *A. farnesiana* (Fig. 1f), *A. riparia* (Fig. 2n) e *A. velutina* (Fig. 2t) na qual a sexina é considerada rugulada, tanto sob ML, quanto sob MEV. São facilmente observadas sob MEV as perfurações em *A. farnesiana* (Fig. 1g), *A. riparia* (Fig. 2n), *A. tenuifolia* (Fig. 2q) e *A. velutina* (Fig. 2t).

Em *A. polyphylla* (Fig. 2j), constata-se a presença, em algumas regiões, de depressões circulares que podem ter sido provocadas por corpos de Ubisch que se desprenderam durante a preparação para a observação sob MEV. Em outras regiões da superfície dessa espécie, no entanto, a sexina é rugulada.

A sexina possui a mesma espessura da nexina em todas as espécies, com exceção de *A. bahiensis*, *A. globosa* e *A. kallunkiae*, onde é sempre mais espessa do que a nexina (Tab. 3). A espessura da exina fica em torno de 2 μm , na maioria das espécies, no entanto, *A. kallunkiae* e *A. langsdorffii* apresentam exina espessa (ca. 5 μm). Em *A. bahiensis*, a

exina possui ca. de 3,8 μm de espessura, enquanto que em *A. globosa*, a exina possui ca. de 1,5 μm de espessura.

Os materiais de comparação (Tab. 4) apresentam valores dos diâmetros das políades e dos grãos de pólen diferentes, quando comparados com os do respectivo material-padrão. Essa característica não pode ser utilizada para separar as espécies.

DISCUSSÃO

As espécies estudadas apresentaram certa homogeneidade em relação à forma da políade, à quantidade e à disposição dos grãos de pólen formadores das políades, bem como à quantidade e ao tipo de abertura (4-porados). Quanto ao tamanho, no entanto, as espécies puderam ser separadas em duas classes, quando são avaliados os limites do intervalo de confiança do diâmetro I: políades com 38,6–48,3 μm e políades com 51,1–59 μm ; em relação à *A. farnesiana* (*A. subg. Acacia*), única espécie que fugiu ao padrão, por que apresentou maior quantidade de grãos de pólen, com abertura do tipo sulco e disposição irregular dos grãos de pólen nas políades.

O tipo de ornamentação da sexina variou, sendo descrita como granulada, quando a análise foi feita sob ML, e rugulada, quando realizada sob MEV, e em quatro espécies das espécies descrita como rugulada tanto sob ML, quanto sob MEV.

Barth & Yoneshigue (1966) descreveram, palinologicamente, espécies de Leguminosae (Mimosoideae) ocorrentes em Santa Catarina e, dentre elas, *Acacia adhaerens* Benth. (atualmente *A. martiusiana*), *A. catharinensis* Burkart e *A. nitidifolia* Speg. Os resultados encontrados pelas autoras, com relação ao tamanho das políades e à organização dos grãos de pólen, foram semelhantes no presente estudo, embora apenas a espécie *A. martiusiana* tenha sido analisada. Foram observadas diferenças no que se refere à ornamentação da sexina (psilada ou variadamente ondulada), enquanto, aqui, a sexina foi descrita como rugulada ou granulada. Essa

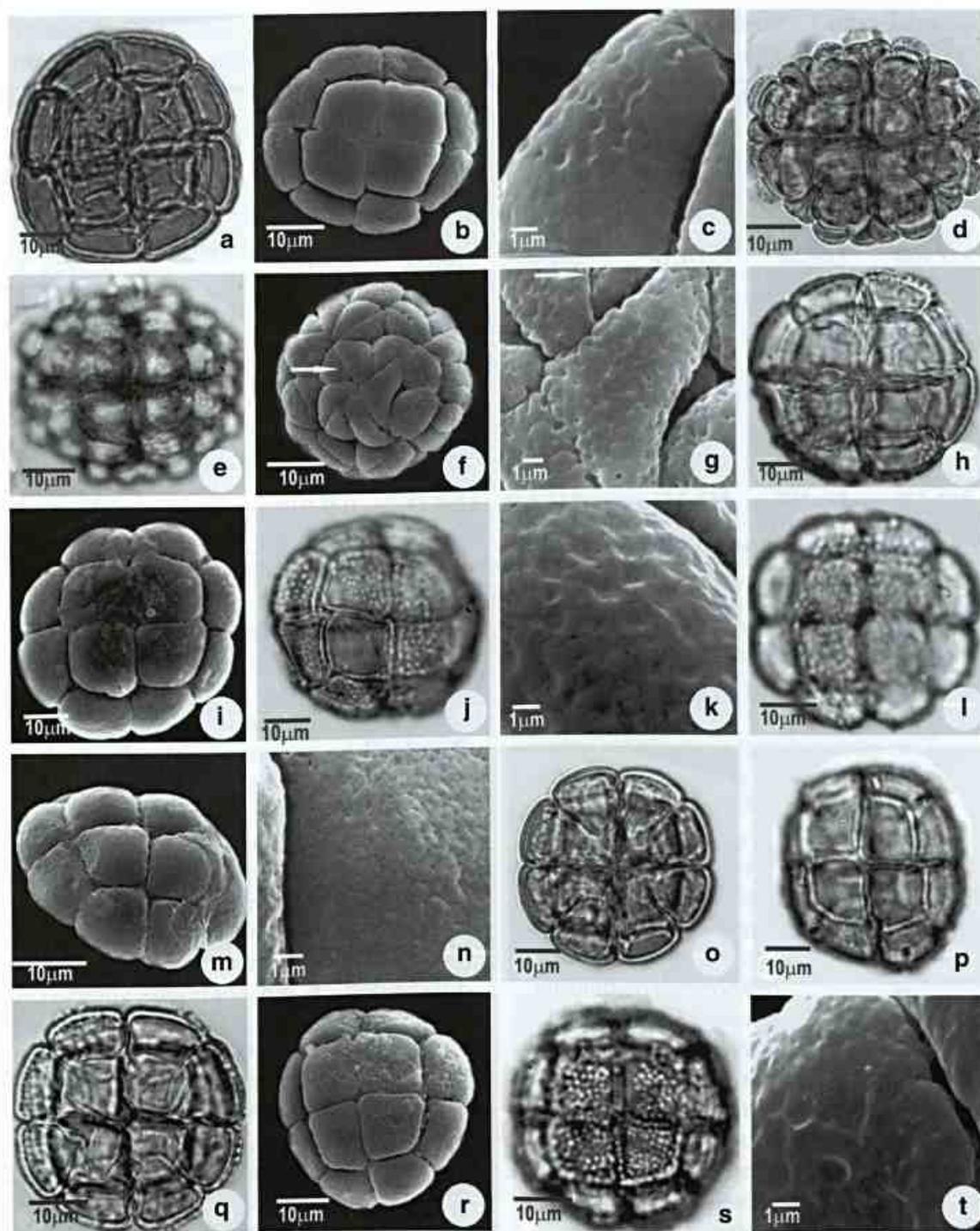


Figura 1 – Fotos e eletromicrografias de espécies de *Acacia*. a-c. *A. bahiensis* – vista geral: a. corte óptico; b. superfície; c. detalhe da superfície. d-g. *A. farnesiana* – vista geral: d. corte óptico; e, f. superfície (seta em f indica o sulco); g. detalhe da superfície (seta indica o sulco). h-k. *A. globosa* – vista geral: h. corte óptico; i-j. superfície; k. detalhe da superfície. l-n. *A. kallunkiae* – vista geral: l. corte óptico; m. vista lateral, superfície; n. detalhe da superfície. o-p. *A. langsdorffii* – vista geral: o. corte óptico; p. superfície. q-t. *A. martiusiana* – vista geral: q. corte óptico; r-s. superfície; t. detalhe da superfície.

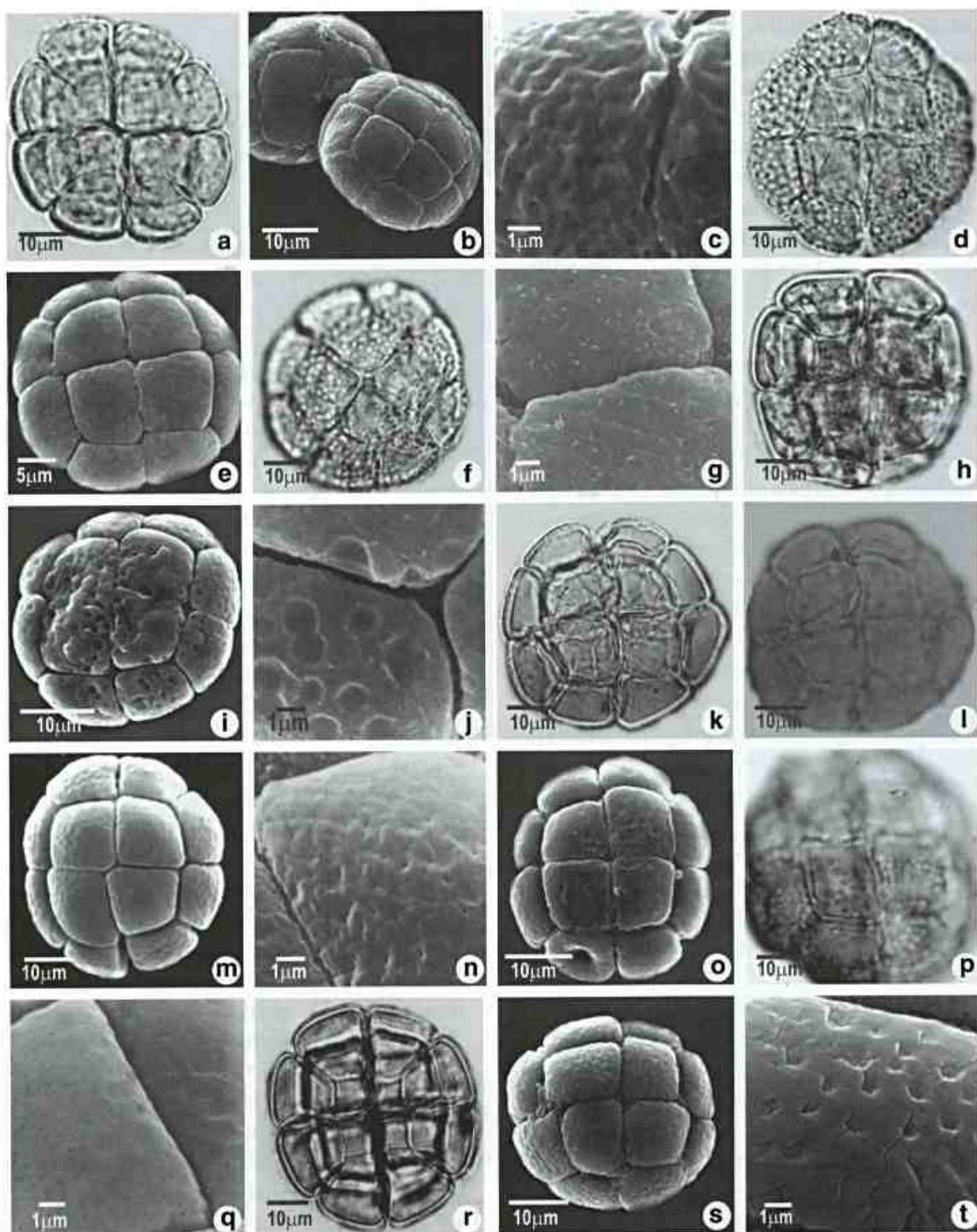


Figura 2 – Fotos e eletromicrografias de espécies de *Acacia*. a-c. *A. monacantha* – vista geral: a. corte óptico; b. superfície; c. detalhe da superfície. d-g. *A. piauiensis* – vista geral: d. corte óptico; e-f. superfície; g. detalhe da superfície. h-j. *A. polyphylla* – vista geral: h. corte óptico; i. superfície; j. detalhe da superfície. k-n. *A. riparia* – vista geral: k. corte óptico; l-m. superfície; n. detalhe da superfície. o-q. *A. tenuifolia* – vista geral: o-p. superfície; q. detalhe da superfície. r-t. *A. velutina* – vista geral: r. corte óptico; s. superfície; t. detalhe da superfície.

Tabela 1 – Diâmetros (em μm) das políades de espécies de *Acacia*. média \pm desvio padrão ($\bar{x} \pm s_x$) (n= 25). São fornecidos a amplitude dos dados e o intervalo de confiança (IC) a 95%.

| Espécies | Diâmetro 1 | | | Diâmetro 2 | | |
|------------------------|-------------------|-------------------|-----------|-------------------|-------------------|-----------|
| | Faixa de Variação | $\bar{x} \pm s_x$ | IC 95% | Faixa de Variação | $\bar{x} \pm s_x$ | IC 95% |
| <i>A. bahiensis</i> | 40,0-47,5 | 45,2 \pm 0,4 | 44,4-46,0 | 37,5-47,5 | 42,5 \pm 0,5 | 41,5-43,5 |
| <i>A. farnesiana</i> | 45,0-50,0 | 47,3 \pm 0,5 | 46,7-48,3 | 42,5-47,5 | 45,1 \pm 0,5 | 44,1-46,1 |
| <i>A. globosa</i> | 50,0-62,5 | 55,0 \pm 0,8 | 53,4-56,6 | 47,5-52,5 | 50,2 \pm 0,3 | 49,6-50,8 |
| <i>A. kallunkiae</i> | 37,5-42,5 | 40,2 \pm 0,4 | 39,4-41,0 | 35,0-42,5 | 39,1 \pm 0,5 | 38,1-40,1 |
| <i>A. langsdorffii</i> | 42,5-50,0 | 46,1 \pm 0,5 | 45,1-47,1 | 40,0-50,0 | 44,7 \pm 0,6 | 43,5-45,9 |
| <i>A. martiusiana</i> | 37,5-42,5 | 40,0 \pm 0,3 | 39,4-40,6 | 37,5-42,5 | 38,3 \pm 0,3 | 37,7-38,9 |
| <i>A. monacantha</i> | 42,5-47,5 | 45,0 \pm 0,5 | 44,0-46,0 | 40,0-47,5 | 44,9 \pm 0,4 | 44,1-45,7 |
| <i>A. piauiensis</i> | 42,5-47,5 | 45,0 \pm 0,2 | 44,6-45,4 | 40,0-45,0 | 42,0 \pm 0,4 | 41,2-42,8 |
| <i>A. polyphylla</i> | 37,5-40,0 | 39,0 \pm 0,2 | 38,6-39,4 | 37,5-40,0 | 38,3 \pm 0,2 | 37,9-38,7 |
| <i>A. riparia</i> | 52,5-60,0 | 58,0 \pm 0,5 | 57,0-59,0 | 50,0-57,5 | 53,0 \pm 0,5 | 52,0-54,0 |
| <i>A. tenuifolia</i> | 40,0-45,0 | 42,2 \pm 0,3 | 41,6-42,8 | 37,5-42,5 | 39,5 \pm 0,5 | 38,5-40,5 |
| <i>A. velutina</i> | 47,5-55,0 | 52,1 \pm 0,5 | 51,1-53,1 | 47,5-57,5 | 51,0 \pm 0,4 | 50,2-51,8 |

\bar{x} - média aritmética; s_x - desvio padrão da média; IC - intervalo de confiança

diferença talvez esteja relacionada com os recursos aqui utilizados para a observação (MEV).

Caccavari (1970) estudou os grãos de pólen de 19 táxons de *Acacieae* da Argentina e, dentre eles, três foram aqui analisados: *A. monacantha*, *A. polyphylla* e *A. velutina*. As diferenças encontradas nas descrições dessas espécies estão relacionadas ao número de aberturas (as políades podem ter de 4 a 6 poros localizados 4 nos vértices do equador, e 1 ou 2, no pólo proximal) e à ornamentação da sexina: reticulada em *A. monacantha*, lisa ou levemente ondulada em *A. polyphylla*. Caccavari (1970) descreveu a sexina de *A. velutina* var. *glabrescens* como sendo reticulada, não encontrada em *A. velutina*, analisada no presente trabalho.

Guinet (1981), ao analisar as características polínicas nas Mimosoideae, definiu que o teto é liso em *Acacia* subg. *Aculeiferum* ou reticulado (retículo suprategal) em *Acacia* subg. *Heterophyllum* (= *Phyllodineae*), mas nos dois subgêneros, a estrutura da exina é columelar. No presente estudo, os resultados são diferentes, pois as espécies de *Acacia* subg. *Aculeiferum* não apresentaram teto liso embora, o infrateto também seja columelar.

Guinet (1986) verificou que em *Acacia* subg. *Aculeiferum*, as políades possuíam de oito a 16 grãos de pólen, quantidade essa notavelmente menor do que a encontrada em outros subgêneros. Segundo o autor, em *Acacia* subg. *Aculeiferum*, a exina é lisa e falta um pseudocolpo bem diferenciado, diferente do que ocorre em *Acacia* subg. *Phyllodineae*, no qual a exina é frequentemente suprarreticulada. As espécies de *Acacia* subg. *Aculeiferum*, aqui analisadas, diferem dos resultados de Guinet (1986), pois não foi encontrado pseudocolpo.

Silvestre-Capelato & Melhem (1997) estudaram os grãos de pólen de duas espécies de *Acacia*: *A. grandistipula* Benth. e *A. paniculata* Willd. (atualmente, *A. tenuifolia*). Para as autoras, *A. tenuifolia* apresenta políades com exina escabrada. Os resultados, aqui encontrados para a espécie, diferem dos de Silvestre-Capelato & Melhem (1997), no que se refere à políade (calimada) e à ornamentação da exina (granulada em ML e regulada em MEV).

Caccavari & Dome (2000) analisaram os grãos de pólen de 36 táxons de *Acacia*, (nove aqui também analisadas), utilizando recursos de microscópio de luz e eletrônico de varredura

Tabela 2 – Diâmetros das políades de espécies de *Acacia*. Diâmetros (em μm) das políades, em vista lateral e dos grãos de pólen em vista frontal, de espécies de *Acacia*. Dados são média aritmética (n= 10). DM- diâmetro maior; Dm- diâmetro menor em vista lateral; D1 e D2- diâmetros em vista frontal.

| Espécies | DM | Dm | D1 | D2 |
|------------------------|------|------|------|------|
| <i>A. bahiensis</i> | 47,7 | 30,5 | 12,5 | 14,4 |
| <i>A. farnesiana</i> | 49,5 | 45,5 | — | — |
| <i>A. globosa</i> | — | — | — | — |
| <i>A. kallunkiae</i> | — | — | 10,0 | 12,5 |
| <i>A. langsdorffii</i> | 45,0 | 32,5 | 15,0 | 14,3 |
| <i>A. martiusiana</i> | 45,0 | 33,0 | 12,5 | 15,0 |
| <i>A. monacantha</i> | 43,0 | 36,3 | 12,0 | 12,5 |
| <i>A. piauhiensis</i> | 45,3 | 29,0 | 12,5 | 12,5 |
| <i>A. polyphylla</i> | 40,0 | 27,0 | 11,5 | 11,5 |
| <i>A. riparia</i> | — | — | — | — |
| <i>A. tenuifolia</i> | — | — | — | — |
| <i>A. velutina</i> | 53,6 | 40,0 | 15,7 | 17,4 |

e transmissão. Para estas autoras, as espécies se caracterizaram por apresentar políades com 16 grãos de pólen porados, com ornamentação lisa a levemente suprarreticulada ou supramicrorreticulada, com lumens circulares cujos diâmetros correspondem aos corpos de Ubisch; camada infratectal granular e camada basal ausente ou vestigial. Algumas espécies da seção *Monacantha*, segundo as autoras, possuem um subpseudocolpo facilmente discernível ou difuso. No presente estudo, não foram observados pseudocolpos, nem ornamentação do tipo descrito. Em uma única espécie foram observados sulcos (*A. farnesiana*) e não pseudosulcos; nas demais, foram descritos poros. Com relação ao tipo de ornamentação, registrou-se superfície granulada, rugulada ou com perfurações, mas em nenhuma das espécies foram observados retículos ou microrretículos. Talvez a diferença encontrada pelas autoras esteja relacionada à presença das marcas deixadas pelos orbículos.

Rico-Arce & Banks (2001) estudaram sete espécies de *Acacia* e, dentre elas, *A. velutina* descrita como possuindo, principalmente, políades com 16 grãos de pólen, porados, teto

Tabela 3 – Espessura (em mm) das camadas da exina dos grãos de pólen de espécies de *Acacia*. Dados são média aritmética (n= 10)

| Espécies | Exina | Sexina | Nexina |
|------------------------|-------|--------|--------|
| <i>A. bahiensis</i> | 3,8 | 2,5 | 1,3 |
| <i>A. farnesiana</i> | 2,0 | 1,0 | 1,0 |
| <i>A. globosa</i> | 1,5 | 1,0 | 0,5 |
| <i>A. kallunkiae</i> | 5,0 | 2,9 | 2,1 |
| <i>A. langsdorffii</i> | 4,6 | 2,3 | 2,3 |
| <i>A. martiusiana</i> | 2,0 | 1,0 | 1,0 |
| <i>A. monacantha</i> | 2,0 | 1,0 | 1,0 |
| <i>A. piauhiensis</i> | 2,0 | 1,0 | 1,0 |
| <i>A. polyphylla</i> | 2,0 | 1,0 | 1,0 |
| <i>A. riparia</i> | 2,0 | 1,0 | 1,0 |
| <i>A. tenuifolia</i> | 2,0 | 1,0 | 1,0 |
| <i>A. velutina</i> | 2,0 | 1,0 | 1,0 |

Tabela 4 – Diâmetro (em mm) das políades de espécies de *Acacia*. Dados são média aritmética (n= 10). D1 e D2 são diâmetros em vista frontal.

| Espécies | D1 x | D2 x |
|------------------------|---------|---------|
| <i>A. bahiensis</i> | | |
| Bocage 826 | 47,3 | 42,0 |
| Bocage 901 | 46,1 | 44,4 |
| Nunes 909 | 45,5 | 42,0 |
| <i>A. langsdorffii</i> | | |
| Empaire 530 | 42,5 | 42,5 |
| Nunes s.n. | 43,5 | 42,8 |
| Viana s.n. | 47,0 | 44,8 |
| <i>A. martiusiana</i> | | |
| Queiroz 6466 | 43,6 | 41,0 |
| Giulietti 1978 | 42,3 | 40,0 |
| <i>A. monacantha</i> | | |
| Bocage 881 | 39,0 | 38,0 |
| <i>A. piauhiensis</i> | | |
| Gomes et al.14 | 55,0 | 47,3 |
| <i>A. polyphylla</i> | | |
| Silva 297 | 40,5 | 38,5 |
| Bocage 882 | 38,8 | 38,3 |
| Bocage 914 | 39,8 | 38,0 |
| Bocage 485 | 39,5 | 39,0 |
| <i>A. tenuifolia</i> | | |
| Bocage 829 | 37,1 | 34,9 |
| Bocage 832 | 39,0 | 37,3 |
| Bocage 895 | 49,0 | 47,0 |
| <i>A. velutina</i> | | |
| Miranda 1375 | 54,6 | 51,7 |
| Curran 134 | 50,3 | 49,5 |

finamente rugulado ou fracamente crenulado. Com relação à *A. velutina*, os resultados do presente estudo são semelhantes aos encontrados por Rico-Arce & Banks (2001).

Silva (1990), estudando as espécies do gênero *Acacia*, ocorrentes na Amazônia brasileira, confeccionou uma chave polínica baseada no número de grãos de pólen e ornamentação da superfície. O autor caracterizou *A. farnesiana* como tendo políades com 32 grãos de pólen e *A. polyphylla* com 16 grãos de pólen e sexina psilada. Os resultados, aqui encontrados, diferem de Silva (1990) apenas no que se refere à ornamentação da última espécie. Moura *et al.* (2004) também analisaram a morfologia polínica de *Acacia polyphylla*, além de outras espécies de várzea e de igapó da Amazônia Central. Para os autores, a espécie foi descrita como possuindo políades médias, discoidais, calimadas, e exina psilada. Os estudos, aqui apresentados, diferem daqueles encontrados pelos autores, apenas no que se refere à ornamentação da exina (granulada em ML e rugulada em MEV).

Pode-se concluir que as espécies analisadas são um pouco semelhantes em suas características palinológicas, exceto *A. farnesiana* (única espécie do estudo, pertencente a *Acacia* subg. *Acacia*, que apresentou políades muito diferentes). No entanto, diferenças importantes podem ser consideradas tais como: tamanho das políades, ornamentação da sexina sob microscópio de luz e espessura da exina. Com base nos resultados, considera-se que o grupo possui certa homogeneidade polínica, sendo *A. farnesiana* a espécie morfopalinologicamente distinta, tanto pelo número de grãos de pólen, quanto pelo tipo de abertura.

AGRADECIMENTOS

Ao Laboratório de Ultraestrutura Celular, do Instituto de Biofísica da Universidade Federal do Rio de Janeiro (UFRJ), na pessoa da técnica de microscopia eletrônica de varredura, Nôemia Rodrigues Gonçalves. Ao CNPq pela bolsa concedida à primeira autora.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Andrade Lima, D. 1966. Vegetação. In: IBGE. Atlas Nacional do Brasil. Conselho Nacional de Geografia, Rio de Janeiro, 50p.
- Barroso, G. M.; Peixoto, A. L.; Ichaso, C. L. F.; Guimarães, E. F. & Costa, C. G. 1986. Sistemática de Angiospermas do Brasil. Impr. Univ. Viçosa, Viçosa, 377p.
- Barth, O. M. & Yoneshigue, Y. 1966. Catálogo sistemático dos pólenes das plantas arbóreas do Brasil Meridional VIII – Leguminosae (Mimosoideae). Memórias do Instituto Oswaldo Cruz 64: 79-123.
- _____ & Melhem, T. S. 1988. Glossário Ilustrado de Palinologia. Ed. Unicamp, Campinas.
- Caccavari, M. A. 1970. Granos de polen de Leguminosae de la Argentina I. Subfam. Mimosoideae; Tribu Acacieae. Darwiniana 16(1-2): 144-183.
- _____ & Dome, E. A. 2000. Subpseudocolpi in polyads of *Acacia*, subgenus *Aculeiferum*. Grana 39: 32-38.
- Carreira, L. M. M.; Lopes, J. R. C.; Silva, M. F. & Nascimento, L. A. S. 1996. Catálogo de pólen das leguminosae da Amazônia brasileira. Museu Paraense Emílio Goeldi, Coleção Adolpho Ducke, Belém, 137p.
- Coetsee, J. A. 1955. The morphology of *Acacia* pollen. South African Journal of Science 52: 23-27.
- Cookson, J. 1953. The Caenozoic occurrence of *Acacia* in Australia. Australian Journal of Botany 2: 52-59.
- Colinvaux, P.; De Oliveira, P. E. & Patino, J. E. M. 1999. Amazon pollen manual and atlas. Harwood Academic Publishers, The Netherlands, 332p.
- Egler, W. A. 1951. Contribuição ao estudo da caatinga pernambucana. Revista Brasileira de Geografia 3: 65-77.
- Erdtman, G. 1952. Pollen morphology and plant taxonomy – Angiosperms. Almqvist & Wiksel, Stockholm, 539p.
- Fernandes, A. G. & Bezerra, P. 1990. Estudo fitogeográfico do Brasil. Editora Styllus Comunicações, Fortaleza.

- Guinet, P. 1981. Mimosoideae: the characters of their pollen grains. In: Polhill, R. M. & Raven, P. H. (eds). *Advances in Legume Systematics. Part 2.* Royal Botanic Gardens, Kew. Pp. 835-857.
- _____. 1986. Geographic patterns of the main pollen characters in genus *Acacia* (Leguminosae), with particular reference to subgenus *Phyllodineae*. In: *Pollen and Spores: form and functions* (S. Blackmore and I. K. Ferguson, eds.). Academic Press, London. Pp. 297-311.
- Guinet, P. & Vassal, J. 1978. Hypotheses on the differentiation of the major groups in the genus *Acacia* (Leguminosae). *Kew Bulletin* 32: 509-527.
- Holmgren, P. K.; Holmgren, N. H. & Bainett, L. G. 1990. *Index Herbariorum. Part 1: The Herbaria of the world.* 8^a ed., New York Botanical Garden, New York.
- Maslin, B. R.; Miller, J. T. & Seigler, D. S. 2003. Overview of the generic status of *Acacia* (Leguminosae:Mimosoideae). *Australian Systematic Botany* 16: 1-18.
- Melhem, T. S.; Cruz-Barros, M. A. V.; Corrêa, A. M. S.; Makino-Watanabe, H.; Silvestre-Capelato & Esteves, V. L. G. 2003. Morfologia polínica em plantas de Campos do Jordão (São Paulo, Brasil). *Boletim do Instituto de Botânica* 16: 1-104.
- Moura, C. O.; Absy, M. L.; Santos, F. A. R. & Marques-Souza, A. C. 2004. Morfologia polínica de espécies de várzea e de igapó da Amazônia Central. *Acta Amazonica* 34(1): 15-19.
- Punt, W.; Blackmore, S.; Nilsson, S. & Thomas, A. 1999. Glossary of pollen and spore Terminology. <http://www.biol.ruu.nl/~palaeo/glossary/glos-int.htm>. (capturado em 1999).
- Rico-Arce, L. 2003. Geographical patterns in neotropical *Acacia* (Leguminosae: Mimosoideae). *Australian Systematics Botany* 16: 41-48.
- _____. & Banks, H. 2001. A preliminary survey of pollen and other morphological characters in neotropical *Acacia* subgenus *Aculeiferum* (Leguminosae: Mimosoideae). *Botanical Journal of the Linnean Society* 135: 263-270.
- Robbertse, P. J. 1974. A scanning electron microscopic investigation of the pollen of south African *Acacia* species. *Journal South African Botanic* 40: 91-99.
- Rodal, M. J. N.; Sampaio, E. V. S. B. & Figueiredo, M. A. 1992. *Manual sobre métodos de estudo florístico e fitossociológico: ecossistema caatinga.* Sociedade Botânica do Brasil, São Paulo, 24p.
- Roubik, D. W. & Moreno, J. E. P. 1991. Pollen and spores of Barro Colorado Island. *Missouri Botanical Garden, St. Louis*, 258p.
- Salgado-Labouriau, M.L. 1973. Contribuição à palinologia dos cerrados. *Academia Brasileira de Ciências, Rio de Janeiro*, 291p.
- Silva, A. S. L. 1990. Taxonomia das espécies do gênero *Acacia* Mill. ocorrentes na Amazônia brasileira. *Boletim Museu Paranaense Emílio Goeldi* 6(2): 152-226.
- Silvestre-Capelato, M. S. F. & Melhem, T. S. 1997. Flora polínica da Reserva do Parque Estadual das Fontes do Ipiranga (São Paulo, Brasil). *Família: 81 – Leguminosae. Hoehnea* 24(1): 115-163.
- Souza, M. J. N.; Martins, M. L. R.; Soares, Z. M. L.; Freitas-Filho, M. R.; Pinheiro, F. S. A.; Sampaio, M. A. B.; Carvalho, G. M. B. S.; Soares, A. M. L.; Gomes, E. C. B. & Silva, R. A. 1993. Redimensionamento da região do semi-árido do Nordeste do Brasil. In: *Conferência Nacional e Seminário Latino-Americano de Desertificação.* Fundação Esquel do Brasil, Fortaleza, 25p.
- Vassal, J. 1972. Apport des recherches ontogeniques et seminologiques a l'étude morphologique, taxonomique et phylogénique du genre *Acacia*. *Bulletin de la société d'Histoire Naturelle de Toulouse* 108: 105-247.
- Wodehouse, R. P. 1935. *Pollen grains.* MacGraw-Hill Book Co., New York, 574p.

CHECKLIST DA FLORA DE MIRANDIBA, PERNAMBUCO: LEGUMINOSAE¹

Elisabeth Córdula^{2,4}, Luciano Paganucci de Queiroz³ & Marcus Alves²

RESUMO

(Checklist da Flora de Mirandiba, Pernambuco: Leguminosae) A família Leguminosae é a mais representativa da caatinga, compreendendo cerca de um terço da riqueza de espécies catalogadas. Devido à importância das Leguminosae no bioma, foi realizado um inventário florístico no município de Mirandiba-PE, área considerada prioritária para investigação científica devido à carência de informação sobre a flora e a fauna. A coleta de material botânico foi realizada entre março de 2006 e janeiro de 2008. Foram registradas 81 espécies distribuídas em 42 gêneros representando cerca de 25 % das leguminosas já citadas para o bioma. Destas, 17 são endêmicas da caatinga, representando 25% do total de espécies amostradas. A subfamília Caesalpinioideae contribuiu com 22 espécies distribuídas em sete gêneros, Mimosoideae com 23 espécies distribuídas em 13 gêneros e Papilionoideae com 36 espécies distribuídas em 22 gêneros. Os gêneros mais representativos foram *Senna* (8 spp.), *Mimosa* (7 spp.), *Chamaecrista* (6 spp.), *Macroptilium* (4 spp.), *Aeschynomene*, *Caesalpinia*, *Centrosema*, *Senegalia* e *Zornia* (3 spp. cada), *Bauhinia*, *Chloroleucon*, *Crotalaria*, *Desmodium*, *Dioclea*, *Indigofera*, *Piptadenia* e *Stylosanthes* (2 spp. cada), e os demais com uma espécie cada.

Palavras-chave: diversidade, caatinga, endemismo.

ABSTRACT

(Checklist of the Flora of Mirandiba: Leguminosae) The Family Leguminosae is the most representative of the caatinga, comprising about a third of the total number of species detected for that biome. Due to the importance of Leguminosae in caatinga, a floristic inventory was accomplished in the municipal district of Mirandiba-PE, a priority area for scientific investigation due to the lack of information on the flora and the fauna. Field trips were accomplished from March 2006 to January 2008 for collecting botanical material. Eighty one species distributed in 42 genera were registered, comprising about 25% of the Leguminosae already registered for the biome. Seventeen of them are endemic to the caatinga, representing 25% of the total sampled species. The subfamily Caesalpinioideae is represented by 22 species distributed in 7 genera, Mimosoideae by 23 species distributed in 13 genera and Papilionoideae by 36 species distributed in 22 genera. The most representative genera were *Senna* (8 spp.), *Mimosa* (7 spp.), *Chamaecrista* (6 spp.), *Macroptilium* (4 spp.), *Aeschynomene*, *Caesalpinia*, *Centrosema*, *Senegalia* and *Zornia* (3 spp.), *Bauhinia*, *Chloroleucon*, *Crotalaria*, *Desmodium*, *Dioclea*, *Indigofera*, *Piptadenia* and *Stylosanthes* (2 spp.), the other ones with one species each.

Key words: diversity, caatinga, endemism.

INTRODUÇÃO

A caatinga é a vegetação predominante no Nordeste do Brasil (Prado 2003), o clima é semi-árido (BShw', segundo Köppen) com um alto potencial de evapotranspiração (1500–2000 mm/ano) e precipitação escassa (300–1000 mm/ano) normalmente concentrado de 3–5 meses (Sampaio 1995). Os solos podem ser litólicos, podzólicos vermelho-

amarelos rasos ou brunos não-cálcicos, provenientes de embasamento cristalino, ou arenoquartzosos muito profundos e fortemente drenados provenientes de bacias sedimentares (Beltrão & Lamour 1985).

De acordo com MMA (2002), a caatinga apresenta uma heterogeneidade marcante com várias fisionomias o que faz dela um ambiente de extrema importância biológica.

Artigo recebido em 02/2008. Aceito para publicação em 05/2008.

¹Parte da dissertação de mestrado da primeira autora no PPGBV – UFPE

²Laboratório de Morfo-Taxonomia Vegetal, Departamento de Botânica, UFPE, Av. Prof. Moraes Rego, s/n, 50670-901, Recife, PE, Brasil.

³Universidade Estadual de Feira de Santana, Departamento de Ciências Biológicas, km 03, BR 116, 44031-460, Feira de Santana, BA, Brasil.

⁴Autor para correspondência: ecordula@yahoo.com.br

A vegetação pode ser caracterizada como uma floresta baixa composta principalmente por árvores pequenas e arbustos. Frequentemente, os caules retorcidos, além da presença de espinhos e microfilia, sendo decíduos na estação seca. Plantas suculentas da família Cactaceae são comuns e a camada herbácea é efêmera, só estando presente durante a estação chuvosa. Ao contrário do postulado, a caatinga apresenta uma alta taxa de diversidade e endemismo, fazendo-se necessário um melhor conhecimento de sua flora para possíveis medidas de conservação de suas áreas (Prado 2003). Este é o bioma menos estudado entre as regiões fitogeográficas brasileiras e o menos protegido pelas unidades de conservação e proteção integral (Leal *et al.* 2003).

A família Leguminosae é de grande relevância para a caracterização fisionômica dos diversos ambientes no domínio das caatingas. Estudos recentes enfatizam a distinção da flora de Leguminosae em diferentes tipos de sedimento (Queiroz 2006; Cardoso & Queiroz 2007), abrindo caminho para uma nova visão em termos de florística e estimulando estudos de análise de similaridade. Na caatinga, estão catalogados até o momento 77 gêneros e cerca de 300 espécies, representando aproximadamente um terço da vegetação (Queiroz 2006) e diversos representantes possuem grande potencial econômico como recurso forrageiro durante a seca, por ser o principal componente da diversidade vegetal do ambiente (Queiroz 1999).

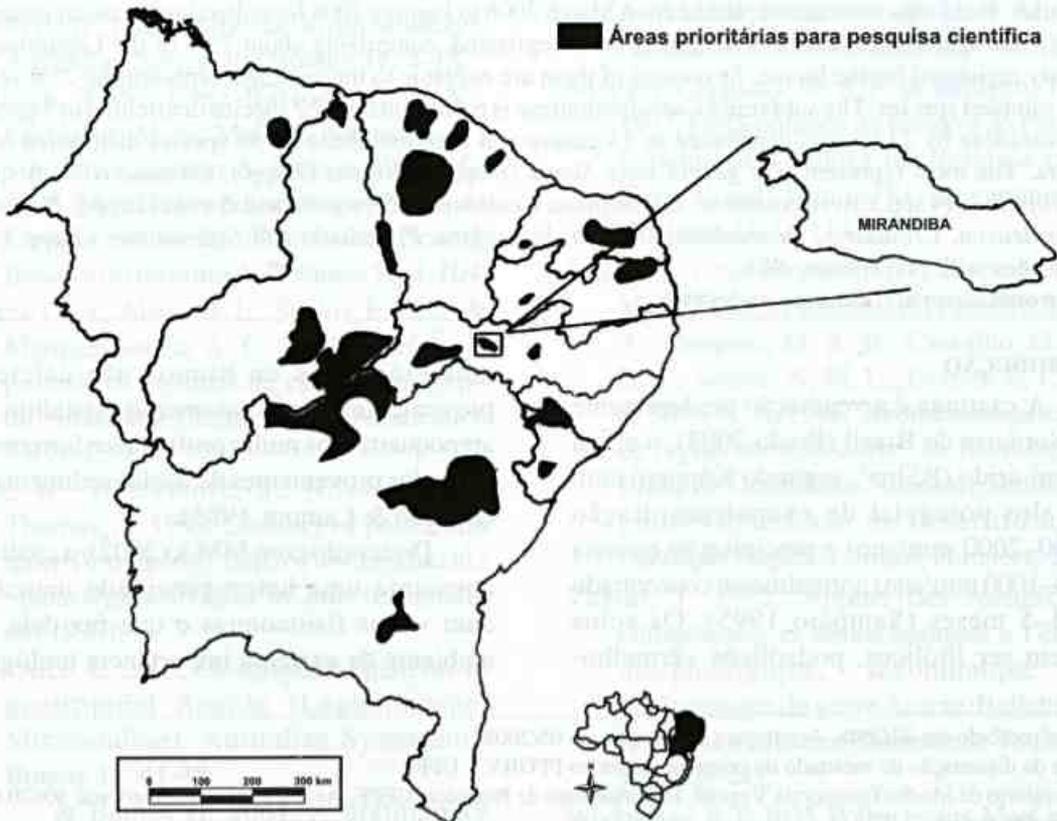


Figura 1 – Mapa da Região Nordeste do Brasil destacando as áreas prioritárias para a pesquisa científica e o Município de Mirandiba – PE. Fonte: MMA 2002.

Neste sentido, realizou-se o levantamento das Leguminosae ocorrentes em Mirandiba, com o intuito de contribuir para o conhecimento da flora local.

MATERIAL E MÉTODOS

O município de Mirandiba foi considerada pelo MMA (2002) como prioritária para investigação científica devido à carência de informação sobre a flora e a fauna. Situa-se na mesorregião do Sertão Pernambucano, próximo ao limite norte da ecorregião da Depressão Sertaneja Meridional (Fig. 1). Ocupa uma área de 809 km², altitude média de 550 m e coordenada central 08°13'S e 38°43'W. O clima da região é BShw' segundo Köppen, com chuvas concentradas de dezembro a março, com temperatura média anual de 25,2°C (ITEP).

Foram realizadas coletas de material botânico buscando percorrer a maior área possível entre março de 2006 e janeiro de 2008, além de levantamento nos herbários de referência para a caatinga (HUEFS, IPA, JPB, PEUFR e UFP). Todas as amostras, com exceção de EH 865 (IPA) e EH 783 (PEUFR), foram tombadas ao acervo do herbário da Universidade Federal de Pernambuco, com duplicatas no HUEFS, IPA, JPB, K, NY e RB (acrônimos de acordo com Holmgren & Holgren 1998).

Adotou-se a classificação de Leguminosae em subfamílias proposta por Lewis *et al.* (2005).

RESULTADOS E DISCUSSÃO

O estudo da composição florística em Mirandiba resultou em 81 espécies de Leguminosae distribuídas em 42 gêneros (Tab. 1). Isto representa cerca de 20% dos táxons citados para a caatinga e cerca de 40% das espécies indicadas para a Depressão Sertaneja Meridional, onde o Município se insere (Queiroz 2006). Das 81 espécies amostradas, 17 são endêmicas da caatinga, representando 25% do total.

Caesalpinioideae está representada em Mirandiba por 22 espécies distribuídas em sete gêneros. *Senna* é o mais bem representado com oito espécies, seguido de *Chamaecrista* (6 spp.), *Caesalpinia* (3 spp.), *Bauhinia* (2 spp.) e os demais com uma espécie cada. Apenas quatro espécies haviam sido até então coletadas na área, *Chamaecrista acosmifolia*, *Senna macranthera*, *S. spectabilis* e *Caesalpinia bracteosa*. Mimosoideae está representada em Mirandiba por 23 espécies distribuídas em 13 gêneros. *Mimosa* é o gênero melhor representado (7 spp.), seguido por *Senegalia* (3 spp.), *Chloroleucon* e *Piptadenia* (2 spp. cada). Os demais gêneros estão representados por apenas uma espécie. Não havia registros conhecidos de Mimosoideae para a área de estudo. A subfamília Papilionoideae está representada em Mirandiba por 36 espécies distribuídas em 22 gêneros. O gênero *Macroptilium* é o mais bem representado com quatro espécies, seguido de *Aeschynomene*, *Centrosema* e *Zornia* com três espécies cada, *Crotalaria*, *Desmodium*, *Dioclea*, *Indigofera* e *Stylosanthes* com duas espécies e os demais com uma espécie cada. Apenas três espécies haviam sido coletadas ou citadas na área anteriormente, *Arachis dardani* (Krapovickas & Gregory 1994), *Macroptilium martii* e *Tephrosia purpurea* subsp. *purpurea*, coletadas em áreas antropizadas ao longo de estradas.

Chamaecrista pilosa var. *luxurians* e *Desmodium procumbens* constituem o primeiro registro para a caatinga, assim como *Neptunia plena* é o primeiro registro para a caatinga de Pernambuco. *Chamaecrista acosmifolia* var. *acosmifolia*, *Chamaecrista duckeana*, *Senegalia riparia*, *Galactia striata*, *Indigofera microcarpa* e *Tephrosia purpurea* subsp. *purpurea* são novas ocorrências para o estado de Pernambuco. Tendo em vista o grande número de espécies endêmicas da caatinga e o registro de uma espécie na lista de espécies ameaçadas de extinção (*Amburana cearensis*), acreditamos que esta seja uma área de extrema importância para a conservação da caatinga.

Tabela 1 – Lista das espécies de Leguminosae de Mirandiba. (Sigla para os coletores: EC = E. Córdula et al.; CL = C. Lourenço et al.; KP = K. Pinheiro et al.; JS = J. Silva et al.; EH = E. P. Heringer). * Espécies endêmicas da caatinga (Queiroz 2006; Cardoso & Queiroz 2007).

| Táxons | Hábito | Voucher |
|---|------------|---------|
| <i>Aeschynomene evenia</i> Wright var. <i>evenia</i> | Erva | EC 70 |
| <i>Aeschynomene mollicula</i> Kunth | Erva | EC 259 |
| <i>Aeschynomene viscidula</i> Michx. | Erva | EC 32 |
| <i>Amburana cearensis</i> (Allemão) A.C.Sm. | Árvore | EC 198 |
| <i>Anadenanthera colubrina</i> (Vell.) Brenan | Árvore | EC 15 |
| <i>Arachis dardani</i> Krapovickas & W.C. Gregory * | Erva | EH 865 |
| <i>Bauhinia acuruana</i> Moric. | Arbusto | EC 44 |
| <i>Bauhinia cheilantha</i> (Bong.) Steud. | Arbusto | EC 08 |
| <i>Caesalpinia bracteosa</i> Tul. | Árvore | EC 77 |
| <i>Caesalpinia ferrea</i> Mart. ex Tul. var. <i>ferrea</i> * | Árvore | EC 10 |
| <i>Caesalpinia gardneriana</i> Benth. * | Árvore | EC 253 |
| <i>Calliandra depauperata</i> Benth. * | Arbusto | EC 89 |
| <i>Canavalia brasiliensis</i> Mart. ex Benth. | Liana | EC 59 |
| <i>Centrosema pascuorum</i> Mart. ex Benth. | Erva | CL 264 |
| <i>Centrosema rotundifolium</i> Mart. ex Benth. | Subarbusto | EC 362 |
| <i>Centrosema virginianum</i> (L.) Benth. | Trepadeira | EC 69 |
| <i>Chaetocalyx scandens</i> var. <i>pubescens</i> (DC.) Rudd | Trepadeira | EC 274 |
| <i>Chamaecrista acosmifolia</i> (Mart. ex Benth.) H.S.Irwin & Barneby var. <i>acosmifolia</i> | Arbusto | EH 783 |
| <i>Chamaecrista amisciella</i> (H.S.Irwin & Barneby) H.S.Irwin & Barneby * | Erva | EC 250 |
| <i>Chamaecrista calycioides</i> (Coll.) Greene var. <i>calycioides</i> | Erva | EC 28 |
| <i>Chamaecrista duckeana</i> (P. Bezerra & A. Fern.) H.S.Irwin & Barneby * | Erva | EC 233 |
| <i>Chamaecrista pilosa</i> var. <i>luxurians</i> (Benth.) H.S.Irwin & Barneby | Erva | EC 55 |
| <i>Chamaecrista rotundifolia</i> (Pers.) Greene var. <i>rotundifolia</i> | Erva | EC 33 |
| <i>Chloroleucon dumosum</i> (Benth.) G.P. Lewis | Árvore | KP 249 |
| <i>Chloroleucon foliolosum</i> (Benth.) G.P. Lewis | Árvore | EC 187 |
| <i>Crotalaria bahiaensis</i> Windler & S.Skinner | Arbusto | EC 258 |
| <i>Crotalaria incana</i> L. | Arbusto | EC 54 |
| <i>Desmanthus pernambucanus</i> (L.) Thell. | Arbusto | EC 56 |
| <i>Desmodium glabrum</i> (Mill.) DC. | Arbusto | EC 292 |
| <i>Desmodium procumbens</i> (Mill.) Hitchc. | Erva | EC 66 |
| <i>Dioclea grandiflora</i> Mart. ex Benth.* | Liana | EC 23 |
| <i>Dioclea violacea</i> Mart. ex Benth. | Liana | EC 85 |
| <i>Enterolobium contortisiliquium</i> (Vell.) Morong. | Árvore | EC 178 |
| <i>Erythrina velutina</i> Willd. | Árvore | EC 199 |
| <i>Galactia striata</i> (Jacq.) Urban | Trepadeira | EC 67 |
| <i>Hymenaea courbaril</i> L. | Árvore | EC 345 |
| <i>Indigofera microcarpa</i> Desv. | Erva | EC 231 |
| <i>Indigofera suffruticosa</i> Mill. | Arbusto | EC 17 |
| <i>Inga vera</i> Willd. | Árvore | EC 340 |

| Táxons | Hábito | Voucher |
|--|------------|---------|
| <i>Lonchocarpus araripensis</i> Benth.* | Árvore | EC 205 |
| <i>Luetzelburgia auriculata</i> (Allemão) Ducke* | Árvore | EC 176 |
| <i>Macroptilium bracteatum</i> (Nees & Mart.) Maréchal & Baudet | Trepadeira | EC 68 |
| <i>Macroptilium gracile</i> (Poepp. ex Benth.) Urban | Erva | EC 227 |
| <i>Macroptilium lathyroides</i> (L.) Urban | Erva | EC 39 |
| <i>Macroptilium martii</i> (Benth.) Maréchal & Baudet | Trepadeira | EC 60 |
| <i>Mimosa arenosa</i> (Willd.) Poir. | Arbusto | EC 29 |
| <i>Mimosa invisiva</i> Mart. ex Colla. | Subarbusto | EC 83 |
| <i>Mimosa modesta</i> var. <i>ursinoides</i> (Harms) Barneby | Erva | EC 360 |
| <i>Mimosa ophthalmocentra</i> Mart. ex Benth.* | Arbusto | JS 193 |
| <i>Mimosa quadrivalvis</i> var. <i>leptocarpa</i> (DC.) Barneby | Subarbusto | EC 57 |
| <i>Mimosa sensitiva</i> L. | Subarbusto | EC 266 |
| <i>Mimosa tenuiflora</i> (Willd.) Poir. | Arbusto | EC 87 |
| <i>Neptunia plena</i> (L.) Benth. | Arbusto | EC 288 |
| <i>Parapiptadenia zehntneri</i> (Harms) M.P.Lima & H.C.Lima* | Árvore | EC 203 |
| <i>Parkinsonia aculeata</i> L. | Arbusto | EC 90 |
| <i>Piptadenia stipulacea</i> (Benth.) Ducke* | Arbusto | EC 257 |
| <i>Piptadenia viridiflora</i> (Kunth.) Benth. | Arbusto | EC 330 |
| <i>Pithecellobium diversifolium</i> Benth.* | Árvore | EC 196 |
| <i>Pityrocarpa moniliformis</i> (Benth.) Luckow & Jobson | Árvore | EC 24 |
| <i>Poeppigia procera</i> Presl. | Árvore | EC 25 |
| <i>Rhynchosia minima</i> (L.) DC. | Trepadeira | EC 36 |
| <i>Senegalia piauihiensis</i> (Benth.) A.Bocage & L.P.Queiroz* | Arbusto | EC 43 |
| <i>Senegalia polyphylla</i> (DC) Britton & Rose | Árvore | EC 355 |
| <i>Senegalia riparia</i> (Kunth.) Britton & Rose ex Britton & Killip | Arbusto | EC 190 |
| <i>Senna alata</i> (L.) Roxb. | Arbusto | EC 65 |
| <i>Senna macranthera</i> var. <i>pudibunda</i> (Benth.) H.S.Irwin & Barneby* | Arbusto | EC 307 |
| <i>Senna obtusifolia</i> (L.) H.S.Irwin & Barneby | Erva | EC 222 |
| <i>Senna occidentalis</i> (L.) Link | Arbusto | EC 280 |
| <i>Senna spectabilis</i> var. <i>excelsa</i> (Schrad.) H. S. Irwin & Barneby | Árvore | EC 46 |
| <i>Senna splendida</i> var. <i>gloriosa</i> H.S.Irwin & Barneby | Arbusto | EC 270 |
| <i>Senna trachypus</i> (Benth.) H.S.Irwin & Barneby * | Arbusto | EC 81 |
| <i>Senna uniflora</i> (Mill.) H.S.Irwin & Barneby | Erva | EC 05 |
| <i>Sesbania exasperata</i> Kunth | Arbusto | EC 291 |
| <i>Stylosantes scabra</i> Vogel | Erva | EC 246 |
| <i>Stylosanthes viscosa</i> Swartz | Erva | EC 47 |
| <i>Tephrosia purpurea</i> (L.) Pers. subsp. <i>purpurea</i> | Arbusto | EC 37 |
| <i>Trischidium molle</i> (Benth.) H.E.Ireland * | Arbusto | EC 48 |
| <i>Vigna peduncularis</i> (Kunth.) Fawc. & Rendle | Trepadeira | EC 309 |
| <i>Zornia brasiliensis</i> Vogel | Erva | EC 304 |
| <i>Zornia myriadena</i> Benth. | Erva | EC 247 |
| <i>Zornia sericea</i> Moric. | Erva | EC 31 |

AGRADECIMENTOS

Os autores agradecem a equipe do Laboratório de Morfotaxonomia Vegetal da UFPE pela ajuda nas coletas, a CAPES pela bolsa de Mestrado concedida à primeira autora e ao PPGBV/UFPE e à Fundação O Boticário de Proteção à Natureza pelo financiamento das viagens de campo.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Beltrão, V. A. & Lamour, C. 1985. Uso atual e potencial dos solos do Nordeste. Projeto Nordeste 6, SUDENE. Recife.
- Cardoso, D. B. O. S. & Queiroz, L. P. 2007. Diversidade de Leguminosae nas caatingas de Tucano, BA: implicações para a fitogeografia do semi-árido do Nordeste do Brasil. *Rodriguésia* 58(2): 379-371.
- IITEP – Instituto de Tecnologia de Pernambuco [On line]. Homepage: <http://www.itep.br/LAMEPE.asp> Acessado em: 23/04/2006.
- Krapovickas, A. & Gregory, W. C. 1994. Taxonomia del género *Arachis* (Leguminosae). *Bonplandia* 8: 1-186.
- Leal, I. R.; Tabarelli, M. & Silva, J. M. C. 2003. Ecologia e conservação da caatinga. Ed. Universitária da UFPE, Recife, 804p.
- Lewis, G. P., Schrire, B.; Mackinder, B. & Lock, M. 2005. Legumes of the world. Royal Botanic Gardens, Kew.
- MMA. 2002. Avaliação e ações prioritárias para a conservação da biodiversidade da caatinga. UFPE/Fade/Conservation Internacional do Brasil/Fundação Biodiversitas, Brasília.
- Prado, D. E. 2003. As caatingas da América do Sul. In: Leal, I. R.; Tabarelli, M. & Silva, J. M. C. (eds.). Ecologia e conservação da caatinga. Ed. Universitária da UFPE, Recife. Pp. 3-73.
- Queiroz, L. P. 1999. Leguminosas de caatinga, espécies com potencial forrageiro. In: Araújo, F. D.; Prendergast, H. D. V. & Mayo, S. J. (eds.). Plantas do Nordeste. Anais do I Workshop Geral. Royal Botanic Gardens, Kew.
- Queiroz, L. P. 2006. The Brazilian caatinga: Phytogeographical patterns inferred from distribution data of the Leguminosae. In: Pennington, R. T.; Lewis, G. P. & Ratter, J. A. (eds.). Neotropical caatingas and dry forests: Plant diversity, biogeography, and conservation. Taylor & Francis Crc-Press, Boca Raton.
- Sampaio, E. V. S. B. 1995. Overview of the brazilian caatinga. In: Bullock, S. H.; Mooney, H. A. & Medina, E. (eds.). Seasonally dry tropical forests. Cambridge University Press, Cambridge.

NOTA TÉCNICA:

REVISÃO DOS LIMITES DO JARDIM BOTÂNICO DO RIO DE JANEIRO, BRASIL

Vicente Moreira Conti^{1,2}, Shoji Iwamoto¹,
Thaís Moreira Hidalgo de Almeida¹ & Tânia Sampaio Pereira¹

Fundado em 1808 e transformado em autarquia federal através da Lei nº 10.316, de 6 de dezembro de 2001, o Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro (JBRJ) é composto por duas áreas de conservação, sendo uma *ex-situ* e outra *in-situ*.

Historicamente sua área total vem sendo tratada como sendo de 137 ha, dos quais 54 ha definidos como Arboreto. No entanto, parte deste espaço abriga uma área florestada e não de cultivo propriamente dito (Fig. 1).

Dentro da área do JBRJ também são encontrados espaços irregularmente ocupados e oficialmente cedidos que se somam às áreas ocupadas pela Instituição, não havendo, contudo, conhecimento sobre o tamanho e a proporção destas áreas como um todo. Já em 1985, a perda de sua área com ocupações irregulares, e a degradação desse espaço natural de grande importância ambiental e histórica foi alertada (JBRJ 1985a), ressaltando ainda que essa ocupação conflita com os objetivos da Instituição, ameaçando a sua integridade física e equilíbrio natural (Fig. 2).

Outro trabalho realizado pela Instituição sobre a questão fundiária demonstra o problema em questão, ao citar inúmeros grupos de trabalho e comissões internas formadas visando à definição para essas ocupações (JBRJ 1999).

A revisão dos limites da Instituição e a definição de sua efetiva ocupação são necessárias, como evidenciado por Conti (2004) em seu trabalho sobre a gestão da área de conservação *in-situ* do JBRJ.

Assim, o presente trabalho apresenta um quadro atual e revisto das diversas áreas do

JBRJ, bem como das ocupações legais e não legais, servindo como um instrumento gerencial para a Instituição.

O JBRJ situa-se entre os paralelos de 22°57' e 22°59' S e os meridianos de 43°13' e 43°15' W, com sua maior parte localizada no bairro do Jardim Botânico e outra menor no bairro da Gávea. Faz limite ao norte com a rua Pacheco Leão, a sudeste com a rua Jardim Botânico, ao sul com a rua Major Rubens Vaz, a sudoeste com propriedades particulares da Gávea e com o Parque da Cidade e a oeste e noroeste com o Parque Nacional da Tijuca – PARNA/TIJUCA, na localidade do Horto Florestal (Delfim & Quintão 1980).

A área de conservação *ex-situ* ou Arboreto abriga a coleção viva. A área de conservação *in-situ* é composta por mata secundária oriunda de reflorestamento (ação promovida pelo Major Archer, no Maciço da Tijuca, com início em 4 de janeiro de 1862 e durou 13 anos) e de mata regenerada, na época do Brasil Império (Conti 2004).

Apesar do major Archer não ter conhecimento de noções de silvicultura, este seu grandioso trabalho se reveste de importância, por ser ímpar no Brasil, e talvez o primeiro na América do Sul, a ser feito com diferentes espécies, configurando o mais belo exemplo, único na época para uma área recuperada pelo reflorestamento artificial em sua heterogeneidade, apesar de todos os percalços a que se submeteu desde a falta de maior mão-de-obra a recursos outros, inclusive financeiros.

Apesar de ser formado por 'matas secundárias', a ocorrência de espécies raras,

¹Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro, Rua Pacheco Leão 915, 22460-030, Rio de Janeiro, RJ, Brasil.

²Autor para correspondência: vconti@jbrj.gov.br.

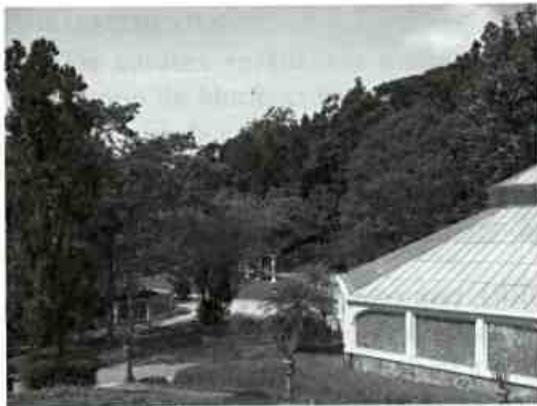


Figura 1 – Área de conservação *ex situ*, representada pelo Arboreto e Orquidário, e a área de conservação *in situ*, com a floresta atlântica (foto: Thaís Almeida).



Figura 2 – Construção irregular na área de reserva florestal do Jardim Botânico do Rio de Janeiro (foto: Paulo Mattos).

endêmicas ou ameaçadas de extinção, confere a esta área do Maciço da Tijuca, como um todo, um ‘status’ particularizado (Zaú 1994).

Foram analisadas diversas publicações que tratam sobre os limites do JBRJ, assim como os mapas inclusos nas mesmas. Os principais trabalhos institucionais pesquisados foram: ‘Programa de recuperação das áreas degradadas do Jardim Botânico do Rio de Janeiro’; ‘Levantamento e demarcação das áreas do Horto Florestal e Jardim Botânico do Rio de Janeiro’; ‘Relatório do Grupo de Trabalho sobre o Cercamento do JBRJ’;

‘Relatório do Grupo de Trabalho que objetivava apresentar propostas de delimitação da área física do Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro’ e ‘Relatório Técnico de Execução’ que objetivava criar o memorial descritivo e planta do perímetro geral e áreas desmembradas do JBRJ, elaborado pela empresa ‘EST – Estudos Topográficos Ltda’ (JBRJ 1985a, 1985b, 1993, 2004 e 2005, respectivamente).

O recente trabalho realizado pela empresa EST foi definido como referência para o estudo, por ser o mais atual e para o qual foram utilizados os meios mais confiáveis.

A EST realizou inspeções e medições em campo, e utilizou como base cartográfica a planta aerofotogramétrica cadastral do Município do Rio de Janeiro, executada pelo Instituto Municipal de Urbanismo Pereira Passos – IPP, órgão vinculado a Prefeitura da Cidade do Rio de Janeiro, atualizada em 1997, disponível em folhas na escala 1/2000 e também em meio digital.

Como cita o relatório da EST, trata-se de uma base georeferenciada no sistema de projeção UTM, que apresenta na região, fator de escala muito próximo da unidade, favorecendo desta forma, sua utilização como base topográfica. A definição do traçado e dimensões do perímetro geral do JBRJ foram realizadas tendo como referência o levantamento topográfico do mesmo, além do memorial descritivo existente (JBRJ 1985b).

O referido traçado e as dimensões do perímetro geral do JBRJ, descritos no levantamento acima citado, foram então compatibilizados com a base cartográfica do IPP através da utilização de softwares gráficos e AutoCAD®, o que gerou o mapa da área do JBRJ (Fig. 3).

A análise realizada permite concluir que há diferenças entre as dimensões historicamente conhecidas e as de fato existentes na área do JBRJ. Assim, a área total anteriormente considerada como sendo de 137 ha, apresenta na realidade 143,98 ha.



Figura 3 – Mapa do Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro – JBRJ. Escala: 1:7.400.

Diferenças também foram encontradas nas áreas ocupadas pelo Arboreto e mata secundária, como mostra a Tabela 1. Além disto, este estudo permitiu a definição da dimensão de outros espaços ocupados com construções próprias da Instituição.

Áreas cedidas a outros órgãos por instrumentos legais também foram mensuradas e totalizam 4,5232 ha (Tab.2). Da mesma

forma, áreas ocupadas irregularmente com edificações, além de estradas e áreas gramadas no entorno, foram medidas e totalizam 13,7792 ha.

A instituição ocupa 87,26% de sua área total, sendo mais da metade ocupada com mata atlântica (Fig. 4) e 5, e as áreas oficialmente cedidas ou ocupadas irregularmente somam 12,74% (Fig. 5).

Tabela 1 – Áreas do Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro - JBRJ

| LOCAL | CITAÇÕES ANTERIORES (ha) | LEVANTAMENTO ATUAL (ha) |
|---|--------------------------|-------------------------|
| Arboreto (conservação <i>ex-situ</i>) | 54 | 37,0556 |
| Área Florestada (conservação <i>in-situ</i>) | 83 | 85,1777 |
| Horto (viveiros e ENBT) | - | 1,5600 |
| DIRAD | - | 0,3930 |
| Pousada do Pesquisador | - | 0,0656 |
| Estacionamento próximo a EMJK. | - | 0,2800 |
| Centro de Compostagem | - | 0,3400 |
| Área do Bicano (Aqüeduto da Levada)* | - | 0,4097 |
| Área do Jardim das Crianças* | - | 0,4002 |
| Cedidas oficialmente (Tabela 2) | - | 4,5232 |
| Ocupadas irregularmente | - | 13,7792 |
| TOTAL | 137 | 143,98 |

ENBT – Escola Nacional de Botânica Tropical; DIRAD – Diretoria de Administração e Finanças; EMJK – Escola Municipal Juscelino Kubitschek. * novas áreas incorporadas para visitação.

Tabela 2 – Áreas do Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro - JBRJ cedidas oficialmente a outros Órgãos públicos

| LOCAL | CITAÇÕES ANTERIORES (ha) | LEVANTAMENTO ATUAL (ha) |
|---------------------------------------|--------------------------|-------------------------|
| SERPRO | - | 2,0047 |
| LIGHT | - | 1,1644 |
| TRE | - | 0,2420 |
| EMBRAPA | - | 0,9544 |
| Escola Municipal Juscelino Kubitschek | - | 0,1577 |
| TOTAL | - | 4,5232 |

SERPRO – Serviço Federal de Processamento de Dados; LIGHT – Empresa de fornecimento de energia elétrica; TRE – Tribunal Regional Eleitoral; EMBRAPA – Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária.



Figura 4 – Área de expansão do Arboreto, com o sítio histórico denominado Aqueduto da Levada, com a área de mata atlântica ao fundo (foto: Thaís Almeida).



Figura 5 – Torres e linhas de transmissão de energia construídas na área de reserva florestal do Jardim Botânico do Rio de Janeiro (foto: Paulo Mattos).

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Conti, V. M. 2004. Diagnóstico preliminar para a gestão da área de conservação *in-situ* do Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro. 2004. Dissertação de Mestrado. UPC/FUNIBER, Espanha, 113 fls.
- Delfim, C. F. M. & Quintão, A. T. B. 1980. Plano geral de orientação para a área do Jardim Botânico do Rio de Janeiro. IBDF, Rio de Janeiro, 13p.
- Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro. 1985a. Programa de recuperação das áreas degradadas do Jardim Botânico do Rio de Janeiro. Rio de Janeiro.
- _____. 1985b. Levantamento e demarcação das áreas do Horto Florestal e Jardim Botânico do Rio de Janeiro. Rio de Janeiro.
- _____. 1993. Relatório do Grupo de Trabalho sobre o cercamento do JBRJ. Rio de Janeiro.
- _____. 1999. Levantamento das principais conclusões e sugestões dos Grupos de Trabalho/Comissões sobre a questão fundiária do JBRJ.
- _____. 2004. Relatório do Grupo de Trabalho que objetivava apresentar propostas de delimitação da área física do JBRJ. Rio de Janeiro.
- _____. 2005. Relatório Técnico de Execução que objetivava o memorial descritivo e planta do perímetro geral e áreas desmembradas do JBRJ. Rio de Janeiro.
- Zaú, A. S. 1994. Cobertura vegetal: transformações e resultantes microclimáticas e hidrológicas superficiais na vertente norte do morro do Sumaré, Parque Nacional da Tijuca, RJ. Dissertação de Mestrado. Universidade Federal do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro.

INSTRUÇÕES AOS AUTORES

Escopo

A *Rodriguesia* é uma publicação trimestral do Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro, que publica artigos e notas científicas, em Português, Espanhol ou Inglês em todas as áreas da Biologia Vegetal, bem como em História da Botânica e atividades ligadas a Jardins Botânicos.

Encaminhamento dos manuscritos

Os manuscritos devem ser enviados em 3 vias impressas e em CD-ROM à:

Revista *Rodriguesia*
Rua Pacheco Leão 915
Rio de Janeiro - RJ
CEP: 22460-030
Brasil
e-mail: rodriguesia@jbrj.gov.br

Os artigos devem ter no máximo 30 páginas digitadas, aqueles que ultrapassem este limite poderão ser publicados após avaliação do Corpo Editorial. O aceite dos trabalhos depende da decisão do Corpo Editorial.

Todos os artigos serão submetidos a 2 consultores *ad hoc*. Aos autores será solicitado, quando necessário, modificações de forma a adequar o trabalho às sugestões dos revisores e editores. Artigos que não estiverem nas normas descritas serão devolvidos.

Serão enviadas aos autores as provas de página, que deverão ser devolvidas ao Corpo Editorial em no máximo 5 dias úteis a partir da data do recebimento. Os trabalhos, após a publicação, ficarão disponíveis em formato digital (PDF, Adobe Acrobat) no *site* do Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro (<http://rodriguesia.jbrj.gov.br>).

Formato dos manuscritos

Os autores devem utilizar o editor do texto *Microsoft Word*, versão 6.0 ou superior, fonte Times New Roman, corpo 12, em espaço duplo.

O manuscrito deve ser formatado em tamanho A4, com margens de 2,5 cm e alinhamento justificado, exceto nos casos indicados abaixo, e impresso em apenas um lado do papel. Todas as páginas, exceto a do título, devem ser numeradas, consecutivamente, no canto superior direito. Letras maiúsculas devem ser utilizadas apenas se as palavras exigem iniciais maiúsculas, de acordo com

a respectiva língua do manuscrito. Não serão considerados manuscritos escritos inteiramente em maiúsculas.

Palavras em latim devem estar em itálico, bem como os nomes científicos genéricos e infragenéricos. Utilizar nomes científicos completos (gênero, espécie e autor) na primeira menção, abreviando o nome genérico subsequentemente, exceto onde referência a outros gêneros cause confusão. Os nomes dos autores de táxons devem ser citados segundo Brummitt & Powell (1992), na obra "Authors of Plant Names".

Primeira página – deve incluir o título, autores, instituições, apoio financeiro, autor e endereço para correspondência e título abreviado. O título deverá ser conciso e objetivo, expressando a idéia geral do conteúdo do trabalho. Deve ser escrito em negrito com letras maiúsculas utilizadas apenas onde as letras e as palavras devam ser publicadas em maiúsculas.

Segunda página – deve conter Resumo (incluindo título em português ou espanhol), Abstract (incluindo título em inglês) e palavras-chave (até 5, em português ou espanhol e inglês). Resumos e abstracts devem conter até 200 palavras cada. O Corpo Editorial pode redigir o Resumo a partir da tradução do Abstract em trabalhos de autores não fluentes em português.

Texto – Iniciar em nova página de acordo com seqüência apresentada a seguir: Introdução, Material e Métodos, Resultados, Discussão, Agradecimentos e Referências Bibliográficas. Estes itens podem ser omitidos em trabalhos sobre a descrição de novos táxons, mudanças nomenclaturais ou similares. O item Resultados pode ser agrupado com Discussão quando mais adequado. Os títulos (Introdução, Material e Métodos etc.) e subtítulos deverão ser em negrito. Enumere as figuras e tabelas em arábico de acordo com a seqüência em que as mesmas aparecem no texto. As citações de referências no texto devem seguir os seguintes exemplos: Miller (1993), Miller & Maier (1994), Baker *et al.* (1996) para três ou mais autores ou (Miller 1993), (Miller & Maier 1994), (Baker *et al.* 1996).

Referência a dados ainda não publicados ou trabalhos submetidos deve ser citada conforme o exemplo: (R.C. Vieira, dados não publicados). Cite resumos de trabalhos apresentados em Congressos, Encontros e Simpósios se estritamente necessário.

O material examinado nos trabalhos taxonômicos deve ser citado obedecendo a seguinte ordem: local e data de coleta, fl., fr., bot. (para as fases fenológicas), nome e número do coletor (utilizando *et al.* quando houver mais de dois) e sigla(s) do(s) herbário(s) entre parêntesis, segundo o *Index Herbariorum*. Quando não houver número de coletor, o número de registro do espécime, juntamente com a sigla do herbário, deverá ser citado. Os nomes dos países e dos estados/províncias deverão ser citados por extenso, em letras maiúsculas e em ordem alfabética, seguidos dos respectivos materiais estudados.

Exemplo:

BRASIL. BAHIA: Ilhéus, Reserva da CEPEC, 15.XII.1996, fl. e fr., R. C. Vieira *et al.* 10987 (MBM, RB, SP).

Para números decimais, use vírgula nos artigos em Português e Espanhol (exemplo: 10,5 m) e ponto em artigos em Inglês (exemplo: 10.5 m). Separe as unidades dos valores por um espaço (exceto em porcentagens, graus, minutos e segundos).

Use abreviações para unidades métricas do Systeme Internacional d'Unités (SI) e símbolos químicos amplamente aceitos. Demais abreviações podem ser utilizadas, devendo ser precedidas de seu significado por extenso na primeira menção.

Referências Bibliográficas – Todas as referências citadas no texto devem estar listadas neste item. As referências bibliográficas devem ser relacionadas em ordem alfabética, pelo sobrenome do primeiro autor, com apenas a primeira letra em caixa alta, seguido de todos os demais autores. Quando houver repetição do(s) mesmo(s) autor(es), o nome do mesmo deverá ser substituído por um travessão; quando o mesmo autor publicar vários trabalhos num mesmo ano, deverão ser acrescentadas letras alfabéticas após a data. Os títulos de periódicos não devem ser abreviados.

Exemplos:

Tolbert, R. J. & Johnson, M. A. 1966. A survey of the vegetative shoot apices in the family Malvaceae. *American Journal of Botany* 53(10): 961-970.

Engler, H. G. A. 1878. Araceae. In: Martius, C. F. P. von; Eichler, A. W. & Urban, I. *Flora brasiliensis*. Munchen, Wien, Leipzig, 3(2): 26-223.

_____. 1930. Liliaceae. In: Engler, H. G. A. & Prantl, K. A. E. *Die Natürlichen Pflanzenfamilien*. 2. Aufl. Leipzig (Wilhelm Engelmann). 15: 227-386.

Sass, J. E. 1951. *Botanical microtechnique*. 2ed. Iowa State College Press, Iowa, 228p.

Cite teses e dissertações se estritamente necessário, isto é, quando as informações requeridas para o bom entendimento do texto ainda não foram publicadas em artigos científicos.

Tabelas - devem ser apresentadas em preto e branco, no formato Word for Windows. No texto as tabelas devem ser sempre citadas de acordo com os exemplos abaixo:

“Apenas algumas espécies apresentam indumento (Tab. 1)...”

“Os resultados das análises fitoquímicas são apresentados na Tabela 2...”

Figuras - não devem ser inseridas no arquivo de texto. Submeter originais em preto e branco e três cópias de alta resolução para fotos e ilustrações, que também podem ser enviadas em formato eletrônico, com alta resolução, desde que estejam em formato TIF ou compatível com *CorelDraw*, versão 10 ou superior. Ilustrações de baixa qualidade resultarão na devolução do manuscrito. No caso do envio das cópias impressas a numeração das figuras, bem como textos nelas inseridos, devem ser assinalados com *Letraset* ou similar em papel transparente (tipo manteiga), colado na parte superior da prancha, de maneira a sobrepor o papel transparente à prancha, permitindo que os detalhes apareçam nos locais desejados pelo autor. Os gráficos devem ser em preto e branco, possuir bom contraste e estar gravados em arquivos separados em disquete (formato TIF ou outro compatível com *CorelDraw 10*). As pranchas devem possuir no máximo 15 cm larg. x 22 cm comp. (também serão aceitas figuras que caibam em uma coluna, ou seja, 7,2 cm larg. x 22 cm comp.). As figuras que excederem mais de duas vezes estas medidas serão recusadas. As imagens digitalizadas devem ter pelo menos 600 dpi de resolução.

No texto as figuras devem ser sempre citadas de acordo com os exemplos abaixo:

“Evidencia-se pela análise das Figuras 25 e 26...”

“Lindman (Fig. 3) destacou as seguintes características para as espécies...”

Após feitas as correções sugeridas pelos assessores e aceito para a publicação, o autor deve enviar a versão final do manuscrito em duas vias impressas e em uma eletrônica.

INSTRUCCIONES A LOS AUTORES

Generalidades

Rodriguésia es una publicación trimestral del Instituto de Investigaciones del Jardim Botânico de Río de Janeiro, la cual publica artículos y notas científicas, en Portugués, Español y Inglés en todas las áreas de Biología Vegetal, así como en Historia de la Botánica y actividades ligadas a Jardines Botánicos.

Preparación del manuscrito

Los manuscritos deben ser enviados en tres copias impresas y en CD-ROM a la:

Revista Rodriguésia
Rua Pacheco Leão 915
Rio de Janeiro - RJ
CEP: 22460-030 - Brasil
e-mail: rodriguesia@jbrj.gov.br

Los artículos pueden tener una extensión máxima de 30 páginas (sin contar cuadros y figuras), los que se extiendan más de 30 páginas podrán ser publicados después de ser evaluados por el Consejo Editorial. La aceptación de los trabajos depende de la decisión del Comité Científico.

Todos los artículos serán examinados por dos consultores *ad hoc*. A los autores será solicitado, cuando sea necesario, modificaciones para adecuar el manuscrito para adecuarlo a las sugerencias de los revisores y editores. Artículos que no sigan las normas descritas serán devueltos.

Serán enviados a los autores las pruebas de página, las cuales deberán ser devueltas al Consejo Editorial en un plazo máximo de cinco días a partir de la fecha de recibimiento. Después de publicados los artículos estarán disponibles en formato digital (PDF, Adobe Acrobat) en el *site* del Instituto de Investigaciones del Jardim Botânico de Río de Janeiro (<http://rodriguesia.jbrj.gov.br>).

Preparación de los manuscritos

Los autores deben utilizar el editor de texto *Microsoft Word* 6.0 o superior, letra Times New Roman 12 puntos y doble espacio.

El manuscrito debe estar formateado en hojas tamaño A4, impresas por un solo lado, con márgenes 2,5 cm en todos los lados de la página y el texto alineado a la izquierda y a la derecha, excepto en los casos indicados abajo. Todas las páginas, excepto el título, deben ser numeradas, consecutivamente, en la esquina superior derecha. Las letras mayúsculas deben ser utilizadas apenas en palabras que exijan iniciales mayúsculas, de acuerdo con el respectivo idioma usado en el

manuscrito. No serán considerados manuscritos escritos completamente con letras mayúsculas.

Palabras en latín, nombres científicos genéricos e infra-genéricos deben estar escritas en letra itálica. Utilizar nombres científicos completos (género, especie y autor) solo la primera vez que sean mencionados, abreviando el nombre genérico en las próximas veces, excepto cuando los otros nombres genéricos sean iguales. Los nombres de autores de los taxones deben ser citados siguiendo Brummitt & Powell (1992) en la obra "Authors of Plant Names".

Primera página - debe incluir el título, autores, afiliación profesional, financiamiento, autor y dirección para correspondencia, así como título abreviado. El título deberá ser conciso y objetivo, expresando la idea general del contenido del artículo; además, debe ser escrito en negrita con letras mayúsculas utilizadas apenas donde las letras y las palabras deban ser publicadas en mayúsculas.

Segunda página - debe tener un Resumen (incluyendo título en portugués o español), Abstract (incluyendo título en inglés) y palabras clave (hasta cinco, en portugués o español e inglés). Resúmenes y "abstracts" llevan hasta 200 palabras cada uno. El Consejo Editorial puede traducir el "abstract", para hacer el Resumen en trabajos de autores que no tienen fluencia en portugués.

Texto - iniciar en una nueva página de acuerdo con secuencia presentada a seguir: Introducción, Materiales y Métodos, Resultados, Discusión, Agradecimientos y Referencias Bibliográficas. Estas secciones pueden ser omitidas en trabajos relacionados con la descripción de nuevos taxones, cambios nomenclaturales o similares. La sección Resultados puede ser agrupada con Discusión cuando se considere pertinente. Las secciones (Introducción, Material y Métodos etc.) y subtítulos deberán ser escritas en negritas. Las figuras y las tablas se deben numerar en arábigo de acuerdo con la secuencia en que las mismas aparezcan en el texto. Las citas de referencias en el texto deben seguir los ejemplos: Miller (1993), Miller & Maier (1994), Baker *et al.* (1996) para tres o más autores o (Miller 1993), (Miller & Maier 1994), (Baker *et al.* 1996).

Las referencias a datos todavía no publicados o trabajos sometidos a publicación deben ser citados conforme al ejemplo: (R.C. Vieira, com. pers. o R.C. Vieira obs. pers.). Cite resúmenes de trabajos presentados en Congresos, Encuentros y Simposios cuando sea estrictamente necesario.

El material examinado en los trabajos taxonómicos debe ser citado obedeciendo el siguiente orden: lugar y fecha de colección, fl., fr., bot. (para las fases fenológicas), nombre y número del colector (utilizando *et al.* cuando existan más de dos) y sigla(s) de lo(s) herbario(s) entre paréntesis, siguiendo el *Index Herbariorum*. Cuando no exista número de colector, el número de registro del espécimen, juntamente con la sigla del herbario, deberá ser citado. Los nombres de los países y de los estados o provincias deberán ser citados por extenso, en letras mayúsculas y en orden alfabético, seguidos de los respectivos materiales estudiados.

Ejemplo:

BRASIL. BAHIA: Ilhéus, Reserva da CEPEC, 15.XII.1996, fl. y fr., R. C. Vieira *et al.* 10987 (MBM, RB, SP).

Para números decimales, use coma en los artículos en Portugués y Español (ejemplo: 10,5 m) y punto en artículos en Inglés (ejemplo: 10.5 m). Separe las unidades de los valores por un espacio (excepto en porcentajes, grados, minutos y segundos).

Use abreviaciones para unidades métricas del Systeme Internacional d'Unités (SI) y símbolos químicos ampliamente aceptados. Las otras abreviaciones pueden ser utilizadas, debiendo ser precedidas de su significado por extenso en la primera mención.

Referencias Bibliográficas - Todas las referencias citadas en el texto deben ser listadas en esta sección. Las referencias bibliográficas deben ser ordenadas en orden alfabético por apellido del primer autor, solo la primera letra debe estar en caja alta, seguido de todos los demás autores. Cuando exista repetición del(los) mismo(s) autor(es), el nombre del mismo deberá ser substituido por una raya; cuando el mismo autor tenga varios trabajos en un mismo año, deberán ser colocadas letras alfabéticas después de la fecha. Los títulos de revistas no deben ser abreviados.

Ejemplos:

Tolbert, R. J. & Johnson, M. A. 1966. A survey of the vegetative shoot apices in the family Malvaceae. *American Journal of Botany* 53(10): 961-970.

Engler, H. G. A. 1878. Araceae. *In: Martius, C. F. P. von; Eichler, A. W. & Urban, I. Flora brasiliensis. Munchen, Wien, Leipzig*, 3(2): 26-223.

_____. 1930. Liliaceae. *In: Engler, H. G. A. & Prantl, K. A. E. Die Natürlichen Pflanzenfamilien. 2. Aufl. Leipzig (Wilhelm Engelmann)*. 15: 227-386.

Sass, J. E. 1951. *Botanical microtechnique*. 2ed. Iowa State College Press, Iowa, 228p.

Cite tesis y disertaciones si es estrictamente necesario, o cuando las informaciones requeridas para un mejor entendimiento del texto todavía no fueron publicadas en artículos científicos.

Tablas - deben ser presentadas en blanco y negro, en el formato Word para Windows. En el texto las tablas deben estar siempre citadas de acuerdo con los ejemplos abajo:

“Apenas algunas especies presentan indumento (Tab. 1)...”

“Los resultados de los análisis fitoquímicos son presentados en la Tabla 2...”

Figuras - no deben ser inseridas en el archivo de texto. Someter originales en blanco y negro tres copias de alta resolución para fotos e ilustraciones, que también puedan ser enviadas en formato electrónico, con alta resolución, desde que sean en formato JPG o compatible con *CorelDraw* versión 9 o superior. Ilustraciones de baja calidad causaran la devolución del manuscrito. En el caso de envío de las copias impresas la numeración de las figuras, así como, textos en ellas inseridos, deben ser marcados con *Letraset* o similar en papel transparente (tipo mantequilla), pegado en la parte superior de la figura, de manera que al colocar el papel transparente sobre la figura permitan que los detalles aparezcan en los lugares deseados por el autor. Los gráficos deben ser en blanco y negro, con excelente contraste y gravados en archivos separados en disquete (formato JPG o otro compatible con *CorelDraw 10*). Las figuras se publican con un de máximo 15 cm de ancho x 22 cm de largo, también serán aceptas figuras del ancho de una columna - 7,2 cm. Las figuras que excedan más de dos veces estas medidas serán devueltas. Es necesario que las figuras digitalizadas tengan al menos 600 dpi de resolución.

En el texto las figuras deben ser siempre citadas de acuerdo con los ejemplos de abajo:

“Evidencia para el análisis de las Figuras 25 y 26...”

“Lindman (Fig. 3) destacó las siguientes características para las especies...”

Después de hacer las correcciones sugeridas por los asesores y siendo aceptado el artículo para publicación, el autor debe enviar la versión final del manuscrito en dos copias impresas y en una copia electrónica. Identifique el disquete con nombre y número del manuscrito.

INSTRUCTIONS TO AUTHORS

Scope

Rodriguésia, issued four times a year by the Botanical Garden of Rio de Janeiro Research Institute (Instituto de Pesquisa Jardim Botânico do Rio de Janeiro), publishes scientific articles and short notes in all areas of Plant Biology, as well as History of Botany and activities linked to Botanic Gardens. Articles are published in Portuguese, Spanish or English.

Submission of manuscripts

Manuscripts are to be submitted with 3 printed copies and CD-ROM to:

Revista Rodriguésia

Rua Pacheco Leão 915

Rio de Janeiro - RJ

CEP: 22460-030

Brazil

e-mail: rodriguésia@jbrj.gov.br

The maximum recommended length of the articles is 30 pages, but larger submissions may be published after evaluation by the Editorial Board. The articles are considered by the Editorial Board of the periodical, and sent to 2 referees *ad hoc*. The authors may be asked, when deemed necessary, to modify or adapt the submission according to the suggestions of the referees and the editors.

Once the article is accepted, it will be type-set and the authors will receive proofs to review and send back in 5 working days from receipt. Following their publication, the articles will be available digitally (PDF, Adobe Acrobat) at the site of the Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro (<http://rodriguésia.jbrj.gov.br>).

Guidelines

Manuscripts must be presented in *Microsoft Word* software (vs 6.0 ou more recent), with Times New Roman font size 12, double spaced. Page format must be size A4, margins 2,5 cm, justified (except in the cases explained below), printed on one side only. All pages, except the title page, must be numbered in the top right corner. Capital letters to be used only for initials, according to the language.

Latin words must be in italics (incl. genera and all other categories below generic level), and the scientific names have to be complete (genus, species and author) when they first appear in the

text, and afterwards the genus can be abbreviated and the authority of the name suppressed, unless for some reason it may be cause for confusion. Names of authors to be cited according to Brummitt & Powell (1992), "Authors of Plant Names".

First page – must include title, authors, addresses, financial support, main author and contact address and abbreviated title. The title must be short and objective, expressing the general idea of the contents of the article. It must appear in bold with capital letters where relevant.

Second page – must contain a Portuguese summary (including title in Portuguese or Spanish), Abstract (including title in English) and key-words (up to 5, in Portuguese or Spanish and in English). Summaries and abstracts must contain up to 200 words each. The Editorail Board may translate the Abstract into a Portuguese summary if the authors are not Portuguese speakers.

Text – starting on a new page, according to the following sequence: Introduction, Material and Methods, Results, Discussion, Acknowledgements and References. Some of these items may be omitted in articles describing new *taxa* or presenting nomenclatural changes etc. In some cases, the Results and Discussion can be merged. Titles (Introduction, Material and Methods etc.) and subtitles must be in **bold** type. Number figures and tables in 1-10 etc., according with the sequence these occupy within the text. References within the text should be in the following forms: Miller (1993), Miller & Maier (1994), Baker *et al.* (1996) for three or more authors or (Miller 1993), (Miller & Maier 1994), (Baker *et al.* 1996). Unpublished data should appear as: (R. C. Vieira, unpublished). Conference, Symposia and Meetings abstracts should only be cited if strictly necessary.

For Taxonomic Botany articles, the examined material ought to be cited following this order: locality and date of collection, phenology (fl., fr., bud), name and number of collector (using *et al.* when more than two collectors were present) and acronym of the herbaria between brackets, according to *Index Herbariorum*. When the collector's number is not available, the herbarium record number should be cited preceded by the Herbarium's acronym. Names of countries and states/provinces should be cited in full, in capital

letters and in alphabetic order, followed by the material studied, for instance:

BRASIL. BAHIA: Ilhéus, Reserva da CEPEC, 15.XII.1996, fl. e fr., R. C. Vieira *et al.* 10987 (MBM, RB, SP).

Decimal numbers should be separated by comma in articles in Portuguese and Spanish (e.g.: 10,5 m), full stop in English (e.g.: 10.5 m). Numbers should be separated by space from the unit abbreviation, except in percentages, degrees, minutes and seconds.

Metric units should be abbreviated according to the *Système International d'Unités* (SI), and chemical symbols are allowed. Other abbreviations can be used as long as they are explained in full when they appear for the first time

References – All references cited in the text must be listed within this section in alphabetic order by the surname of the first author, only the first letter of surnames in upper case, and all other authors must be cited. When there are several works by the same author, the surname is substituted by a long dash; when the same author publishes more than one work in the same year, these should be differentiated by lower case letters suffixing the year of publication. Titles of papers and journals should be in full and not abbreviated.

Examples:

Tolbert, R. J. & Johnson, M. A. 1966. A survey of the vegetative shoot apices in the family Malvaceae. *American Journal of Botany* 53(10): 961-970.

Engler, H. G. A. 1878. Araceae. In: Martius, C. F. P. von; Eichler, A. W. & Urban, I. *Flora brasiliensis*. Munchen, Wien, Leipzig, 3(2): 26-223.

_____. 1930. Liliaceae. In: Engler, H. G. A. & Prantl, K. A. E. *Die Natürlichen Pflanzenfamilien*. 2. Aufl. Leipzig (Wilhelm Engelmann). 15: 227-386.

Sass, J. E. 1951. *Botanical microtechnique*. 2ed. Iowa State College Press, Iowa, 228p.

MSc and PhD thesis should be cited only when strictly necessary, if the information is as yet unpublished in the form of scientific articles.

Tables – should be presented in black and white, in the same software cited above. In the text, tables should be cited following in the examples below:

“Only a few species present hairs (Tab. 1)...”

“Results to the phytochemical analysis are presented in Table 2...”

Figures (must not be included in the file with text) – submit originals in black and white high good quality copies for photos and illustrations, or in electronic form with high resolution in format TIF 600 dpi, or compatible with *CorelDraw* vs. 10. Scripts submitted with low resolution or poor quality illustrations will be returned to the authors. In case of printed copies, the numbering and text of the figures should be made on an overlapping sheet of transparent paper stuck to the top edge of the plates, and not on the original drawing itself. Graphs should also be black and white, with good contrast, and in separate files on disk (format TIF 600 dpi, or compatible with *CorelDraw 10*). Plates should be a maximum of 15 cm wide x 22 cm long for a full page, or column size, with 7.2 cm wide and 22 cm long. The resolution for grayscale images should be 600 dpi.

In the text, figures should be cited according to the following examples:

“It is made obvious by the analysis of Figures 25 and 26...”

“Lindman (Fig. 3) outlined the following characters for the species...”

After adding modifications and corrections suggested by the two reviewers, the author should submit the final version of the manuscript electronically plus two printed copies.

1999. *Journal of Applied Behavior Analysis*, 32, 1-12.

2. *Journal of Applied Behavior Analysis*, 32, 1-12.

3. *Journal of Applied Behavior Analysis*, 32, 1-12.

4. *Journal of Applied Behavior Analysis*, 32, 1-12.

5. *Journal of Applied Behavior Analysis*, 32, 1-12.

6. *Journal of Applied Behavior Analysis*, 32, 1-12.

7. *Journal of Applied Behavior Analysis*, 32, 1-12.

8. *Journal of Applied Behavior Analysis*, 32, 1-12.

9. *Journal of Applied Behavior Analysis*, 32, 1-12.

10. *Journal of Applied Behavior Analysis*, 32, 1-12.

11. *Journal of Applied Behavior Analysis*, 32, 1-12.

12. *Journal of Applied Behavior Analysis*, 32, 1-12.

13. *Journal of Applied Behavior Analysis*, 32, 1-12.

14. *Journal of Applied Behavior Analysis*, 32, 1-12.

15. *Journal of Applied Behavior Analysis*, 32, 1-12.

16. *Journal of Applied Behavior Analysis*, 32, 1-12.

17. *Journal of Applied Behavior Analysis*, 32, 1-12.

18. *Journal of Applied Behavior Analysis*, 32, 1-12.

19. *Journal of Applied Behavior Analysis*, 32, 1-12.

20. *Journal of Applied Behavior Analysis*, 32, 1-12.

21. *Journal of Applied Behavior Analysis*, 32, 1-12.

22. *Journal of Applied Behavior Analysis*, 32, 1-12.

23. *Journal of Applied Behavior Analysis*, 32, 1-12.

24. *Journal of Applied Behavior Analysis*, 32, 1-12.

25. *Journal of Applied Behavior Analysis*, 32, 1-12.

26. *Journal of Applied Behavior Analysis*, 32, 1-12.

27. *Journal of Applied Behavior Analysis*, 32, 1-12.

28. *Journal of Applied Behavior Analysis*, 32, 1-12.

29. *Journal of Applied Behavior Analysis*, 32, 1-12.

30. *Journal of Applied Behavior Analysis*, 32, 1-12.

31. *Journal of Applied Behavior Analysis*, 32, 1-12.

32. *Journal of Applied Behavior Analysis*, 32, 1-12.

33. *Journal of Applied Behavior Analysis*, 32, 1-12.

34. *Journal of Applied Behavior Analysis*, 32, 1-12.

35. *Journal of Applied Behavior Analysis*, 32, 1-12.

36. *Journal of Applied Behavior Analysis*, 32, 1-12.

37. *Journal of Applied Behavior Analysis*, 32, 1-12.

38. *Journal of Applied Behavior Analysis*, 32, 1-12.

