

UNIVERSIDADE FEDERAL DO RIO GRANDE DO SUL
FACULDADE DE AGRONOMIA
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM ZOOTECNIA

**CITOTAXONOMIA DO GÊNERO *Mimosa* L. E VARIABILIDADE
MOLECULAR EM *Mimosa scabrella* Benth.**

Nair Dahmer
Bióloga (UFSM)
Mestre Zootecnia (UFRGS)

Tese apresentada como um dos requisitos à obtenção do Grau de Doutor em
Zootecnia
Área de concentração Plantas Forrageiras

Porto Alegre (RS), Brasil
Janeiro de 2011

Dedico ao Nelson por todo amor

AGRADECIMENTOS

À minha orientadora, professora Maria Teresa Schifino-Wittmann, por sua competente orientação, pela confiança em mim depositada, constante incentivo e apoio.

Ao CNPq, pela bolsa de estudos.

À minha co-orientadora professora Silvia Miotto pela colaboração e pela grande ajuda na parte taxonômica deste trabalho.

Ao professor Miguel Dal'Agnoll por ceder tão gentilmente o laboratório de análise genética e por compartilhar seus conhecimentos.

À professora Elaine Biondo, pelo auxílio nas coletas e pela amizade.

À professora Carine Simione, pela agradável convivência no laboratório, pelos ensinamentos.

À professora Ilsi Boldrini e ao Rafael Trevisan, pela grande ajuda na identificação das plantas.

Ao Dr. Marcelo Simon, pelo envio do material de Oxford, por compartilhar todo o seu conhecimento pelo gênero *Mimosa*, pelo auxílio na confecção dos mapas e identificação das espécies.

À Dra. Marisa Pozzobon, pela colaboração neste trabalho, pelo apoio e pela amizade.

Aos meus queridos amigos e colegas de laboratório, Aline, Denise, Diva, Ionara, Roberto, pela amizade, auxílio nas coletas, aprendizado e agradável convivência. Especialmente aos bolsistas Julio Giuliani e Ricardo Felicetti, pelo excelente trabalho e pelo comprometimento com o trabalho.

À secretária do PPG-Zootecnia, Ione Borcelli por ser esta pessoa competente e sempre disposta a ajudar os alunos.

Aos professores e às secretárias (Marilda e Kátia) do Departamento de Plantas Forrageiras, pelos ensinamentos e agradável convivência.

Aos meus queridos tios Arnaldo e Lara, bem como toda família Paniz, por todo amor, incentivo, enfim, por serem pessoas especiais na minha vida.

Aos queridos Karin H. Kepler Wondracek, Merton Wondracek e Roseli Oliveira, pelo carinho e amizade.

Aos queridos Anderson e Walter, pela amizade e auxílio na formatação.

Às minhas colegas de apartamento Ana e Luciele pela agradável convivência.

Agradeço a Deus por tudo que me foi concedido e a todos que de alguma forma contribuíram para a realização deste trabalho.

CITOTAXONOMIA DO GÊNERO *Mimosa* L. E VARIABILIDADE MOLECULAR EM *Mimosa scabrella* Benth¹.

Autora: Nair Dahmer

Orientadora: Maria Teresa Schifino-Wittmann

Co-orientadora: Silvia Teresinha Sfoggia Miotto

RESUMO

O gênero *Mimosa*, dividido nas seções *Mimadenia*, *Batocaulon*, *Calothamnus*, *Habbasia* e *Mimosa*, possui cerca de 530 espécies, e, destas, cerca de 490 ocorrem nas Américas, ocupando diferentes tipos de habitats. No Brasil, ocorrem principalmente no Cerrado, uma zona de alta biodiversidade. Muitas espécies de grande importância econômica e, dentre elas, destaca-se *M. scabrella*, arbórea nativa da região Sul do Brasil. Apesar da grande importância do gênero, poucos são os estudos de citogenética. Portanto, o objetivo maior do presente trabalho foi determinar o número cromossômico de um grande número de espécies de *Mimosa* e tentar estabelecer relações entre distribuição dos níveis de ploidia com posição taxonômica, filogenética e distribuição geográfica. O outro objetivo foi de analisar um grande número de populações de *M. scabrella*, da região Sul do Brasil, quanto ao número cromossômico e caracterizar sua variabilidade utilizando marcadores moleculares do tipo RAPD. Os resultados, que aumentaram o número de determinações de número cromossômico para o gênero de 10% para mais de 20% dos táxons, são inéditos para 83% das espécies estudadas. O nível diplóide, $2n=2x=26$, foi verificado em 76% das espécies. Das demais espécies, 24% são tetraplóides ($2n=4x=52$), e uma triplóide ($2n=3x=39$). Variabilidade intraespecífica, com acessos di e tetraplóides, foi verificada em *M. pigra* var. *dehiscens*, *M. setosa* var. *paludosa* e *M. somnians*. Com exceção de *Mimadenia*, onde só uma espécie foi estudada, poliplóides estão presentes em todas as seções taxonômicas. Os resultados indicam que o número cromossômico não é uma característica citotaxonômica distintiva e a poliploidia não foi um fator decisivo para a evolução deste gênero. Células polissomáticas, em ponta de raiz, foram observadas em 43 espécies, com frequência que variou de 3 a 86%, mas somente logo após a germinação das sementes, não sendo verificado em plantas adultas, sugerindo que a polissomatia parece estar relacionada com um rápido desenvolvimento e estabelecimento da plântula, logo após a germinação. As 25 populações de *M. scabrella* estudadas foram todas tetraplóides. O resultado da análise molecular RAPD mostrou que a similaridade genética média entre as populações variou de 0,18 a 0,48, indicando grande variabilidade interpopulacional. Os resultados deste trabalho representam uma importante contribuição para um melhor conhecimento do gênero *Mimosa*.

¹ Tese de Doutorado em Zootecnia – Plantas Forrageiras, Faculdade de Agronomia, Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, RS, Brasil. (155 p.) Janeiro de 2011.

CYTOTAXONOMY OF THE GENUS *Mimosa* L. AND MOLECULAR VARIABILITY IN *Mimosa scabrella* Benth¹.

Author: Nair Dahmer

Adviser: Maria Teresa Schifino-Wittmann

Co-adviser: Silvia Teresinha Sfoggia Miotto

ABSTRACT

The genus *Mimosa*, divided in sections *Mimadenia*, *Batocaulon*, *Calothamnus*, *Habbasia* and *Mimosa*, has around 530 species and, from these, approximately 490 occur in the Americas, in a wide range of habitats. In Brazil, they occur mainly in the Cerrado, an area of high biodiversity. Many species are of great economic importance, and among them is *M. scabrella*, a tree native to southern Brazil. Despite the great importance of the genus, cytogenetic studies are few. Therefore, the main objective of this work was to determine chromosome numbers in a great number of *Mimosa* species and try to correlate ploidy levels with taxonomic and phylogenetic position and geographic distribution. The other objective was to analyze a great number of *M. scabrella* populations from southern Brazil regarding chromosome number and genetic variability using RAPD markers. The results, that increased the number of chromosome number determinations for the genus from 10% to more than 20% of the taxa are original for 83% of the studied species. The diploid level $2n=2x=26$, was verified in 76% of the species. Among the others, 24% are tetraploid ($2n=4x=52$), and one triploid ($2n=3x=39$). Intraspecific variability, with diploid and tetraploid accessions, was found in *M. pigra* var. *dehiscens*, *M. setosa* var. *paludosa* and *M. somnians*. With the exception of *Mimadenia* section, with only one species studied, polyploids occur in all the taxonomic sections. The results indicate that chromosome number is not a distinctive cytotaxonomic characteristic and that polyploidy was a decisive factor in the genus evolution. Polysomatic root-tip cells were found in 43 species, ranging from 3 to 86%, but only soon after seed germination and not in adult plants, suggesting that polysomaty is related to a rapid seedling development and establishment after germination. The 25 *M. scabrella* populations studied were all tetraploid. RAPD molecular analysis disclosed an average similarity index among populations ranging from 0.18 to 0.48, indicating great interpopulational variability. The results of this work represent an important contribution to a better knowledge of genus *Mimosa*.

¹ Doctor of Science Tesis in Forage Science, Faculdade de Agronomia, Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, RS, Brasil. (155 p.) January, 2011.

SUMÁRIO

| | Página |
|---------------------------------------------------------------------------------------------------|--------|
| 1. INTRODUÇÃO..... | 1 |
| 2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA..... | 4 |
| 2.1 Taxonomia..... | 4 |
| 2.2 Características morfológicas do gênero <i>Mimosa</i> | 14 |
| 2.3 Origem, evolução e distribuição geográfica do gênero..... | 21 |
| 2.4 Importância econômica..... | 26 |
| 2.5 Citogenética: importância e utilização..... | 36 |
| 2.6 Citogenética do gênero <i>Mimosa</i> | 38 |
| 2.7 Polissomatia | 40 |
| 2.8 Análise da diversidade genética por marcadores moleculares do tipo RAPD..... | 42 |
| 3. MATERIAL E MÉTODOS..... | 48 |
| 3.1 Material..... | 48 |
| 3.2 Métodos..... | 62 |
| 3.2.1 Determinação do número cromossômico somático..... | 62 |
| 3.2.2 Caracterização do pólen..... | 64 |
| 3.2.3 Estudo da polissomatia..... | 64 |
| 3.2.4 Caracterização molecular com marcador molecular RAPD em <i>M. scabrella</i> | 65 |
| 4. RESULTADOS E DISCUSSÃO..... | 70 |
| 4.1 Número cromossômico..... | 70 |
| 4.2 Caracterização do pólen..... | 103 |
| 4.3 Polissomatia..... | 105 |
| 4.4 Caracterização da variabilidade genética em <i>M. scabrella</i> com a utilização de RAPD..... | 120 |
| 5. CONCLUSÕES..... | 125 |
| 6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS..... | 126 |
| 7. APÊNDICES..... | 141 |
| 8. VITA..... | 155 |

RELAÇÃO DAS TABELAS

| | Página |
|---------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|--------|
| 1. Resumo histórico das principais acontecimentos taxonômicos relacionados ao gênero <i>Mimosa</i> | 7 |
| 2. Características do gênero <i>Mimosa</i> , presentes em espécies consideradas primitivas e em espécies derivadas, adaptado de Barneby, (1991)..... | 24 |
| 3. Identificação, herbário, acesso (nome e número do coletor) e local de coleta das espécies que foi determinado o número cromossômico..... | 49 |
| 4. Identificação, herbário, número e nome do coletor e localização das espécies estudadas quanto ao pólen..... | 59 |
| 5. Relação das populações de <i>M. scabrella</i> estudadas quanto ao número cromossômico e RAPD, número de indivíduos coletados por população, nome e número do coletor, localização e coordenadas geográficas..... | 60 |
| 6. Relação dos <i>primers</i> utilizados para estudo de caracterização da diversidade genética de <i>M. scabrella</i> | 69 |
| 7. Número cromossômico em espécies de <i>Mimosa</i> | 70 |
| 8. Número cromossômico em diferentes populações de <i>M. scabrella</i> | 77 |
| 9. Número cromossômico em espécies de <i>Mimosa</i> com referência do determinador..... | 86 |
| 10. Seção taxonômica de acordo com Barneby (1991) e nível de ploidia baseado nos dados da literatura e nos nossos resultados..... | 99 |
| 11. Caracterização do pólen em <i>Mimosa</i> , seção taxonômica e média das medidas do diâmetro..... | 105 |
| 12. Polissomatia em espécies de <i>Mimosa</i> | 106 |

| | |
|---------------------------------------------------------------------------------------------------------|-----|
| 13. Percentual de células polissomáticas de espécies de <i>Mimosa</i> com e sem pré-tratamento PDB..... | 112 |
| 14. Percentagem de células polissomáticas em três tamanhos de raiz, em espécies de <i>Mimosa</i> | 114 |
| 15. Matriz de similaridade genética entre populações de bracatinga, baseada no índice de Jaccard..... | 122 |

RELAÇÃO DAS FIGURAS

| | Página |
|------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|--------|
| 1. Diagrama das relações na tribo Mimoseae de acordo com Luckow et al. (2000; 2003). (Adaptado de Lewis et al., 2005)..... | 6 |
| 2. Proposta filogenética para o gênero <i>Mimosa</i> (adaptado de Barneby, 1991)..... | 12 |
| 3. Classificação infragenérica em <i>Mimosa</i> , segundo Simon (2009)..... | 15 |
| 4. <i>M. dutrae</i> Malme. Inflorescência do tipo espiga..... | 16 |
| 5. <i>M. somnians</i> H.B.K ex Willd. var <i>lasiocarpa</i> (Benth.) Barneby. Inflorescência do tipo panícula de capítulo..... | 17 |
| 6. <i>M. caesalpinifolia</i> Benth. Detalhe da inflorescência do tipo espiga, flores com filetes brancos..... | 17 |
| 7. a) <i>M. sparsiformis</i> Barneby. Detalhe do fruto do tipo craspédio, com artículos deiscentes e glabros; b) <i>M. velloziana</i> Mart. Detalhe do fruto do tipo craspédio articulado, indeiscente, aculeado..... | 18 |
| 8. <i>M. velloziana</i> Mart. Ramo e pecíolo com acúleos..... | 18 |
| 9. <i>M. pigra</i> L. var. <i>dehiscens</i> (Barneby) D.Glazier & Mackinder. a) Inflorescência do tipo capítulo; b) Detalhe do fruto do tipo craspédio, com artículos deiscentes, com tricomas uniseriais; c) População..... | 19 |
| 10. <i>M. pigra</i> var. <i>dehiscens</i> | 20 |
| 11. <i>M. scabrella</i> , em São Francisco de Paula/ RS, associada à mata de pinhais..... | 29 |
| 12. <i>M. bimucronata</i> , Mogi das Cruzes/ SP..... | 29 |
| 13. Grande população de <i>M. incana</i> , em Caxias do Sul/ RS atuando como vegetação secundária..... | 31 |

| | |
|----------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|----|
| 14. <i>M. caesalpiniifolia</i> , neste caso, como cerca-viva..... | 31 |
| 15. Grande população de <i>M. pigra</i> var. <i>dehiscens</i> , Caldas Novas/GO. Destaque para a grande produção de sementes..... | 34 |
| 16. Escarificação de sementes de <i>Mimosa</i> | 63 |
| 17. Sementes germinadas em placas de petri..... | 63 |
| 18. Metáfases mitóticas de espécies diplóides, $2n=2x=26$ cromossomos: a) <i>M. acantholoba</i> 2150; b) <i>M. albolonata</i> 677; c) <i>M. antrorsa</i> 1747; d) <i>M. blanchetii</i> 6204; e) <i>M. caesalpiniifolia</i> 09; f) <i>M. diplotricha</i> 304; g) <i>M. debilis</i> 790; h) <i>M. clausenii</i> 308. Escala 10 μm | 79 |
| 19. Metáfases mitóticas de espécies diplóides, $2n=2x=26$ cromossomos: a) <i>M. rubicaulis</i> ssp. <i>himalayana</i> 24/1; b) <i>M. monancistra</i> 809; c) <i>M. luisiana</i> 09; d) <i>M. paposa</i> 3431; e) <i>M. ophthalmocentra</i> 2434; f) <i>M. nutallii</i> 05-100; g) <i>M. setistipula</i> 504; h) <i>M. sericantha</i> 410. Escala 10 μm | 80 |
| 20. Metáfases mitóticas: a) <i>M. setosissima</i> 290 ($2n=26$); b) <i>M. similis</i> 807 ($2n=26$); c) <i>M. uraguensis</i> 862 ($2n=26$); d) <i>M. ulei</i> var. <i>ulei</i> 758 ($2n=26$); e) <i>M. acantholoba</i> var. <i>acantholoba</i> 2150 ($2n=26$); f) <i>M. scabrella</i> 4055 ($2n=52$). Escala 10 μm | 81 |
| 21. Metáfases mitóticas: a) <i>M. goldmanii</i> 326 ($2n=52$); b) <i>M. velloziana</i> var. <i>velloziana</i> 302 ($2n=52$); c) <i>M. pilulifera</i> var. <i>pseudincana</i> 878 ($2n=52$); d) <i>M. polydidima</i> 719 ($2n=26$); e) <i>M. adenocarpa</i> 728 ($2n=26$); f) <i>M. schomburgkii</i> 15 ($2n=26$). Escala 10 μm | 82 |
| 22. Metáfases mitóticas de espécies tetraplóides, $2n=4x=52$ cromossomos: a) <i>M. cisparanensis</i> 588; b) <i>M. pudica</i> 19956; c) <i>M. setosa</i> var. <i>paludosa</i> 27; d) <i>M. quadrivalvis</i> 644; e) <i>M. robusta</i> 836; f) <i>M. velloziana</i> var. <i>velloziana</i> 665. Escala 10 μm | 83 |
| 23. Metáfases mitóticas de acessos do Rio Grande do Sul: a) <i>M. berroi</i> 12 ($2n=52$); b) <i>M. incana</i> 26 ($2n=52$); c) <i>M. incana</i> 18 ($2n=52$); d) <i>M. incana</i> 17 ($2n=52$); e) <i>M. sparsiformis</i> 52 ($2n=39$); f) <i>M. pilulifera</i> var. <i>pilulifera</i> 83 ($2n=52$) cromossomos. Escala 10 μm | 84 |
| 24. Metáfase mitótica de acessos de <i>M. scabrella</i> , $2n=4x=52$ cromossomos. a) <i>M. scabrella</i> 65; b) <i>M. scabrella</i> 72; c) <i>M. scabrella</i> 74; d) <i>M. scabrella</i> 77; e) <i>M. scabrella</i> 63; f) <i>M. scabrella</i> 14. Escala 10 μm | 85 |
| 25. Variabilidade intraespecífica: a) <i>M. pigra</i> var. <i>dehiscens</i> 32, ($2n=4x=52$) (Caldas Novas, Goiás); b) <i>M. pigra</i> var. <i>dehiscens</i> 799, ($2n=2x=26$) (Mato Grosso). Escala 10 μm | 96 |

| | |
|-----------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|-----|
| 26. Variabilidade intraespecífica: a) <i>M. setosa</i> var. <i>paludosa</i> 666, (2n=4x=52) (Distrito Federal), b) <i>M. setosa</i> var. <i>paludosa</i> 49, (2n=2x=26) (Mogi das Cruzes, SP). Escala 10 µm..... | 96 |
| 27. Variabilidade intraespecífica: a) <i>M. somnians</i> 2476, (2n=4x=52) (Rio Grande do Norte); b) <i>M. somnians</i> 797, (Mato Grosso) (2n=2x=26). Escala 10 µm..... | 96 |
| 28. Mapa de distribuição das espécies de <i>Mimosa</i> estudadas no presente trabalho, de acordo com o nível de plodia: diplóides em vermelho, tetraplóides em azul e triplóide em verde. Em cinza as regiões de maior ocorrência das espécies..... | 103 |
| 29. Tétrade em <i>M. subsericea</i> , 485. Escala 10 µm..... | 104 |
| 30. Tétrade em <i>M. amphigena</i> var. <i>inermis</i> , 82. Escala 10 µm..... | 104 |
| 31. Polissomatia em espécies de <i>Mimosa</i> . <i>M. orthocarpa</i> 2907: a) com 2n=2x=26, b) 2n=4x=52 cromossomos. <i>M. foliolosa</i> 321: c) 2n=2x=26, d) 2n=4x=52 cromossomos. <i>M. delicatula</i> 262: e) 2n=2x=26, f) 2n=4x=52 cromossomos. Escala 10 µm..... | 109 |
| 32. Polissomatia em espécies de <i>Mimosa</i> . <i>M. biucifera</i> 284: a) 2n=4x=52, b) 2n=8x=104 cromossomos. <i>M. paposa</i> 3431: c) 2n=2x=26, d) 2n=4x=52, e) 2n=8x=104 cromossomos. Escala 10 µm. | 110 |
| 33. Polissomatia em espécies de <i>Mimosa</i> . <i>M. boreales</i> : a) 2n=2x=26, b) 2n=4x=52 cromossomos. <i>M. apodocarpa</i> 635: c) 2n=2x=26, d) 2n=4x=52 cromossomos. <i>M. scabrella</i> 65: e) 2n=4x=52, f) 2n=8x=104 cromossomos. Escala 10 µm..... | 111 |
| 34. Polissomatia em <i>M. incana</i> . Espécie tetraplóide (2n=4x=52) com célula polissomática (2n=8x=104). Escala 10 µm..... | 111 |
| 35. Percentual de células polissomáticas em espécies tetraplóides de <i>Mimosa</i> | 117 |
| 36. Percentual de células polissomáticas em espécies diplóides de <i>Mimosa</i> | 118 |
| 37. Variação no percentual de células polissomáticas em espécies de <i>Mimosa</i> com variabilidade intraespecífica – Acessos diplóides..... | 119 |
| 38. Variação no percentual de células polissomáticas em espécies de <i>Mimosa</i> com variabilidade intraespecífica – Acessos tetraplóides..... | 119 |
| 39. Mapa de localização das populações de <i>M. scabrella</i> | 121 |

| | |
|-------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|-----|
| 40. Dendograma de similaridade genética baseado em dados RAPD entre 14 populações de <i>M. scabrella</i> | 123 |
|-------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|-----|

RELAÇÃO DAS ABREVIATURAS E SÍMBOLOS

C: Quantidade de DNA nuclear

Ca: Cálcio

cm: Centímetros

mm: Milímetros

K:Potássio

N: Nitrogênio

Na: Sódio

P: Potássio

PCR: Reação em Cadeia da Polimerase

RAPD: Polimorfismo de DNA Amplificado ao Acaso

Subsp.: Subespécie

var.: Variedade

µm: Micrômetro

1. INTRODUÇÃO

O gênero *Mimosa* L. compreende cerca de 530 espécies (704 táxons) distribuídas principalmente nas Américas, muitas delas nativas do Brasil. Algumas espécies chegam ao Norte, na região Central temperada dos Estados Unidos e, ao Sul, na região temperada da Argentina e Uruguai. Algumas poucas são nativas da África Tropical e Ásia, e algumas endêmicas em Madagascar. Os principais centros de especiação são o Brasil Central (equivalente à região do Cerrado e Caatinga) e o Centro e Sul do México; centros menores localizam-se em Cuba-Hispaniola (República Dominicana e Haiti), Bacia do Orinoco e Madagascar (Barneby, 1991; Lewis et al., 2005).

Seus habitats variam de florestas equatoriais macrotérmicas a savanas e campos, florestas tropicais e subtropicais de vegetação espinhenta, pastagens tropicais e desertos, havendo uma rápida adaptação das espécies quanto à forma de crescimento a esses ambientes (Barneby, 1991). Além de seu papel ecológico, várias espécies são de importância econômica, enquadrando-se na definição de árvores multipropósito (MPTS - *Multipurpose Tree Species*), ou seja, exploradas para diversos usos, tais como: produção de madeira para construção e combustível, ornamentação, cercas-vivas, recuperação de áreas degradadas, taninos, utilização na medicina popular,

entre outros. Entre as espécies brasileiras, destacam-se a bracatinga, *M. scabrella* Benth., que é utilizada em reflorestamentos, como melífera, para combustível e produção de madeira, o maricá (*M. bimucronata* (DC.) O. Kuntze), comum em várzeas, podendo ser cultivada em linha como cerca viva defensiva, fornece lenha e carvão, e é uma excelente melífera e, ainda, o sansão do campo, *M. caesalpiniiifolia* Benth., cuja madeira é apropriada para usos externos, lenha e carvão, sendo muito usada como cerca viva defensiva. Entre outras espécies que também ocorrem no Brasil e são exploradas, mas em menor grau, por sua madeira, estão a *M. glutinosa* Malme, *M. artemisiana* Heringer & Paula, *M. tenuiflora* Poiret (também indicadas para reflorestamento) e a *M. laticifera* Rizzini & Mattos Filho (com potencial paisagístico) (Lorenzi, 1998).

A *M. scabrella*, segunda espécie de *Mimosa* de maior ocorrência no Rio Grande do Sul, após o maricá, é de grande importância, principalmente na região Sul do Brasil, onde ocorre geralmente associada a matas de pinhais em altas altitudes. Muitas das características silviculturais de *M. scabrella* são conhecidas. Entretanto, faltam estudos sobre a genética da espécie, tanto em termos de melhoramento como de conservação. A região brasileira de ocorrência natural de *M. scabrella* está entre as mais degradadas e fragmentadas do Brasil, devido à intensa urbanização, industrialização e desenvolvimento agropecuário. O risco de perda de variabilidade genética é iminente, tendo em vista que as populações remanescentes encontram-se em sua maioria isoladas em fragmentos florestais (Sobierajski, 2004). O desenvolvimento de técnicas de análises moleculares vem viabilizando os

estudos de caracterização e variabilidade de espécies arbóreas, favorecendo a conservação e/ou melhoramento genético de uma espécie, possibilitando, assim, a elaboração de estratégias que melhor se adaptem a este fim.

Apesar da importância do gênero, as informações citogenéticas para *Mimosa* são escassas. De acordo com a literatura, existem dados, em sua grande maioria, apenas determinação do número cromossômico, para cerca de 67 entidades taxonômicas, de um total de 704 táxons, um pouco menos do que 10% (Federov, 1969; IPCN, 2010). Para a maioria desses táxons examinados, o número cromossômico é de $2n=26$, o que corresponde ao nível diplóide. Em poucos casos há referências à variação intraespecífica no número cromossômico, como em *M. somnians* Humb. & Bonpl. ex Willd., *M. balansae* Micheli, *M. debilis* Humb. & Bonpl. ex Willd. e *M. nuda* Benth. (Seijo, 1993, 2000; Seijo & Fernández, 2001; Morales et al., 2010), restando a dúvida de se essa pouca variabilidade é real ou uma questão de amostragem.

Este trabalho faz parte de um projeto amplo de sistemática molecular de *Mimosa*, desenvolvido no “*Department of Plant Sciences, University of Oxford*”. O grande objetivo do presente trabalho é determinar o número cromossômico de um grande número de espécies de *Mimosa*, e tentar estabelecer relações entre distribuição dos níveis de ploidia com posição taxonômica, filogenética e distribuição geográfica.

O outro objetivo, considerando a importância da bracatinga, é analisar um grande número de populações da região Sul do Brasil quanto ao número cromossômico e caracterizar sua variabilidade utilizando marcadores moleculares do tipo RAPD.

2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

2.1 Taxonomia

A família Leguminosae compreende 19.325 espécies, 727 gêneros, 36 tribos e está dividida em três subfamílias: Caesalpinoideae, Mimosoideae e Papilionoideae. A subfamília Papilionoideae é a maior delas, com cerca de 13.800 espécies, distribuídas em 28 tribos; seguida da subfamília Mimosoideae, com quatro tribos e 3.270 espécies; e subfamília Caesalpinoideae, com quatro tribos e 2.250 espécies (Lewis et al., 2005).

As primeiras classificações foram feitas por Bentham (1842), que dividiu a subfamília Mimosoideae em três tribos: Eumimosae com androceu haplostêmone (número de estames igual o número de pétalas) e diplostêmone (número de estames igual o dobro do número de pétalas); Acacieae, com androceu polistêmone e Parkieae contendo os gêneros intermediários entre Caesalpinoideae e Mimosoideae. Em 1875, Bentham aumenta para seis o número de tribos: Parkieae, Piptadenieae, Adenanthereae, Mimoseae, Acacieae e Ingeae. Esta classificação esta baseada principalmente nas características do androceu (número de estames e presença de glândula no ápice do conectivo), presença de endosperma na semente e em caracteres do fruto. Em 1876, Benthán uniu as tribos Piptadenieae e Adenanthereae, pelo

fato da presença de endosperma na semente ocorrer nas duas tribos.

Lewis & Elias (1981) propuseram uma nova classificação para a subfamília Mimosoideae, com cinco tribos: Mimozygantheae, Parkieae, Mimoseae, Acacieae e Ingeae. A tribo Adenanthereae foi incluída em Mimoseae. Em 2005, Lewis et al. alocaram Parkieae dentro da tribo *Mimosae*, com o gênero *Parkia* R. Br. Com base em estudos filogenéticos, a tribo Mimozygantheae também estaria alocada dentro de *Mimosae*, mais especificamente dentro do grupo *Prosopis* próximo de *Piptadeniopsis* Burkart e *Prosopidastrum* Burkart. Os autores (Lewis et al., 2005) reconhecem, portanto, três tribos na subfamília Mimosoideae: Mimoseae, Acacieae e Ingeae.

A subfamília Mimosoideae, assim como Papilionoideae, é considerada monofilética, derivada de Caesalpinioideae, que é considerada como a subfamília basal e parafilética dentro de Leguminosae (Doyle, 1995; Doyle, 2000). Estudos de filogenia indicam que as tribos Ingeae e Acacieae derivam de Mimoseae, formando um grupo parafilético (Luckow et al., 2000; Bruneau et al., 2001; Luckow et al., 2003). O gênero *Mimosa* é considerado monofilético (Sulaiman et al., 2003). De acordo com uma classificação em grupos supragenéricos, *Mimosa* estaria dentro do grupo Piptadenia, o qual se ramifica basalmente para Acacieae e Ingeae (Luckow et al., 2003). Um diagrama de grupos da tribo Mimoseae, bem como os locais de ocorrência dos grupos, proposto por Luckow (2003) e Luckow et al. (2000), pode ser verificado na Figura 1.

Na literatura, encontram-se muitos trabalhos taxonômicos sobre o gênero *Mimosa*, podendo-se destacar a importante obra de Bentham (1875),

que dividiu *Mimosa* nas seções *Habbasia* (com espécies diplostêmones) e

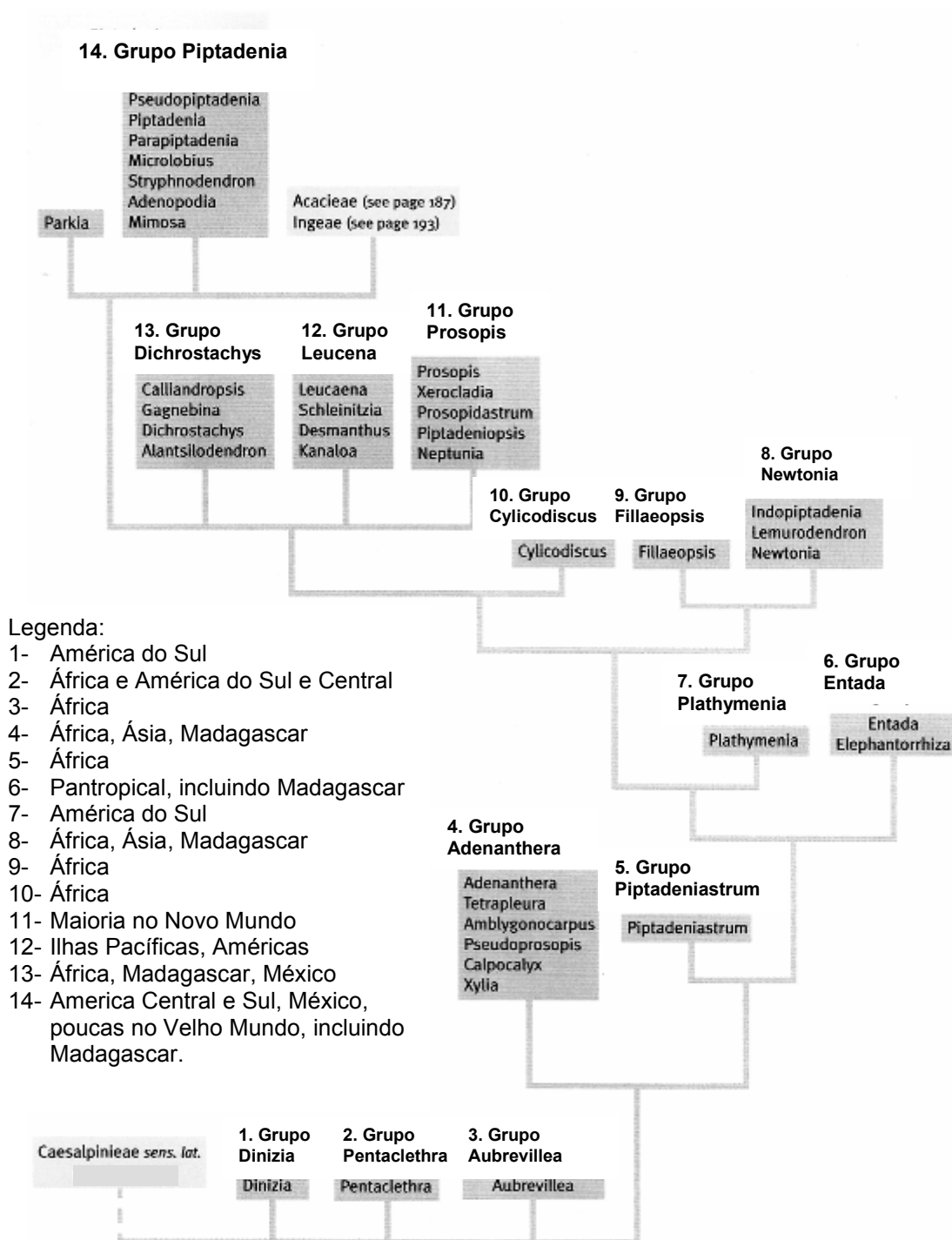


FIGURA 1: Diagrama das relações na tribo Mimoseae de acordo com Luckow (2003) e Luckow et al. (2000). Na legenda está o local de ocorrência das espécies referentes aos grupos (adaptado de Lewis et al., 2005).

Euminosa (com espécies haplostêmones). Outros trabalhos de caráter regional como os de Burkart, (1947; 1979) e Rambo (1966) também foram relevantes. No entanto, o mais amplo estudo sistemático para o gênero até o momento foi feito por Barneby (1991). Este autor realizou um trabalho singular, identificando e classificando cerca de 450 espécies de *Mimosa* do Novo Mundo, fornecendo informações ecológicas e de distribuição geográfica, além das chaves de identificações e descrições das espécies. Apesar de novas propostas de divisão, com as de Britton & Rose, em 1928, as principais definições de Bentham (1842; 1875) para o gênero foram mantidas por Barneby (1991). Um resumo histórico de alguns dos principais acontecimentos relacionados à taxonomia do gênero *Mimosa* pode ser encontrado na Tabela 1.

TABELA 1: Resumo histórico das principais acontecimentos taxonômicos relacionados ao gênero *Mimosa*

| | |
|------------------------|--------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|
| Tournefort (1700-1703) | Distingue <i>Acacia</i> Mill. de <i>Mimosa</i> . |
| Linnaeus (1753) | Descreve e classifica em <i>Mimosa</i> quase todas as plantas que estão hoje na subfamília Mimosoideae. |
| Linnaeus (1767-1771) | Menciona poligamia em <i>Mimosa pudica</i> . |
| Lamarck (1783-1817) | Segue a classificação de Linnaeus (1753) e enumera 58 espécies de <i>Mimosa</i> , das quais segundo Bentham (1842) somente oito espécies pertencem realmente ao gênero. |
| Willdenow (1805) | Faz a primeira análise genérica de <i>Mimosa</i> subdividindo em cinco gêneros: <i>Inga</i> Mill., <i>Mimosa</i> , <i>Scharankia</i> Willd., <i>Desmanthus</i> Willd. e <i>Acacia</i> . Restringiu para <i>Mimosa</i> as espécies com flores octostêmones, com frutos lomentiformes, incluindo dentro de <i>Mimosa</i> o gênero <i>Entada</i> Adans. e, por engano, <i>Albizia julibrissin</i> Durazz. |
| Sprengel (1826) | Menciona octandria e monoginia no gênero <i>Mimosa</i> |

TABELA 1: Continuação. Resumo histórico das principais acontecimentos taxonômicos relacionados ao gênero *Mimosa*

| | |
|----------------------------|----------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|
| De Candolle (1825) | Relaciona a tribo Mimoseae, o gênero <i>Mimosa</i> e a seção <i>Eumimosa</i> com três séries: Sensitivae, Pudicae e Bipinnatae. |
| Bentham (1842) | Publica a primeira classificação de <i>Mimosaceae</i> em “ <i>Notes on Mimoseae</i> ”. Amplia a seção <i>Eumimosa</i> de De Candolle para 11 séries e na seção <i>Habbasia</i> reúne as seções <i>Habbasia</i> e <i>Batocaulon</i> de De Candolle. |
| Bentham (1875) | Publica “ <i>Revision of the Suborder Mimoseae</i> ”. Revisa a subfamília, segregando-a em seis tribos e 46 gêneros. Consolida na seção <i>Eumimosa</i> 12 séries e, na seção <i>Habbasia</i> , 11 séries. |
| Bentham (1876) | Publica “ <i>Flora brasiliensis</i> ”, com 199 espécies de <i>Mimosa</i> , onde <i>Mimosa</i> , <i>Desmanthus</i> , <i>Schrankia</i> e <i>Leucaena</i> Benth. estão na seção <i>EuMimosa</i> . |
| Britton & Rose (1928) | Inclui na “ <i>North American Flora</i> ”, estudos de revisões independentes para <i>Mimosa</i> da América do Norte. Propõe uma nova divisão para o gênero. |
| Burkart (1947) | Publica “ <i>Las especies de Mimosa de la Flora Argentina</i> ” |
| Rambo (1966) | Relata 42 espécies de <i>Mimosa</i> para o Rio Grande do Sul na obra “ <i>Leguminosae Riograndenses</i> ”. |
| Burkart (1979) | Relaciona 47 espécies para Santa Catarina na “ <i>Flora ilustrada Catarinense</i> ”. Seção <i>Habbasia</i> com flores diplostêmones e seção <i>Mimosa</i> (<i>Eumimosa</i>) com flores haplostêmones. |
| Lewis & Elias (1981) | Propõem uma nova classificação para a subfamília <i>Mimosaceae</i> , com base principalmente em características de flores e frutos. Dividem em 12 grupos informais: <i>Adenantha</i> , <i>Aubrevillea</i> , <i>Dichrostachys</i> , <i>Dinizia</i> , <i>Entada</i> , <i>Fillaesopsis</i> , <i>Leucaena</i> , <i>Newtonia</i> , <i>Piptadenia</i> , <i>Plathymentia</i> , <i>Prosopis</i> e <i>Xylia</i> . |
| Barneby (1991) | Faz uma revisão das espécies de <i>Mimosa</i> do Novo Mundo (mais detalhes no texto). |
| Izaguirre & Beyhaut (2003) | Em “ <i>Las Leguminosas em Uruguay y regiones vecinas</i> ”, descrevem e ilustram 48 entidades taxonômicas do gênero <i>Mimosa</i> . |

Segundo Barneby (1991), com um grande número de espécies de *Mimosa* sendo descobertas desde 1875, foi necessária uma reorganização da classificação e estabelecimento de novas categorias. As principais alterações foram: reconhecimento de uma seção primitiva *Mimadenia*, caracterizada pela presença de nectários peciolares; divisão da seção *Habbasia* em duas seções do mesmo nível (*Habbasia* e *Calothamnos*); mudança dos gêneros *Schrankia* e *Schranckiastrum* Hassler para séries dentro da seção *Batocaulon*; reordenamento das espécies dentro da complexa seção *Mimosa*. O autor (Barneby, 1991) reconhece cinco seções para o gênero, com base, principalmente, em presença ou ausência de nectários extraflorais, em características florais e tipos de tricomas. As seções são: *Mimosa*, *Habbasia*, *Calothamnos*, *Batocaulon* e *Mimadenia*. Esta última seria a mais ancestral e *Mimosa* a mais derivada (Figura 2). As principais características das seções taxonômicas, o número de espécies reconhecidas por Barneby (1991), bem como a chave de identificação taxonômica serão descritas a seguir.

- a) **Seção *Mimadenia***: possui cerca de 15 espécies, que se caracterizam pela presença de nectário extrafloral logo abaixo do primeiro par de folíolos (presente somente nesta seção). Em geral, são trepadeiras ou arbustos com acúleos.
- b) **Seção *Batocaulon***: possui flores diplostêmones (raras exceções, haplostêmones), caule e pecíolos sem tricomas, corola glabra. São árvores, arbustos, subarbustos e trepadeiras geralmente aculeadas. É a seção com maior número de espécies, cerca de 190.

- c) **Seção *Calothamnos***: caracteriza-se por ter flores haplostêmones, filetes amarelos (com algumas exceções), indumento da planta composta por setas plumosas ou estrelada. São árvores altas, arbustos, subarbustos campestres lenhosos e são inermes. Possui cerca de 26 espécies.
- d) **Seção *Habbasia***: pela presença de flores diplostêmones, caule, pecíolos e ráquis com tricomas basalmente dilatados ou bulbosos. Em geral, são árvores, arbustos, subarbustos ou ervas aculeadas. Tem hábito diversificado de fácil adaptação a diferentes ambientes. Possui cerca de 78 espécies.
- e) **Seção *Mimosa***: com flores haplostêmones. O indumento das plantas é composto por tricomas simples, filetes rosados, inflorescência do tipo capitulo, fruto 2-5 artículos (exceção 8 artículos). A maioria é arbustos ou subarbustos, inermes ou aculeados. Possui cerca de 177 espécies.

Chave para identificação das seções de *Mimosa* L. de acordo com Barneby, 1991.

1. Nectários extraflorais presentes logo abaixo do primeiro par de folíolos ou entre o primeiro par..... seção *Mimadenia*
 - 1'. Nectários extraflorais ausentes.....2
2. Flores 3 – 5 (-6) – meras, androceu diplostêmones (exceto na série *Plurijugae* Karsten da seção *Batocaulon* e em poucas espécies de

Mimosa seção *Batocaulon*, série *Fagaracanthae* Barneby, mas neste caso sem tricomas basalmente dilatados ou estrelados nos ramos).....3

3. Ramos sem tricomas basalmente dilatados, adpressos ou não, ou ramos hispidamente setosos, raquis e margem dos folíolos esparsamente pubérulos ou glabros; lobos da corola sem nervura.....seção *Batocaulon*

3'. Ramos, raquis e freqüentemente, margem dos folíolos estrigosos ou hispídeos com tricomas basalmente dilatados ou bulbosos, geralmente flageliformes, se a margem não ciliada lobos da corola com várias nervuras.....seção *Habbasia*

2'. Flores geralmente 4-meras, androceu haplostêmones (raras flores diplostêmones na base da inflorescência, mas estéreis).....4

4. Ramos e folíolos recobertos por tricomas ramificados, folíolos não ciliados com tricomas basalmente dilatados; filetes geralmente amarelos, em algumas espécies alvos ou róseos, mas, neste caso, tubo ou lobos da corola recobertos por tricomas ramificados.....seção *Calothamnos*

4'. Ramos e folíolos geralmente recobertos por tricomas simples, algumas vezes com tricomas ramificados, mas, neste caso, filetes róseos e tubo ou lobos da corola não recobertos por tricomas

ramificados (estes ausentes, glabros em outras estruturas e sem tricomas ramificados serie *Sparsae*).....seção *Mimosa*

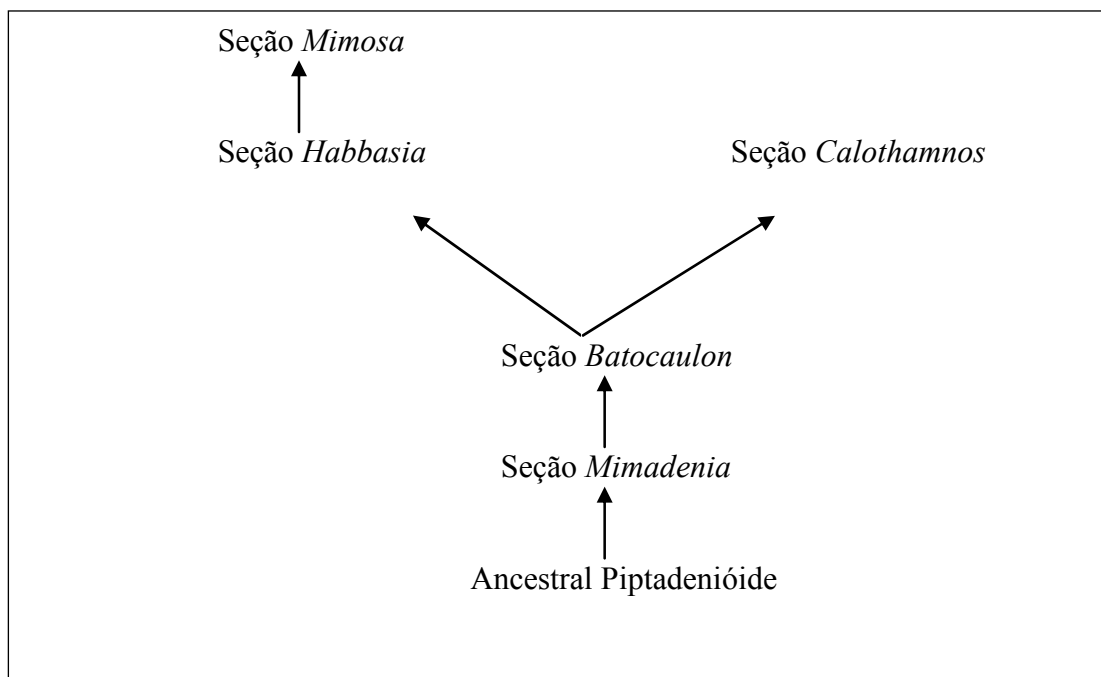


FIGURA 2: Proposta filogenética para o gênero *Mimosa* (adaptado de Barneby, 1991).

O gênero *Mimosa* é o segundo maior da subfamília Mimosoideae, com cerca de 530 espécies, superado apenas pelo gênero *Acacia*, com cerca de 1.450 espécies (Lewis et al., 2005; Simon, 2009). O gênero é considerado por renomados taxonomistas como sendo mal resolvido taxonomicamente. Apesar de estudos tão abrangentes como a monografia de Barneby (1991) para o Novo Mundo e o de Dupuy et al., (2002) para espécies de Madagascar, diferentes autores vêm tentando solucionar este problema com auxílio da filogenética. Segundo Simon (2009), após a publicação de Barneby (1991), em 15 anos, cerca de 40 novos táxons foram descritos, e novos táxons continuam sendo identificados, necessitando de mais estudos taxonômicos para alocação destes.

Atualmente, com auxílio de análise filogenética molecular, estão sendo realizados vários trabalhos, muitos, porém, em fase de publicação. Em 2007, Jobson & Luckow, em estudo do gênero *Piptadenia* Benth., utilizando seqüências de DNA plastidial (*trnL-F* e *trnK/matK*), incluíram nove espécies de *Mimosa*. Apesar do pequeno número de espécies de *Mimosa*, foi possível comprovar a monofilia do gênero. Resultado semelhante foi obtido por Bessega et al. (2008), em estudo filogenético com base em seqüências de nucleotídeos de cloroplastos (*trnL-trnF*), de 34 espécies de *Mimosa*. Além da monofilia de *Mimosa*, os autores sugerem ser este derivado de *Piptadenia viridiflora* (Kunth) Benth. Com exceção de *Mimadenia*, as outras quatro seções taxonômicas foram incluídas no estudo e foram observados conflitos de delimitações entre as seções *Batocaulon* e *Habbasia*, *Calothamnos* e *Mimosa*, e entre séries e subséries dentro da seção *Mimosa*.

Para a seção *Calothamnos*, Coutinho (2009) realizou uma revisão taxonômica, a qual incluiu 2000 espécimes, depositados em herbários brasileiros e do exterior, em expedições de coleta. A reconstrução filogenética foi feita a partir de análises de parcimônia e bayesiana, baseadas em marcadores moleculares de cloroplasto (*trnH-psbA* e *rps16*), do núcleo (ITS) e em dados morfológicos. A autora (Coutinho, 2009) propôs algumas modificações para a seção, como: rearranjos infra-específicos, sinonimizações, adequações nomenclaturais, além de designar sete lectótipos e descrever três novas espécies, resultando no aumento do número de espécies de 26 (34 táxons) para 32 (35 táxons). Para esta seção, a análise filogenética foi fortemente sustentada como monofilética.

Simon (2009) realizou o mais extenso trabalho de filogenética molecular para o gênero *Mimosa*. O autor inclui na análise 259 espécies de *Mimosa* (50% do total), utilizando seqüência de DNA plastidial (*trnD-trnT*). Em relação aos grupos de Barneby (1991), confirmou apenas alguns grupos. As seções *Batocaulon* e *Habbasia* não são monofiléticas, ao passo que a seção *Mimadenia* é monofilética, já as espécies haplostêmones (seções *Calothamnus* e *Mimosa*) estariam no mesmo grupo (Figura 3). Entretanto, o autor (Simon, 2009) considera que há uma congruência geral da análise filogenética com a visão de Barneby (1991) sobre o gênero, com muitos dos grupos infragenéricos (séries e subséries) recuperados como monofiléticos. O autor também estudou espécies do Velho Mundo (que não estão na classificação de Barneby, de 1991), e estas formaram um grupo tendo como parentes próximos espécies da América do Sul, incluindo a espécie *M. bimucronata* (DC.) Kuntze, espécie de maior ocorrência no Rio Grande do Sul.

Apesar dos recentes estudos, ainda não há uma sugestão de uma nova taxonomia para *Mimosa*, por isto, a classificação de Barneby (1991) ainda é utilizada e será seguida neste trabalho.

2.2 Características morfológicas do gênero *Mimosa*

As espécies de *Mimosa* são arbustos, subarbustos, lianas ou ervas, raramente árvores. O **caule** pode ser aculeado ou não, com presença de pequenos tricomas uniseriais. As **estípulas**, na maioria das espécies, são simples, raramente lanceoladas, com uma ou poucas nervuras e muitas vezes decíduas com a idade. Presença de **nectários extraflorais** (apenas na seção

Mimadenia). As **folhas** são geralmente compostas bipinadas, consistindo de um a 40 pares de folíolos cada um dos quais com um a mais de 100 pares de foliólulos.

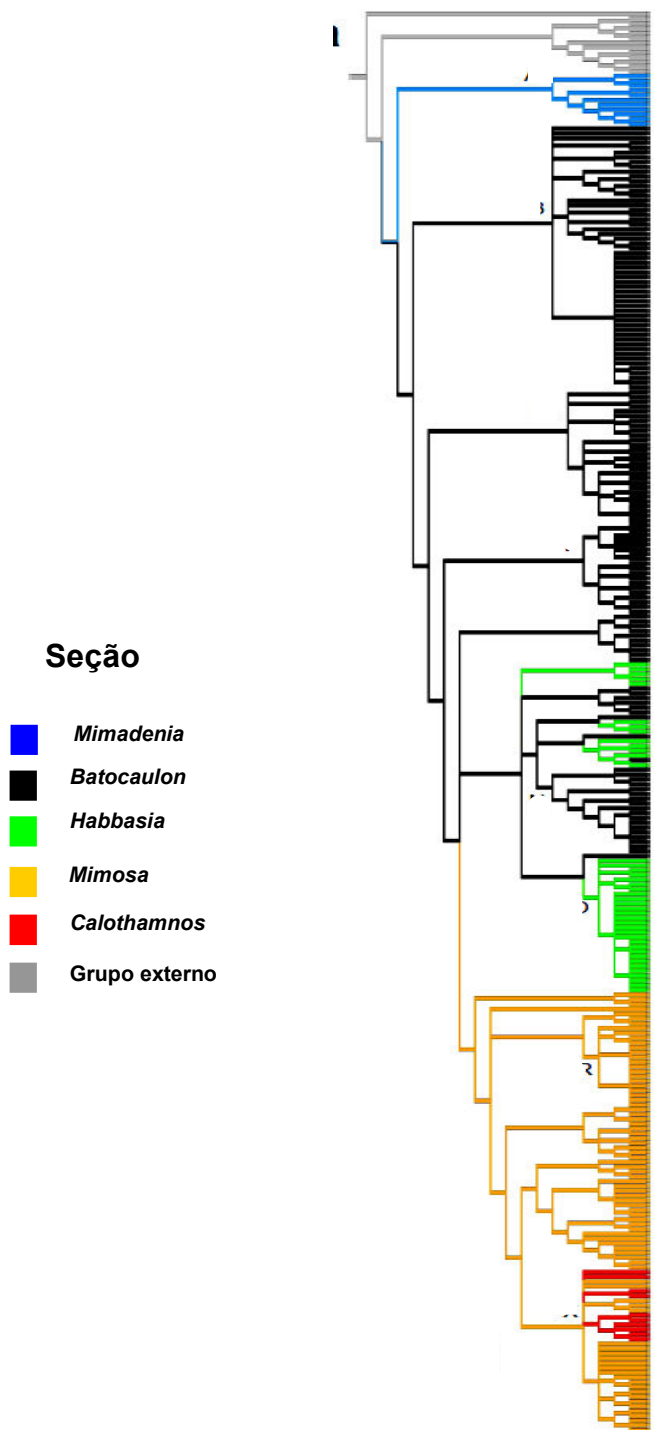


FIGURA 3: Classificação infragenérica em *Mimosa*, segundo Simon (2009).

As **inflorescências** são do tipo espigas ou capítulos. As **flores** são hipóginas, actinomorfas; cálice campanulado, bastante reduzido ou até mesmo obsoleto, prefloração valvar; corola com pétalas unidas entre si, filetes livres entre si ou curtamente unidos, filetes róseos, brancos ou amarelos. O **fruto** é, em geral, do tipo craspédio articulado, algumas vezes, lomento ou craspédio não articulado (sem fragmentação das valvas), muito variáveis em forma e dimensão, com artículos deiscentes ou indeiscentes, número de artículos de 2-20, réplum e valvas, glabros ou recobertos por tricomas variados ou até mesmo aculeados (Barneby, 1991) (Figuras 04; 05; 06; 07; 08; 09).



FIGURA 4: *M. dutrae* Malme. Inflorescência do tipo espiga. Fonte: Autoria própria.



FIGURA 5: *M. somnians* H.B.K ex Willd. var *lasiocarpa* (Benth.) Barneby. Inflorescência panícula de capítulos. Fonte: Autoria própria.



FIGURA 6: *M. caesalpinifolia* Benth. Detalhe da inflorescência do tipo espiga, flores com filetes brancos. Fonte: Autoria própria.



FIGURA 7: a) *M. sparsiformis* Barneby. Detalhe do fruto do tipo craspédio, com artículos deiscentes e glabros; b) *M. velloziana* Mart. Detalhe do fruto do tipo craspédio articulado, indeiscente, aculeado. Fonte: Autoria própria.



FIGURA 8. *M. velloziana* Mart. Ramo e pecíolo com acúleos. Fonte: Autoria própria.



FIGURA 9. *M. pigra* L. var. *dehisces* (Barneby) D.Glazier & Mackinder. a) Inflorescência do tipo capítulo; b) Detalhe do fruto do tipo craspédio, com artículos deiscetes, com tricomas uniseriais; c) População. Fonte: Autoria própria.

Um dos mais fascinantes fenômenos que se verifica em algumas espécies do gênero é a ocorrência de seismonastia e nictinastismo (Figura 10). Seismonastia é o movimento verificado nos folíolos que, após sofrerem abalo mecânico ou físico, se fecham; e nictinastia é o movimento das folhas para cima, ficando na posição horizontal na presença de luz e, para baixo, na ausência (Raven et al., 1996).



FIGURA 10: *M. pudica* var. *dehisca*. Fonte: Autoria própria.

Verifica-se na seismonastia que os estímulos levam a um decréscimo no turgor das células dos pulvinos, envolvendo migração de íons através das membranas e conseqüente fechamento das folhas (Ghosh et al., 1998). Estudos biológicos e químicos, com *M. pudica* L. indicam que a

ocorrência de seismonastia está relacionada à abertura e fechamento dos folíolos pelo movimento da água para dentro ou para fora das células motoras, o qual é conduzido principalmente por íons Ca^+ , K^+ , Cl^- , S e P (Allen, 1969; Toriyama & Jaffe, 1972; Ghosh et al., 1998; Ueda & Yamamura, 1999; Ueda & Nakamura, 2007). Em *M. rixosa* Mart. e *M. flexuosa* Mart., Rodrigues & Machado (2008), observaram a ocorrência de seismonastia, heliotropismo e nictinastia.

2.3 Origem, evolução e distribuição geográfica do gênero

As espécies de *Mimosa* são mais numerosas e diversas nos trópicos, ocorrendo em baixas e médias altitudes. Cerca de 490 espécies ocorrem nas Américas e cerca de 40 espécies são nativas do Velho Mundo (Madagascar, partes da África Oriental e partes do Sudoeste da Ásia). Nas Américas, a distribuição é ampla, ocorrendo desde a região central temperada, do Norte dos Estados Unidos e, ao Sul, na região temperada da Argentina e Uruguai (Barneby, 1991; Simon, 2009).

Seus habitats variam de florestas equatoriais macrotérmicas a savanas e campos, florestas tropicais e subtropicais de vegetação espinhenta, pastagens tropicais e desertos, havendo uma rápida adaptação das espécies, quanto à forma de crescimento, a esses ambientes (Barneby, 1991).

O centro de origem do gênero foi provavelmente nas regiões úmidas da América do Sul (Polhill et al., 1981). Os principais centros de especiação são o Brasil Central (equivalente às regiões do Cerrado e da Caatinga) e o Centro e Sul do México. Centros menores localizam-se em Cuba-Hispaniola

República Dominicana e Haiti), Bacia do Orinoco e Madagascar (Barneby, 1991).

Dados de filogenia molecular sugerem dispersão recente para as espécies de *Mimosa*, com maioria dos clados emergindo entre 15 e 3 milhões de anos atrás (Simon, 2009) o que descarta a hipótese de vicariância entre África e América do Sul (100 milhões de anos), sugerindo a dispersão à longa distância.

Um grande número de espécies ocorre no Brasil. Na região do Cerrado brasileiro, Simon & Proença (2000) registraram a ocorrência de 189 espécies, 74% das quais restritas ao bioma e aproximadamente 50% endêmicas. A distribuição geográfica destas espécies endêmicas mostrou que a maioria ocorre em altas altitudes (>1000m). Segundo os autores (Simon & Proença, 2000), acontecimentos históricos geográficos poderiam explicar a ocorrência de espécies raras de *Mimosa* no Brasil Central.

Um estudo relacionado a aspectos biológicos de três espécies endêmicas de *Mimosa* (*M. decorticans* Barneby, *M. heringeri* Barneby e *M. setosissima* Taub.) que ocorrem no Brasil Central foi realizado por Simon & Hay (2003). Estes autores compararam a estrutura populacional, fenologia, frutificação, predação de sementes, germinação e estabelecimento, das três espécies citadas com três populações da espécie comum *M. claussoni* Benth. O maior destaque no estudo foi a vantagem na biologia reprodutiva das espécies raras, em relação às espécies comuns. Segundo os autores, espécies raras exigiriam altas taxas de reprodução para se manterem no limitado habitat, no entanto, espécies comuns não teriam que investir tanto na reprodução

devido à maior tolerância a diferentes habitats e ampla distribuição geográfica. Quanto à restrita distribuição geográfica destas espécies, os autores relacionam ao fato de que estas são provavelmente originadas de um ancestral comum e que, devido a mudanças climáticas, tiveram sua distribuição geográfica reduzida, resultando em populações isoladas restritas a regiões montanhosas, onde o clima era mais frio e úmido. Como consequência desse isolamento, estas populações se diferenciaram de outras espécies encontradas no presente. No caso das espécies *M. decorticans* e *M. setosissima*, o endemismo é fortemente relacionado a uma combinação de condições especiais e isolamento da vegetação circundante, o que impede dispersão e colonização. No entanto, *M. heringeri* é uma exceção, pois não ocorre em um ambiente de Cerrado típico e sim em um latossolo. Para os autores, esta espécie pode ser uma relíquia da população do ancestral comum e que, atualmente, sobrevive no habitat marginal e é incapaz de expandir a sua distribuição geográfica.

Para as espécies de *Mimosa* da região do Cerrado brasileiro, a análise filogenética aponta para o surgimento destas acerca de quatro milhões de anos, de forma independente, pelo menos 11 vezes. Em dois destes clados estão 75% destas espécies, que têm como característica comum a resistência ao fogo. A diversidade de formas de vida destas espécies (ervas, rosetas, arbustos, subarbustos, árvores) reflete a evolução de diversas formas adquiridas pelas espécies para tolerar o fogo (Simon, 2009).

Barneby (1991) relata uma série de características de espécies primitivas e derivadas, conforme Tabela 2.

TABELA 2: Características do gênero *Mimosa*, presentes em espécies consideradas primitivas e em espécies derivadas, adaptado de Barneby (1991).

| | Primitivas | Derivadas |
|---------------------|------------------------------------------------------|------------------------------------------------------------------|
| Hábito | Árvores, arbustos, trepadeiras. | Subarbustos, ervas, trepadeiras. |
| Armamentos | Acúleos de números definidos, nodais ou infranodais. | Acúleos numerosos espalhados pelo caule ou haste da folha. |
| Setas | Lineares, basifixas, eglandulares ou lisas. | Dilatadas basalmente, esporo basais, com glândula tipo plumosa. |
| Estípulas | Estreitas, 1-3 nervuras. | Dilatadas, estriadas pluri nervadas, coriáceas. |
| Nectário peciolar | Presente, funcional. | Reduzido ou não funcional, obsoleto. |
| Forma da folha | Lâmina bipinada e poucos folíolos. | Lâmina bipinada, com muitos ou um par de folíolos. |
| Inflorescência | Axilar, flores em espigas, hermafroditas. | Paniculada, pseudoracemosa, flores em capítulos, poucos estames. |
| Cálice | Membranoso, denteado ou truncado. | Paleáceo. |
| Corola | 5-(-6) meras, lóbulos membranáceos, uninervados. | 4-3-meras, lóbulos lisos ou várias nervuras. |
| Androceu | Diplostêmone, filetes livres. | Haplostêmone, filetes monadelfos. |
| Pólen | Muitos ou n° moderado, composto em tétrades. | Em pequenas tétrades simples. |
| Óvulos | Número moderado (6-14). | Numerosos (+16) ou 2-6. |
| Replum | Fino | Dilatado |
| Deiscência do Fruto | Craspedial | Valvar |

Outra característica que distingue espécies primitivas de derivadas é a formação dos grãos de pólen. Em *Mimosa*, os grãos de pólen se associam em tétrades, bitétrades e políades de 12 a 16 grãos (Guinet, 1981).

Barneby (1991) considera em *Mimosa*, como característica primitiva grãos de pólen agrupados, e livres, como derivada. Na literatura, encontramos estudos com pólen de diferentes seções taxonômicas que corroboram com essa referência.

Lima et al. (2008) estudaram espécies de quatro seções taxonômicas e verificaram em *Mimadenia* a ocorrência de grãos de pólen agrupados em 12 grãos; já para as seções *Batocaulon*, *Habbasia* e *Mimosa*, verificaram a ocorrência de tétrades e bitétrades. Para a seção *Batocaulon*, serie *Quadrivalves*, Cruz et al. (2006), verificaram grãos de pólen associados em tétrades cruzadas, ligeiramente comprimidas de forma elíptica. Buriel et al. (2010), verificaram grãos de pólen agrupados em tétrades para a seção *Mimosa*, e para a seção *Batocaulon*, além de tétrades, verificaram bitétrades. Para 49 indivíduos da espécie *M. bimucronata* (Seção *Batocaulon*), Olkoski & Schifino-Wittmann (2011) verificaram formação de políades, também chamadas bitétrades, contendo oito grãos de pólen.

Entretanto, em outros grupos, a evolução das políades poderia estar associada à eficiência na transferência de pólen (Arroyo, 1981). É o caso de *Asclepiadaceae*, onde a ocorrência de políade é considerada uma característica evolutiva, pois garantem que centenas de grãos de pólen sejam dispersos ao mesmo tempo, maximizando a polinização (Wyatt et al., 2000). A ocorrência de pólen agrupado pode ser considerada uma vantagem seletiva para a reprodução, pois se apenas uma políade alcançar a superfície do estigma, todos os óvulos dentro do ovário podem ser fertilizados, além de ser um modo eficiente de dispersão do pólen por insetos (Kenrick & Knox, 1982).

Em *M. bimucronata* Seijo & Neffa (2004) verificaram que a ocorrência de políades é uma adaptação para uma alta produção de sementes, por um único evento de polinização, e não uma adaptação à polinização por insetos.

Em plantas com sistema de auto-incompatibilidade pós-zigótica, como é o caso de *Mimosa*, pólen agrupado é considerado uma vantagem, no sentido de evitar que cargas de diferentes polens se misturem (Lipow & Wyatt, 2000).

2.4 Importância econômica

A família das leguminosas apresenta grande importância em diferentes setores da economia. Do ponto de vista ecológico, sabe-se que as leguminosas são de fundamental importância em locais perturbados e em terrenos agrícolas em descanso ou abandonados, devido à sua capacidade de crescer em solos pobres em nitrogênio, servindo como melhoramento do solo, também provendo sementes e forragens a animais domésticos e silvestres (Isely, 1982).

O gênero *Mimosa* pode ser considerado um grupo funcional muito importante nos ecossistemas devido aos nódulos fixadores de nitrogênio em suas raízes, que se associam com bactérias do gênero *Rhizobium* (Isely, 1982).

Muitas espécies se enquadram na definição de espécies multipropósitos – MPTS, sendo exploradas economicamente para vários fins. Espécies MPTS são consideradas de extrema importância nos sistemas agroflorestais, como opção de uso viável da terra, dependendo da exploração

do potencial destas espécies (Nair, 1993).

Entre as brasileiras, destaca-se *M. scabrella* Bentham, conhecida popularmente como bracatinga (Figura 11). Há duas variedades de bracatinga reconhecidas botanicamente: var. *scabrella* conhecida como típica e *M. scabrella* var. *aspericarpa* (Hoehne) Burkart. conhecida como argentina. Apesar do nome popular, ambas são restritas ao Brasil. A var. *scabrella* floresce no inverno e a frutificação ocorre nos meses de dezembro a março. A var. *aspericarpa* floresce nos meses de novembro e dezembro e a frutificação se dá nos meses de março a maio (Embrapa, 1988).

M. scabrella possui crescimento rápido, alcançando a idade reprodutiva aos três anos e sistema reprodutivo misto, com predominância de alogamia (Fonseca, 1982; Sobierasjki et al., 2006). A maior área contínua de ocorrência é a região Sul, com altitudes acima de 700m, temperaturas médias anuais de 13 a 18,5° C e sem déficit hídrico. É uma espécie nativa de uso múltiplo, sendo base de um importante sistema agroflorestal do Sul do Brasil. A bracatinga chega a até 15-20m de altura, sendo bastante indiferente às condições físicas do solo. Incorpora nitrogênio e fósforo ao solo (através dos nódulos radiculares e pela queda das folhas), sendo indicada para recuperação de áreas degradadas. Sua madeira é usada em construção civil, marcenaria, para celulose, sendo ótima para lenha e carvão (Lorenzi, 1992; Backes & Irgang, 2002). Também apresenta potencial como planta de sombra em plantações de café, para reduzir os danos por geada (Caramori et al., 1996). Como forrageira, apesar de ter boa percentagem de proteína, não é indicada, devido à baixa digestibilidade (Fischer & Dall'Agnol, 1985), e ausência de

rebrotando dificultando o cultivo dessa espécie como forrageira (EMBRAPA, 1988). É também uma espécie melífera, usada em paisagismo urbano, sendo bastante ornamental, principalmente quando em flor, e produtora de gomas e taninos. O “mel de bracinga” é rico em glicose, com cristalização rápida, sendo que a espécie fornece néctar e pólen durante o inverno, aspecto importante para a apicultura (Lorenzi, 1992). Estudo relacionado à identificação de tipos polínicos encontrados no mel em todas as estações do ano, em Caxias do Sul (RS), revelou maior concentração de pólen no inverno, devido à grande concentração de pólen de *M. scabrella* (Vergamini et al., 2006). Estudo semelhante foi realizado na Bahia, onde foram encontrados 43 tipos de pólen, sendo consideradas como dominantes quatro espécies, entre elas *M. scabrella* (Moreti et al., 2000).

O maricá (*M. bimucromata* (DC.) O. Kuntze) (Figura 12), também conhecido como silva, espinheira ou angiquinho, é comum em várzeas, age como pioneira em áreas de antigos arrozais e presta-se para recuperação de áreas degradadas sujeitas à inundação. Atinge até 15m de altura, podendo ser cultivada em linha como cerca viva defensiva, fornece lenha e carvão, e é uma excelente melífera. Os brotos são usados medicinalmente contra asma, bronquite e febre. Ocorre na Argentina, Uruguai e Brasil (de Pernambuco ao Rio Grande do Sul) (Lorenzi, 1998; Backes & Irgang, 2002).

M. incana, popularmente conhecida como vassoura-branca, é uma árvore ou arbusto muito ramificado e copado, de 2-4 metros de altura, cuja floração apresenta coloração rosada, ocorrendo em campos arenosos, regiões úmidas a pantanosas, com vegetação arbustiva, ocorrendo do Sul do Brasil

(RS) até o Norte do Uruguai (Lins, 1984; Izaguirre & Beyhaut, 2003) (Figura 13). É a terceira espécie de *Mimosa* de maior ocorrência no Rio Grande do Sul, superada por *M. scabrella* e *M. bimucronata* (espécie de maior ocorrência no Estado).



FIGURA 11: *M. scabrella*, em São Francisco de Paula/ RS, associada à mata de pinhais. Fonte: Autoria própria.



FIGURA 12: *M. bimucronata*, Mogi das Cruzes/ SP. Fonte: Autoria própria.

A espécie *M. caesalpinifolia* Benth., popularmente conhecida como sabiá ou sansão-do-campo, é uma planta nativa na região Nordeste e vem sendo progressivamente cultivada do Maranhão a São Paulo, para extração de madeira e carvão, sendo muito utilizada para arborização e cerca-viva (Figura 14) (Lorenzi, 1992, Alves et al., 2005). Apresenta rápido crescimento, ideal para reflorestamentos destinados à recuperação de áreas degradadas, além de apresentar características ornamentais, podendo ser utilizado no paisagismo (Garcia et al., 2002). Melfera, atinge até 5-8m de altura (Lorenzi, 1992). A madeira é dura, pesada, compacta e de alta resistência (> 20 anos) ao ataque de cupins, insetos e fungos (Alencar, 2006). Estudos feitos no Nordeste brasileiro indicam que a folhagem de *M. caesalpinifolia* é nutritiva (até 17% de proteína bruta) e palatável aos ruminantes, podendo constituir até 83% do volume ingerido pelos mesmos, na época de vegetação plena, que ocorre no período das águas, além de ser consumida (em menor quantidade) quando se desprende dos ramos após senescência, na época seca do ano (Vieira et al., 2005). Alguns autores recomendam o uso da forragem do sabiá, na forma de feno, como alimento alternativo para ruminantes no período seco (Vieira, 2000).

Entre outras espécies que também ocorrem no Brasil e são exploradas, mas em menor grau, por sua madeira, estão a *M. glutinosa* Malme, *M. artemisiana* Heringer & Paula e a *M. lactifera* Rizzini & Mattos Filho (com potencial paisagístico) (Lorenzi, 1998).

No Rio Grande do Sul, destacam-se estudos relacionados à anatomia da madeira, realizados com as espécies: *M. daleoides* Benth, (Marchiori, 1982); *M. cruenta* Benth, (Marchiori, 1985); *M. bimucronata*,

(Marchiori, 1993); *M. eriocarpa* Benth. (Carnieletto & Marchiori, 1993); *M. sparsa* Benth. (Maccari & Marchiori, 1994); *M. scabrella* (Marchiori, 1995); *M. incana* (Spreng.) Benth. (Marchiori, 1996a); *M. uruguensis* Hook. et Arn. (Marchiori, 1996b) *M. berroi* Burk (Marchiori, 1996c), *M. trachycarpa* Benth. (Marchiori & Muniz, 1997a) e *M. pilulifera* Benth (Marchiori & Muniz, 1997b).



FIGURA 13: Grande população de *M. incana* em Caxias do Sul/ RS, atuando como vegetação secundária. Fonte: Autoria própria.



FIGURA 14: *M. caesalpinifolia*, neste caso, como cerca-viva. Fonte: Autoria própria.

A *M. pudica*, conhecida popularmente como sensitiva, dormideira, é um subarbusto espinhento nativo de toda a América Tropical, incluindo o Brasil, de crescimento espontâneo e vigoroso em muitas regiões, sendo considerada como planta daninha em regiões litorâneas. É utilizada na medicina popular em quase todo o país para uma série de fins, como reumatismo, problemas do fígado, purgativa, até mesmo tumores. Devido à sua sensibilidade, que chama a atenção, foi levada para a Europa e Estados Unidos, onde é cultivada como ornamental, mas também é invasora (Lorenzi & Matos, 2002). O nome popular da *M. pudica* é devido ao tipo de movimento, a seismonastia, que também ocorre em outras espécies de *Mimosa*. Estudos com camundongos comprovaram cientificamente o uso popular de *M. pudica* para conter sangramentos em doenças de pele. O elevado teor de tanino encontrado nas raízes de *M. pudica* pode ser responsável pela cicatrização, provavelmente devido à atividade adstringente dos taninos (Kokane et al., 2009). Por outro lado, extrato de raiz, quando administrada oralmente em altas doses (300mg/kg de peso corporal/dia), tem efeito anti-fertilidade, comprovando o uso popular deste extrato na China como contraceptivo (Ganguly et al., 2007). Amalraj & Ignacimuthu (2002) alertam para o efeito hiperglicêmico causado por extrato de folhas de *M. pudica*, administrada oralmente na dose de 250mg/kg ou maior.

M. tenuiflora Poiret é outra espécie do gênero de grande importância, principalmente no Nordeste do Brasil e México. Conhecida como “jurema-preta”, tem sido utilizada em cultos indígenas no Nordeste brasileiro muito antes da colonização portuguesa. Os índios fazem uma bebida alucinógena que é chamada de “vinho da jurema”, a partir da raiz ou da casca

da planta (Souza, 2008). Além de ser indicada para reflorestamento, é muito utilizada na indústria de cosméticos por possuir a casca rica em taninos (Camargo-Ricalde & Dhillion, 2004; Dhillion & Camargo-Ricalde, 2005). O córtex desta planta é um remédio popular, utilizado no México para o tratamento de lesões de pele e feridas (Rivera-Arce et al., 2007). Por outro lado, a ingestão de grande quantidade das folhas tem sido a causa de malformações em ossos de ruminantes no semi-árido brasileiro (Medeiros et al., 2008).

No México, onde ocorrem cerca de 104 espécies de *Mimosa* Camargo-Ricalde et al. (2001), elaboraram uma lista com 32 espécies utilizadas em nível local e regional. A lista incluiu espécies forrageiras (16), medicinais (15), combustíveis (lenha e carvão) (14), cercas-vivas (11), madeira para construção (6), melíferas (5), indústria de cosméticos (4), ornamentais (3) e comestíveis (2).

Outros trabalhos no México destacam a importância da espécie *M. biucifera* Britton & Rose como importante colonizadora primária para solos que sofreram forte erosão (Luna-Suárez et al., 2000) e *M. arenosa* (Wild.) Poir. var. *leiocarpa* como importante colonizadora de florestas secundárias (Romero-Duque et al., 2007).

Entretanto, algumas espécies podem tornar-se invasoras agressivas quando cultivadas fora de seu habitat natural, como é o caso de *M. pigra* L., um arbusto espinhento densamente ramificado, que produz grande quantidade de sementes (Figura 15). Natural das Américas foi introduzida na Austrália e vários países da África e Ásia. Ocorrem em áreas agrícolas, áreas perturbadas,

florestas, áreas urbanas, ao longo de cursos d'água e áreas alagadas. Forma grupos densos e impenetráveis, tornando as áreas infestadas inacessíveis para o homem e animais, bloqueando canais de irrigação. Seu mecanismo de dispersão é basicamente através das sementes, que são em grande quantidade e cobertas por pêlos finos, os quais aderem facilmente a diversos tipos de superfície e são transportadas por animais (também através do trato digestivo), pelo homem e pela água. É considerada uma das piores invasoras na Austrália e consta entre as 100 piores invasoras mundiais (Weed Management Guide; Global Invasive Species Database, 2010).



FIGURA 15: Grande população de *M. pigra* var. *dehiscentes*, Caldas Novas/ GO. Destaque para a grande produção de sementes. Fonte: Autoria própria.

Vários trabalhos vêm sendo realizados com o intuito de combater *M. pigra* na Austrália: com herbicida e/ou herbivoria, por Paynter (2003) e Paynter & Flanagan (2004); pelo uso de desfolhação e herbivoria, por Paynter (2006) e Wirf (2006). O controle biológico pela ação de herbívoros é o tratamento que está tendo impacto mais significativo. A abertura do dossel pela ação dos herbívoros diminui a capacidade da planta daninha para competir com outras plantas (Paynter, 2005). Ainda segundo o mesmo autor, altas densidades de herbívoros são capazes de reduzir cerca de 90% a produção de sementes.

Lorenzi (2000) lista cinco espécies de *Mimosa* entre as espécies daninhas do Brasil. *M. bimucronata* é uma espécie considerada prolífera que escapa freqüentemente ao cultivo e infesta pastagens, beira de estradas e terrenos baldios, formando grandes áreas de característica impenetráveis devido à quantidade de acúleos. *M. debilis* Hum. & Bonpl. ex Willd. é uma planta daninha muito freqüente no Sul da Bahia, onde infesta áreas de pastagens, beira de estradas e terrenos desocupados, tolerando solos pobres e arenosos, formando densas reboleiras que se expandem a cada ano. *M. invisia* Mart. ex Colla é considerada uma planta de difícil controle e erradicação que infesta solos cultivados de lavouras e pastagens, onde é muito indesejada devido à quantidade de acúleos que ferem a úbere e mucosas dos animais. *M. pudica* é conhecida por infestar pastagens, solos cultivados, pomares e terrenos baldios. Ocorre principalmente na faixa litorânea e é de difícil controle, pois as sementes podem permanecer no solo, dormentes por até 15 anos. *M. ramosissima* Benth. é uma planta típica de regiões do Sul do país e da Serra da Mantiqueira (Minas Gerais), a qual prefere terrenos férteis e úmidos,

crescendo vigorosamente e superando todos os obstáculos que encontram.

2.5 Citogenética: importância e utilização

A citogenética é uma ciência que combina a citologia (estudo dos cromossomos e outros componentes da célula) e genética (estudo da herança). A ciência inclui manipulação cromossômica (técnicas de coloração dos cromossomos), função e movimento dos cromossomos (divisão celular: mitose e meiose), números e estrutura dos cromossomos (cariótipo), e modificações na estrutura e comportamento que se refere à recombinação, transmissão e expressão de genes (Singh, 2002).

Estudos citogenéticos compreendem todo e qualquer estudo relativo ao cromossomo isolado ou em conjunto, condensado ou distendido, tanto no que diz respeito à sua morfologia, organização, função e replicação, quanto à sua variação e evolução (Guerra, 1988). Mesmo com o advento da genética molecular, a análise cromossômica continua sendo a única maneira de observar todo o genoma de um eucarioto na forma de blocos individualizados de material genético, passíveis de serem mensurados, diferenciados em sub-unidades e manipulados de diversas maneiras (Guerra & Souza, 2002).

A citogenética possui um importante papel nos estudos relacionados à taxonomia e evolução, uma vez que auxilia nos problemas de classificação e identificação taxonômica, além de melhorar a compreensão evolutiva dos grupos (Stace, 2000). Segundo Guerra (2008), além de ser uma ferramenta útil na sistemática e evolução das plantas, a determinação cromossômica, a detecção de poliploidia, bem como outras alterações observadas através da

análise citogenética podem complementar as informações obtidas por métodos morfológicos e moleculares.

Para a sistemática, o conhecimento do número cromossômico das espécies é de grande importância. Números cromossômicos similares podem indicar relações de parentescos próximos; por outro lado, números cromossômicos distintos, muitas vezes, geram isolamento reprodutivo a partir da fertilidade reduzida dos híbridos. O tamanho dos cromossomos, a posição dos centrômeros, padrões de bandeamento e outras características também podem ter importância do ponto de vista sistemático (Judd et al., 2009).

A caracterização citogenética é de fundamental importância na caracterização das coleções de germoplasma, que envolve, entre outros aspectos, a contagem do número cromossômico, determinação do nível de ploidia, avaliação do comportamento meiótico e da fertilidade de pólen e a determinação da afinidade genômica entre acessos em híbridos interespecíficos (Pagliarini & Pozzobon, 2004). Sybenga (1998), além dos aspectos importantes da citogenética já mencionados, enfatiza o estabelecimento de técnicas para manipulação genética que inclui transferência de genes, efeitos de dosagem gênica e manipulação dos sistemas genéticos.

Nas leguminosas em geral, vários trabalhos relatam a importância da caracterização citogenética. Entre eles, encontram-se estudos de questões envolvendo taxonomia e evolução de *Lupinus* L. (Maciel & Schifino-Wittmann, 2002; Conterato & Schifino-Wittmann, 2005), determinação cromossômica e cariótipo de *Sellocharis paradoxa* Taubert (Conterato et al., 2007), análise

citotaxonômica de espécies de *Acosmium* Schott e *Leptolobium* Vogel, através da determinação de seus números cromossômicos (Rodrigues et al., 2009), índices de recombinação meiótica em *Erythrina* L. (Forni-Martins & Cruz, 1996), comportamento meiótico e fertilidade do pólen de *Adesmia* (Tedesco et al., 2002), número cromossômico e comportamento meiótico em *Trifolium* (Schifino-Wittmann & Morais-Fernandes, 1988), e em *Chamaecrista* Moench (Biondo et al., 2006), entre outros.

Além das técnicas citogenéticas convencionais, a técnica de hibridização *in situ* FISH (*Fluorescent In Situ Hybridization*) tem sido muito utilizada quando se examina seqüências de DNA repetitivo. A correspondência entre o número de sítios de rDNA 5S e 45S, revelados por FISH, e o nível de ploidia tem sido objeto de estudo em várias espécies, permitindo inferências quanto à origem neo ou paleopoliplóide, bem como sobre a possibilidade de silenciamento gênico (Melo & Guerra, 2003). Hibridizações FISH e GISH (*Genomic In Situ Hybridization*) têm importante contribuição em programas de melhoramento genético vegetal. A técnica permite estabelecer novos tipos de marcadores cromossômicos para análise cariotípica comparada, localizar diversos genes e seqüências repetitivas ao longo do cromossomo, construir mapas cromossômicos e analisar híbridos naturais e artificiais (Guerra, 2004).

2.6 Citogenética do gênero *Mimosa*

Segundo Barneby (1991), a análise citogenética, no caso referindo-se apenas à determinação do número de cromossomos, era um campo virgem para *Mimosa*. Consultando-se as informações da literatura citogenética,

verifica-se que, antes do presente trabalho, para cerca de 67 entidades taxonômicas (de um total de 704 táxons) havia informações publicadas quanto ao número cromossômico, ou seja, menos de 10%.

Goldblatt (1981) sugeriu $x=14$ como o número básico em Mimosoideae. O número $x=13$, que ocorre em *Mimosa* e outros gêneros da subfamília, provavelmente seriam derivados por disploidia. O autor sugere que as sugestões de outros números básicos são oriundas de contagens errôneas. Seijo (2000) se refere ao pequeno tamanho dos cromossomos e dificuldade de espalhamento, o que poderia levar a contagens errôneas.

Para a maioria (cerca de 75%) desses poucos táxons examinados, o número cromossômico é de $2n=26$, o que corresponde ao nível diplóide, e em menor percentagens observam-se espécies tetraplóides ($2n=52$), e algumas poucas octaplóides ($2n=104$) e, mais raramente, outros números (Federov, 1969; Goldblatt & Johnson, 1979; Seijo, 1993; 1999; 2000; Seijo & Fernandez, 2001; Morales et al., 2010; Olkoski & Schifino-Wittmann, 2011).

Em poucos casos há referências à variação intraespecífica, ou seja, diferentes níveis de ploidia na mesma espécie. Esta tem sido verificada para *M. somnians* (Seijo, 1993; 2000), *M. balansae* (Seijo, 2001), *M. debilis* Humb. & Bonpl. ex Willd, *M. nuda* Benth (Morales et al., 2010). A não detecção de variação intraespecífica pode representar uma ausência real de variação ou um pequeno tamanho amostral abrangendo poucas populações e zonas restritas de distribuição das espécies.

Quanto à determinação da quantidade de DNA nuclear, na base de dados atualizados do Kew Botanic Garden, constam apenas duas espécies

(Bennet et al., 1998), *M. pudica* 1,20pg/2C e *M. invisá* 1,35 pg/2C, representando 0,4% do número de espécies reconhecidas. Mesmo assim, estes dados já apontam um aspecto interessante: as duas espécies têm quantidade de DNA nuclear pouco diferentes, mas uma é tetraplóide (*M. pudica*, $2n=52$) e a outra diplóide (*M. invisá* $2n=26$), indicando não haver uma relação direta entre número cromossômico e quantidade de DNA, sugerindo (mesmo considerando a reduzidíssima amostra) que a poliploidização, muitas vezes, deve ter sido acompanhada de perda de DNA.

2.7 Polissomatia

O termo “polissomatia” se refere à ocorrência de diferentes níveis de ploidia em um mesmo órgão ou tecido (Smulders et al., 1994). É a consequência de endoreduplicações, onde ocorrem repetidos ciclos de síntese de DNA sem mitose, resultando em células poliploidizadas (Nagl, 1976). Endoreduplicação é o modo mais comum de poliploidização de alguns tecidos em plantas, e estima-se que ocorre em mais de 90% das Angiospermas, em diferentes tecidos e órgãos (D’Amato, 1984).

Durante a diferenciação, a maioria das células ativas necessita de certa quantidade de DNA, assim, a endoreduplicação do DNA seria uma estratégia evolutiva para substituir uma falta de aumento filogenético no DNA nuclear (Nagl, 1976). Segundo Leitch (2000), geralmente é assumido que poliploidização acontece para ampliar genes desejáveis, necessários para a síntese de produtos em determinado tecido, sem divisão celular, a qual requer energia e tempo. A polissomatia pode ser importante na aceleração do

crescimento de plantas endopoliplóides e na função fisiológica de uma determinada célula, implicando na presença de células com grande volume, economizando tempo durante o desenvolvimento dos tecidos (Castro *et al.*, 2007), além de apresentar um meio para os organismos aumentarem o número de cópias dos genes funcionais dentro de cada célula (Galbraith *et al.*, 1991).

Segundo Nagl (1976), há correlação negativa entre tamanho do genoma e polissomatia, a qual seria uma forma de manter o estado funcional e regulatório de certas células destas espécies. Estudos têm mostrado que polissomatia tem forte correlação com posição filogenética do táxon, mais fracamente com estratégia de vida e levemente negativa com tamanho do genoma. Ao contrário dos poliplóides artificiais, os poliplóides naturais teriam mais alto nível de endopoliploidia do que seu correspondente diplóide (Jovtchev *et al.*, 2007).

Polissomatia é um fenômeno que ocorre principalmente durante a diferenciação e expansão celular, principalmente nos tipos de células altamente especializadas, como elementos vasculares, as células de armazenamento do endosperma ou no suspensor do embrião (Nagl, 1976; Joubes & Chevalier, 2000). Em várias espécies já foi descrita a presença de polissomatia em diferentes órgãos, tecidos e estágios de desenvolvimento como, por exemplo, em *Arabidopsis* (DC.) Heynh (Melaragno *et al.*, 1993), *Anchusa capensis* Thunb. e *Spinacia oleracea* L. (Nero-Buffalino & Witkus, 1984) *Zea mays* L. (Biradar *et al.*, 1993); *Lycopersicon* Mill. (Smulders *et al.*, 1994; 1995) *Cucumis sativus* (Gilissen *et al.*, 1993); *Brassica oleraceae* L. (Kudo & Kimura, 2001); *Polygala vayredae* Costa e *P. calcarea* F. W. Schultz (Castro *et al.*, 2007); *Beta*

vulgaris L. (Sliwinska & Lukaszewska, 2005; Lukaszewska & Sliwinska, 2007); *Sorghum bicolor* L. (Kladnik *et al.*, 2006); *Medicago* L. (Kondorosi *et al.*, 2000; Iantcheva *et al.*, 2001); *Solanum tuberosum* L. (Pijnacker, 1989); *Cucumis sativus* L. (Gilissen *et al.*, 1993; Rewers, 2009).

Berger *et al.* (1958) observaram polissomatia em várias leguminosas, propondo inclusive a caracterização das três subfamílias com base na frequência de células tetraplóides junto às diplóides normais. Segundo os autores, Papilionoideae seria a subfamília em que este fenômeno ocorreria menos frequentemente.

No gênero *Mimosa*, polissomatia foi descrito primeiramente por Witkus & Berger (1947) em *M. pudica*, e para outras espécies por Seijo (1993; 1999), ambos em ponta de raiz.

É conhecido que endoreduplicação resulta em células maiores, mas a base molecular para tal processo permanece pouco compreendida. Os mecanismos e os sinais necessários para o início e manutenção dos endociclos, bem como o significado fisiológico da endoreduplicação não é bem conhecido. Não está claro se ela é programada geneticamente ou se é consequência de diferenciação (Kondorosi & Kondorosi, 2004).

Fatores ambientais como luz, nutrição, diferenças de temperaturas e hormônios (auxinas, giberilinas, etileno), podem ter algum efeito sobre a endoreduplicação entre indivíduos da mesma espécie (Barow, 2006). Portanto há muito ainda a investigar sobre este assunto.

2.7 Análise da diversidade genética por marcadores moleculares do tipo RAPD

Os dados de diversidade genética auxiliam na classificação, nos estudos de distância genética entre populações e ainda no estabelecimento de relações filogenéticas entre espécies. Com o uso de marcadores moleculares é possível ter uma grande quantidade de informações sobre diversidade genética do germoplasma (Ferreira & Grattapaglia, 1998).

Marcador molecular é todo e qualquer fenótipo molecular oriundo de um gene expresso, de isoenzimas ou de segmento específico de DNA, correspondente a regiões expressas ou não do genoma (Ferreira & Grattapaglia, 1998). Entre as vantagens destes marcadores, pode-se citar a obtenção de um número praticamente ilimitado de polimorfismos genéticos, a identificação direta do genótipo sem influência do ambiente, a possibilidade de detecção de tais polimorfismos em qualquer estágio de desenvolvimento da planta ou a partir de cultura de células ou tecidos (Faleiro, 2007).

Os principais tipos de marcadores moleculares podem ser classificados em dois grupos, conforme a metodologia utilizada para identificá-los: hibridização ou amplificação de DNA. Entre os identificados por hibridização estão os marcadores RFLP (*“Restriction Fragment Length Polymorphism”*) e Minissatélites ou locos VNTR (*“Variable Number of Tandem Repeats”*). Já aqueles revelados por amplificação incluem os marcadores do tipo: RAPD (*“Random Amplified Polymorphic DNA”*); SCAR (*“Sequence Characterized Amplified Regions”*) ou ASA (*Amplified Specific Amplicon*); Microsatélite (ou SSR - *“Simple Sequence Repeats”*); e AFLP (*Amplified Fragment Length Polymorphism*) (Milach, 1998).

O RAPD (*“Polimorfismo do DNA Amplificado ao Acaso”*, Williams et

al., 1990) ou AP-PCR (*Arbitrarily Primed-Polymerase Chain Reaction* ou “Polimorfismo Amplificado pela Reação em Cadeia da Polimerase”, Welsh & McClelland, 1990) é uma das técnicas mais utilizadas, devido à sua facilidade de uso, rapidez na obtenção de resultados, necessidade de pouca quantidade de DNA genômico (10 a 100ng), ausência de hibridização, nível elevado de polimorfismo e menor custo quando comparado com os outros marcadores moleculares. Por outro lado, a técnica tem limitações e, entre elas, duas podem ser consideradas as mais relevantes. Uma delas se refere à característica dominante dos marcadores RAPD, não permitindo que os genótipos heterozigotos sejam diferenciados dos homozigotos. Outra limitação é a repetibilidade, pois se as condições de amplificação não estiverem bem padronizadas, pode resultar em ambigüidade na interpretação de algumas bandas (Ferreira & Grattapaglia, 1998; Cruz & Milach, 1998).

RAPDs são de grande valor em estudos de mapeamento genético, genética populacional, sistemática molecular, obtenção de *fingerprints* genômicos e seleção assistida por marcador molecular em melhoramento de plantas (Ferreira & Grattapaglia, 1998). Segundo Williams et al. (1990), o que diferencia a técnica RAPD das demais técnicas é a utilização de seqüências nucleotídeas arbitrárias, com cerca de 10 pares de bases de extensão, ao contrário das outras que requerem informações da seqüência de DNA alvo para o desenho dos *primers*.

O marcador molecular do tipo RAPD tem sido usado com muito sucesso na análise da diversidade genética de muitas espécies de plantas, sendo de extrema importância na preservação das mesmas. Para *Caesalpinia*

echinata Lam., Cardoso et al. (1998) puderam identificar áreas de máxima diversidade entre populações naturais. A recomendação dada pelos autores, baseada na diversidade e na estrutura genética das populações analisadas, é que plantas de diferentes populações e de diferentes regiões deveriam ser usadas em um programa de recuperação. Com o mesmo objetivo, Zimback et al. (2004) estudaram a espécie *Trichilia pallida* Swartz (Meliaceae), utilizando 10 *primers* altamente polimórficos e foram feitas análises inter e intrapopulacional. Foram analisados 40 indivíduos de três populações da Mata Atlântica do Estado de São Paulo. Os resultados mostraram que a espécie apresenta ampla diversidade genética nas populações e diversidade média entre populações. Segundo os autores, a espécie não perdeu muita variabilidade, mas já apresenta isolamento genético, necessitando de preservação.

Para *Plathymeria reticulata* Benth. (Leguminosae), uma árvore nativa do Cerrado brasileiro, explorada pela alta qualidade da madeira e que se encontra ameaçada de extinção, Lacerda et al. (2001) utilizaram 10 *primers* de RAPD para investigar a diversidade genética e estrutura de seis populações naturais. Foram amplificados 117 indivíduos adultos. Os níveis de diversidade genética encontrados nas seis populações foram maiores entre os indivíduos, dentro das populações.

Mattagajasingh et al. (2006) utilizaram marcadores RAPD para avaliar a diversidade genética e as relações inter-específicas entre nove táxons de *Calliandra* (Leguminosae) cultivados em jardins indianos. Os dados de RAPD apoiaram a segregação dos nove táxons do gênero em dois grupos.

Seção *Androcallis* com sete táxons: *C. haematocephala* Hassk., *C. haematocephala* var. *alba* Hassk., *C. surinamensis* Benth., *C. tweedii* Benth., *C. tergemina* (L.) Benth. var. *emarginata* (Willd.), *C. selloi* (Spreng.) McBride e seção *Calliandra* com *C. inermis* (L.) Druce e *C. calothyrsus* Meissn. Estes resultados apóiam a classificação tradicional do gênero baseada em caracteres morfológicos ao nível das seções e séries, exceto no caso de *C. selloi*, que mostra pequena similaridade genética com *C. surinamensis* e *C. tweedii*, todas as três espécies são membros da seção *Androcallis* série *Androcallis*.

Na Índia, a variedade comercial *Desmodium gangeticum* (L.) DC. (Leguminosae) é muito utilizada como medicinal para produção de fitoterápicos. No entanto, este vem sendo adulterado e substituído por *D. velutinum* (Willd.) DC. e *D. triflorum* (L.) DC. Com auxílio da caracterização molecular, com marcadores RAPD, foi possível discriminar as diferentes espécies mesmo utilizando material seco (Irshad et al., 2009).

A técnica de RAPD também é muito utilizada em programas de melhoramento genético de plantas. Segundo Ferreira e Grattapaglia (1998), os marcadores moleculares permitem gerar grande quantidade de informações sobre a diversidade genética do germoplasma, auxiliando o melhorista na seleção dos genitores em programas de melhoramento.

Em uma coleção de germoplasma de *Stylosanthes macrocephala* M. B. Ferr et S. Costa (Leguminosae), da Embrapa Cerrados, Barros et al. (2005) identificaram acessos com alta variabilidade genética evidenciando a importância destes para futuros trabalhos de melhoramento genético.

Khan et al. (2010), analisaram a diversidade genética do algodoeiro

(*Gossypium* – Malvaceae) com o objetivo de selecionar variedades em programa de melhoramento. Foram estudados 11 algodoeiros coloridos (dez de *Gossypium hirsutum* L. e um de *G. arboreum* L.) e cinco brancos (quatro de *G. hirsutum* e um de *G. arboreum*), coletados em diferentes locais do Paquistão. Os resultados mostraram baixa diversidade genética dos algodoeiros coloridos. Os autores concluem que, apesar do nível relativamente baixo de variação genética presente nos genótipos de algodoeiro colorido, os marcadores RAPD podem ser usados como uma técnica confiável para identificação de genótipos. Assim, pelo aumento criterioso desses sistemas de avaliação, um rápido progresso pode ser alcançado no desenvolvimento de genótipos de algodoeiro coloridos com parâmetro de qualidade desejada. São muitos os trabalhos encontrados na literatura que utilizam os marcadores RAPD em diferentes espécies de Leguminosas, entre eles, os trabalhos com *Trifolium repens* L. (Gustine & Huff, 1999; Gustine et al., 2002; Bortolini et al., 2006), *Trifolium pratense* L. (Ulloa et al., 2003; Dias et al., 2008) e com espécies do gênero *Adesmia* DC (Dias et al., 2004) entre outros.

Para espécies do gênero *Mimosa*, apenas um trabalho é listado na literatura. Estudando a farmacologia de *M. tenuiflora*, Rivera-Arce et al. (2007) também realizaram a caracterização genética com RAPD, com o objetivo de diferenciá-la de outras espécies. Segundo os autores, estes resultados servirão para estudos futuros, envolvendo autenticação por marcadores moleculares.

3. MATERIAL E MÉTODOS

Todas as análises foram realizadas no Laboratório de Citogenética e Eletroforese e Laboratório de Análise Genética no Departamento de Plantas Forrageiras e Agrometeorologia, Faculdade de Agronomia da Universidade Federal do Rio Grande do Sul (UFRGS).

3.1 Material

As sementes foram obtidas de diferentes países: Brasil, Peru, México, Estados Unidos da América, Panamá, Taiwan, Índia, Madagascar, Nepal, Bolívia, Burkina Faso, Equador, Honduras e Uruguai. Uma grande parte destas foi fornecida por Marcelo Simon e Colin E. Hughes, do *Department of Plant Sciences, University of Oxford*. Outras coletas foram realizadas no Rio Grande do Sul e algumas poucas em Santa Catarina, Paraná, São Paulo e Goiás.

As exsicatas encontram-se nos seguintes herbários: FHO (Oxford University, UK), K (Kew - Royal Botanic Gardens, UK), CEN (Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, Brasil), UB (Universidade de Brasília, Brasil), RB (Jardim Botânico do Rio de Janeiro, Brasil), UAMIZ (Universidad Autónoma Metropolitana, México), MEXU (Herbário Nacional, México), HUEFS

(Universidade Estadual de Feira de Santana, Brasil), ICN (Departamento de Botânica, Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Brasil), HUENC (Herbário Universidade Estadual do Rio Grande do Sul, Encantado, Brasil).

Visando uma melhor apresentação da relação do material estudado, este foi dividido em três tabelas com os seguintes conteúdos: “Tabela 3” consta a relação de acessos de diferentes espécies nas quais foram determinadas o número cromossômico; “Tabela 4” consta a relação de acessos de diferentes espécies analisadas quanto ao tipo de pólen; “Tabela 5” consta a relação das populações de *M. scabrella* analisadas quanto ao número cromossômico e/ou análise genética molecular RAPD.

TABELA 3: Identificação, herbário, acesso (nome e número do coletor) e local de coleta das espécies de *Mimosa* das quais foi determinado o número cromossômico

| Espécies | Herbário | Acessos | Local de coleta |
|--------------------------------------------------------------------|----------|-------------------------|----------------------------------------------------------|
| <i>M. acantholoba</i> (Willd.) Poir. var. <i>acantholoba</i> | FHO | Sarkinen, T.E. 2150 | Peru, Piura, Morropon (5°13'S, 80°00'W) |
| <i>M. acutistipula</i> Benth. var. <i>acutistipula</i> | FHO | Way, M.J.2438 | Brasil, Pernambuco, Petrolina (8°52'S, 40°45'W) |
| <i>M. adenocarpa</i> Benth. | FHO | Coradin, L. 8532 | Brasil, Bahia, Lençóis (12°33'S, 41°22'W) |
| <i>M. adenocarpa</i> | FHO | Simon, M.F. 728 | Brasil, Distrito Federal, Brasília (15°45'S, 47°51'W) |
| <i>M. aff. bathyrrhena</i> Barneby | FHO | Simon, M.F. 874 | Brasil |
| <i>M. affinis</i> B.L.Rob. | MEXU | Martinez- Romero, E. | México |
| <i>M. albida</i> Humb. & Bonpl. ex Willd. var. <i>albida</i> | K | Way, M.J. 158 | México, Yucatan, Opichen (20°33'N, 89°53'W) |
| <i>M. albolanata</i> Taub. | UB | Simon, M.F. 677 | Brasil, Goiás, Pirenópolis (15°47'S, 48°53'W) |

TABELA 3: Continuação. Identificação, herbário, acesso (nome e número do coletor) e local de coleta das espécies de *Mimosa* das quais foi determinado o número cromossômico

| Espécies | Herbário | Acessos | Local de coleta |
|---------------------------------------------------------|----------|---------------------|----------------------------------------------------------------|
| <i>M. antrorsa</i> Benth. | UB | Fagg, C.W. 1747 | Brasil, Distrito Federal, Brasília (15°51'S, 47°51'W) |
| <i>M. apodocarpa</i> Benth. | UB | Simon, M.F. 635 | Brasil, Tocantins, Filadélfia (7°29'S, 47°55'W) |
| <i>M. artemisiana</i> Heringer & Paula | RB | Faria, S.M. 138 | Brasil, Minas Gerais, Marliéria (19°42'S, 42°33'W) |
| <i>M. bahamensis</i> Benth. | | Way, M.J. 100 | México, Yucutan, Celestrún (20°51'N 90°07'W) |
| <i>M. benthamii</i> Macbride | UAMIZ | James, E.K. 335 | México, Morelos, Sierra de Huautla (18°29'N, 99°00'W) |
| <i>M. berroi</i> Burkart | ICN | Dahmer, N. 11 | Brasil, Rio Grande do Sul, Caxias do Sul (29°09'S, 51°21'W) |
| <i>M. berroi</i> | ICN | Dahmer, N. 12 | Brasil, Rio Grande do Sul, Caxias do Sul (29°07'S, 51°09'W) |
| <i>M. berroi</i> | ICN | Dahmer, N. 13 | Brasil, Rio Grande do Sul, Caxias do Sul (28°59'S, 51°03'W) |
| <i>M. bimucronata</i> Kuntze var. <i>bimucronata</i> | UB | Simon, M.F. 301 | Brasil, Distrito Federal, Brasília (15°43'S, 47°57'W) |
| <i>M. bimucronata</i> | CEN | Dahmer, N. 46 | Brasil, São Paulo, Mogi das Cruzes (23°30'S, 46°10'W) |
| <i>M. bimucronata</i> | CEN | Dahmer, N. 48 | Brasil, São Paulo, Mogi das Cruzes (23°33'S, 46°08'W) |
| <i>M. biuncifera</i> Benth. | K | Newman, M. 284 | USA, Arizona (31°43'N, 111°09'W) |
| <i>M. blanchetii</i> Benth. | CEN | Coradin, L. 6204 | Brasil, Bahia (11°27'S 41°07'W) |
| <i>M. borealis</i> A.Gray | FHO | Simon, M.F. 873 | USA, Cultivada em Oxford |
| <i>M. caesalpiniiifolia</i> Benth | CEN | Dahmer, N. 50 | Brasil, São Paulo, Arujá (23°29'S, 46°15'W) |
| <i>M. caesalpiniiifolia</i> | CEN | Dahmer, N. 35 | Brasil, Goiás, Goiânia (16°40'S, 49°18'W) |

TABELA 3: Continuação. Identificação, herbário, acesso (nome e número do coletor) e local de coleta das espécies de *Mimosa* das quais foi determinado o número cromossômico

| Espécies | Herbário | Acessos | Local de coleta |
|----------------------------------------------------------------------|----------|--------------------|---------------------------------------------------------------------|
| <i>M. caesalpiniiifolia</i> | CEN | Dahmer, N. 35 | Brasil, Goiás, Goiânia (16°40'S, 49°18'W) |
| <i>M. caesalpiniiifolia</i> | ICN | Dahmer, N. 29 | Brasil, São Paulo, Mogi das Cruzes (23°31'S, 46°13'W) |
| <i>M. caesalpiniiifolia</i> | | Kamiski, P. | Brasil, Roraima, |
| <i>M. campicola</i> Harms var. <i>planipes</i> Barneby | UB | Simon, M.F. 692 | Brasil, Bahia, Morro do Chapéu (11°29'S, 41°19'W) |
| <i>M. camporum</i> Benth. | K | Sanou, L. 315 | Burkina Faso, Houet, Kokozowe (11°08'N, 4°21'W) |
| <i>M. camporum</i> | K | Bako, B. 282 | Burkina Faso, Comoe, Yendere (10°12'N 4°59'W) |
| <i>M. camporum</i> | RB | Faria, S.M. 729 | Brasil, Pará, Porto Trombetas (1°40'S, 56°27'W) |
| <i>M. candollei</i> R. Grether | UB | Simon, M.F. 644 | Brasil, Tocantins, Filadélfia (7°29' S, 47°38'W) |
| <i>M. cisparanensis</i> Barneby | UB | Simon, M.F. 568 | Brasil, Mato Grosso, Nobres (4°19'S, 55°24'W) |
| <i>M. clausenii</i> Benth. | UB | Simon, M.F. 303 | Brasil, Distrito Federal (15°43'S, 47°57'W) |
| <i>M. clausenii</i> | UB | Simon, M.F. 308 | Brasil, Goiás (15°58'S, 48°50'W) |
| <i>M. cordistipula</i> Benth. | UB | Simon, M.F. 693 | Brasil, Bahia, Morro do Chapéu (11°29'S, 41°19'W) |
| <i>M. cryptothamnos</i> Barneby | UB | Simon, M.F. 738 | Brasil, Goiás, São João da Aliança (14°52'S, 47°34'W) |
| <i>M. debilis</i> Humb. & Bonpl. Ex Willd. var. <i>debilis</i> | UB | Simon, M.F. 778 | Brasil, Mato Grosso (15°50'S, 56°06'W) |
| <i>M. debilis</i> | UB | Simon, M.F. 790 | Brasil, Mato Grosso, Chapada dos Guimarães (15°20'S, 55°54'W) |
| <i>M. debilis</i> var. <i>vestita</i> (Benth.) Barneby | UB | Simon, M.F. 783 | Brasil, Mato Grosso (15°50'S, 56°05'W) |

TABELA 3: Continuação. Identificação, herbário, acesso (nome e número do coletor) e local de coleta das espécies de *Mimosa* das quais foi determinado o número cromossômico

| Espécies | Herbário | Acessos | Local de coleta |
|--------------------------------------------------------------------------|----------|------------------------|--------------------------------------------------------------------------------------|
| <i>M. delicatula</i> Baill. | K | Sutherland J.M. 262 | Madagascar, Amborosary (25°01'S, 46°38'E) |
| <i>M. depauperata</i> Benth. | FHO | Simon, M.F. 801 | México, Queretaro, Tequisquiapan (20°33'N, 99°54'W) |
| <i>M. diplotricha</i> C.Wright ex Sauvalle var. <i>diplotricha</i> | UB | Simon, M.F. 304 | Brasil, Distrito Federal, Lago Sul (15°52'S, 47°50'W) |
| <i>M. diplotricha</i> C.Wright | FHO | Simon, M.F. 877 | Taiwan, Ping-Tung (22°45'N, 120°34'E) |
| <i>M. dominarum</i> Barneby | UB | Simon, M.F. 776 | Brasil, Goiás, Alto Paraíso (14°11'S, 47°29'W) |
| <i>M. dutrae</i> Malme | ICN | Dahmer, N. 05 | Brasil, Rio Grande do Sul, São Francisco de Paula (Tainhas) (29°16'S, 50°19'W) |
| <i>M. dutrae</i> | ICN | Dahmer, N. 21 | Brasil, Rio Grande do Sul, São Francisco de Paula (Tainhas) (29°15'S, 50°20'W) |
| <i>M. dutrae</i> | ICN | Dahmer, N. 25 | Brasil, Rio Grande do Sul, São Francisco de Paula (Tainhas) (29°16'S, 50°20'W) |
| <i>M. dutrae</i> | ICN | Dahmer, N. 80 | Brasil, Rio Grande do Sul, São Francisco de Paula (Tainhas) (29°23'S, 50°32'W) |
| <i>M. dutrae</i> | ICN | Dahmer, N. 81 | Brasil, Rio Grande do Sul, São Francisco de Paula (Tainhas) (29°23'S, 50°33'W) |
| <i>M. dysocarpa</i> Benth. | K | Newman, M. 296 | USA, Arizona (31°47'N, 110°49'W) |
| <i>M. echinocaula</i> Benth. | UB | Simon, M.F. 312 | Brasil, Goiás, Formosa-Itiquira (15°32'S, 47°25'W) |
| <i>M. flocculosa</i> Burk. | | CNPF/sn° | Brasil, Paraná |
| <i>M. foliolosa</i> Benth. | UB | Simon, M.F. 321 | Brasil, Distrito Federal (15°43'S, 47°57'W) |

TABELA 3: Continuação. Identificação, herbário, acesso (nome e número do coletor) e local de coleta das espécies de *Mimosa* das quais foi determinado o número cromossômico

| Espécies | Herbário | Acessos | Local de coleta |
|------------------------------------------------------|-----------------|---------------------|----------------------------------------------------------------------------|
| <i>M. foliolosa</i> | UB | Simon, M.F. 663 | Brasil, Distrito Federal, Planaltina (15°36'S, 47°44'W) |
| <i>M. foliolosa</i> | UB | Simon, M.F. 672 | Brasil, Goiás, Pirenópolis (15°46'S, 48°56'W) |
| <i>M. goldmanii</i> B. L. Rob. | UAMIZ | James, E. K. 326 | México, Morelos, Sierra de Huautla (18°28'N, 99°01'W) |
| <i>M. gracilis</i> Benth. | UB | Simon, M.F. 323 | Brasil, Minas Gerais, PNSertão Veredas (15°23'S, 45°54'W) |
| <i>M. hamata</i> Willd. | FHO | Simon, M.F. 876 | Índia |
| <i>M. heringeri</i> Barneby | UB | Proença, C.2138 | Brasil, Distrito Federal, Gama (16°03'S, 48°03'W) |
| <i>M. hexandra</i> M. Micheli | K | Way, M.J. 2440 | Brasil, Bahia (9°20'S, 40°18'W) |
| <i>M. hypoglauca</i> Mart. var. <i>hypoglauca</i> | UB | Simon, M.F. 723 | Brasil, Bahia, Palmeiras (12°45'S, 41°30'W) |
| <i>M. honesta</i> Mart. | UB | Simon, M.F. 720 | Brasil, Bahia, Palmeiras (12°38'S, 41°33'W) |
| <i>M. incana</i> (Spreng.) Benth. | ICN | Dahmer, N. 01 | Brasil, Rio Grande do Sul, Porto Alegre (29°53'S, 50°18'W) |
| <i>M. incana</i> | ICN | Dahmer, N. 02 | Brasil, Rio Grande do Sul, Tainhas (29°25'S, 50°30'W) |
| <i>M. incana</i> | ICN | Dahmer, N. 17 | Brasil, Rio Grande do Sul, Caxias do Sul (29°04'S, 51°00'W) |
| <i>M. incana</i> | ICN | Dahmer, N. 18 | Brasil, Rio Grande do Sul, Caxias do Sul (29°04'S, 51°00'W) |
| <i>M. incana</i> | ICN | Dahmer, N. 22 | Brasil, Rio Grande do Sul, Caxias do Sul (29°15'S, 50°20'W) |
| <i>M. incana</i> | ICN | Dahmer, N. 26 | Brasil, Rio Grande do Sul, São Francisco de Paula (29°25'S, 50°30'W) |
| <i>M. incana</i> | ICN | Dahmer, N. 51 | Brasil, Rio Grande do Sul, Caxias do Sul (29°10' S 51°13'W) |

TABELA 3: Continuação. Identificação, herbário, acesso (nome e número do coletor) e local de coleta das espécies de *Mimosa* das quais foi determinado o número cromossômico

| Espécies | Herbário | Acessos | Local de coleta |
|----------------------------------------------------|-----------------|----------------------|----------------------------------------------------------------------|
| <i>M. incana</i> | ICN | Dahmer, N. 53 | Brasil, Rio Grande do Sul, Caxias do Sul (29°12'S, 51°17'W) |
| <i>M. incana</i> | ICN | Dahmer, N. 84 | Brasil, Rio Grande do Sul, São Francisco de Paula (29°23'S, 50°32'W) |
| <i>M. incana</i> | ICN | Dahmer, N. 86 | Brasil, Rio Grande do Sul, Jaquirana (29°05'S 50°21'W) |
| <i>M. invisá</i> Mart. ex Colla var. <i>invisá</i> | K | Feltwell, J. 19 | Indonésia, Sulawesi (0°33'N, 123°54'E) |
| <i>M. lacerata</i> Rose | FHO | Simon, M.F. 806 | México, Queretaro, Toliman (20°51'N, 99°52'W) |
| <i>M. latispinosa</i> Lam. | K | Sutherland J.M. 206 | Madagascar, Tana (18°54'S, 47°30'E) |
| <i>M. luisana</i> Brandegees | K | Way, M.J. 09 | México, Puebla, San Jose Axuxco (18°11'N, 97°11'W) |
| <i>M. melanocarpa</i> Benth. | UB | Simon, M.F. 675 | Brasil, Goiás, Pirenópolis (15°46'S, 49°00'W) |
| <i>M. misera</i> Benth. | UB | Simon, M.F. 703 | Brasil, Bahia, Xique-Xique (10°57'S, 42°43'W) |
| <i>M. monancistra</i> Benth. | FHO | Simon, M.F. 809 | México, Guanajuato, San Miguel Allende (21°01'N, 100°47'W) |
| <i>M. neptuniodes</i> Harms | K | Wood, J.R.I. 22123 | Bolívia, Santa Cruz (17°33'S, 63°21'W) |
| <i>M. niederleinii</i> Burk | ICN | Dahmer, N. 23 | Brasil, Rio Grande do Sul, Tainhas (29°16'S, 50°19'W) |
| <i>M. nuda</i> Benth. var. <i>nuda</i> | FHO | Simon, M.F. 793 | Brasil, Mato Grosso, Chapada dos Guimarães (15°20'S, 56°46'W) |
| <i>M. nuttallii</i> (DC.) B.L. Turner | FHO | Simon, M.F. 875 | USA, cultivada em Oxford |
| <i>M. nuttallii</i> | K | Allen, B.CBG. 05-100 | USA, Kansas (39°06'N 96°36'W) |

TABELA 3: Continuação. Identificação, herbário, acesso (nome e número do coletor) e local de coleta das espécies de *Mimosa* das quais foi determinado o número cromossômico

| Espécies | Herbário | Acessos | Local de coleta |
|--------------------------------------------------------------------------------|----------|------------------------|----------------------------------------------------------------------------|
| <i>M. ophthalmocentra</i> Mart. Ex Benth. | K | Way, M.J. 2434 | Brasil, Pernambuco, Petrolina (9°02'S, 40°38'W) |
| <i>M. orthocarpa</i> Spruce ex Benth. | UAMIZ | Grether, R. 2907 | México, Vera Cruz, Las Choapas (18°01'N, 95°08'W) |
| <i>M. orthocarpa</i> | K | Simon, M.F. 855 | México, Veracruz, Acayucan (17°58'N, 95°11'W) |
| <i>M. papposa</i> Benth. var. <i>papposa</i> | | Proença, C 3431 | Brasil, Distrito Federal (15°35'S, 48°04'W) |
| <i>M. pigra</i> L. var. <i>dehiscens</i> (Barneby) D.Glazier & Mackinder | CEN | Dahmer, N. 28 | Brasil, São Paulo, Mogi das Cruzes (23°31'S, 6°13'W) |
| <i>M. pigra</i> var. <i>dehiscens</i> | CEN | Dahmer, N. 32 | Brasil, Goiás, Caldas Novas (17°44'S, 48°38'W) |
| <i>M. pigra</i> var. <i>dehiscens</i> | FHO | Sarkinen, T.E. 2059 | Bolívia, La Paz, Sud Yungas (16°23'S, 67°31'W) |
| <i>M. pigra</i> var. <i>dehiscens</i> | | Simon, M.F. s.n. | Brasil, Goiás, Cristalina (16°46'S, 47°36'W) |
| <i>M. pigra</i> var. <i>dehiscens</i> | UB | Simon, M.F. 799 | Brasil, Mato Grosso, Pocone (16°30'S, 56°42'W) |
| <i>M. pilulifera</i> var. <i>pilulifera</i> Bentham | ICN | Dahmer, N. 83 | Brasil, Rio Grande do Sul, São Francisco de Paula (29°23'S, 50°32'W) |
| <i>M. pilulifera</i> Benth. var. <i>pseudoincana</i> (Burkart) Barneby | ICN | Dahmer, N. 70 | Brasil, Rio Grande do Sul, São Francisco de Paula (29°24'S, 50°26'W) |
| <i>M. pilulifera</i> var. <i>pseudoincana</i> | FHO | Simon, M.F. 878 | Brasil, Minas Gerais, Poços de Caldas (21°50' S, 46°35'W) |
| <i>M. polyantha</i> Benth. | FHO | Simon, M.F. 827 | México, Sinaloa, Rosário (22°53'N, 105°48'W) |
| <i>M. polyantha</i> | K | Way, M.J. 021 | México, Oaxaca, San Juan de los Cues (18°02'N, 97°03'W) |
| <i>M. polycarpa</i> Kunth var. <i>subandina</i> Barneby | FHO | Sarkinen, T.E. 2061 | Bolívia, La Paz, Sud Yungas (16°23'S, 67°31'W) |

TABELA 3: Continuação. Identificação, herbário, acesso (nome e número do coletor) e local de coleta das espécies de *Mimosa* das quais foi determinado o número cromossômico

| Espécies | Herbário | Acessos | Local de coleta |
|--------------------------------------------------------------------|----------|---------------------|-------------------------------------------------------------|
| <i>M. polydactyla</i> Humb. & Bonpl. Ex Willd. | | Tomas, S.M. 30/3 | Ecuador, Napo, Coca |
| <i>M. polydactyla</i> | CEN | Coradin, L. 8682 | Brasil, Bahia, Ilhéus (14°44'S, 39°09'W) |
| <i>M. polydidyma</i> Barneby | UB | Simon, M.F. 719 | Brasil, Bahia, Palmeiras (12°38'S, 41°33'W) |
| <i>M. pteridifolia</i> Benth. | UB | Simon, M.F. 311 | Brasil, Goiás, Formosa (15°32'S, 47°25'W) |
| <i>M. pudica</i> L. | | MSB 19956 | |
| <i>M. pudica</i> L. var. <i>hispida</i> Brenan | | Simon, M.F. 893 | Brasil, Distrito Federal (15°44'S, 47°52'W) |
| <i>M. pudica</i> | K | Beer, L. 394 | Nepal |
| <i>M. pycnocomma</i> Benth. | FHO | Simon, M.F. 868 | Brasil, Goiás, Cavalcante (13°32'S, 47°29'W) |
| <i>M. quadrivalvis</i> L. | | Simon M. F. 644 | Brasil, Tocantins, Filadélfia |
| <i>M. radula</i> Benth. | UB | Simon, M.F. 296 | Brasil, Goiás, Pirenópolis (15°48'S, 48°50'W) |
| <i>M. revoluta</i> Benth. | FHO | Sarkinen, T.E. 2074 | Bolívia, La Paz, Inquisivi (16°41'S, 67°14'W) |
| <i>M. robusta</i> R. Grether | FHO | Simon, M.F. 863 | México, Jalisco, Puerto Vallarta (20°29'N, 105°18'W) |
| <i>M. rubicaulis</i> Lam. ssp. <i>himalayana</i> (Gamble) H.Ohashi | K | Thomas, S.M. 24/1 | Nepal |
| <i>M. scabrella</i> Benth. | ICN | Dahmer, N. 14 | Brasil, Rio Grande do Sul, Caxias do Sul (29°08'S, 51°05'W) |
| <i>M. scabrella</i> | RB | Lima, H.C. 4055 | Brasil, Minas Gerais, Ouro Preto (20°17'N, 45°30'W) |
| <i>M. schomburgkii</i> Benth. | FHO | Hellin, J.J. 15 | Honduras, Colon (15°45'N, 85°44'W) |

TABELA 3: Continuação. Identificação, herbário, acesso (nome e número do coletor) e local de coleta das espécies de *Mimosa* das quais foi determinado o número cromossômico

| Espécies | Herbário | Acessos | Local de coleta |
|---------------------------------------------------------------|-----------------|---------------------|-------------------------------------------------------|
| <i>M. sensitiva</i> L. var. <i>sensitiva</i> | HUEFS | Conceição, S.F. 284 | Brasil, Bahia |
| <i>M. sericantha</i> Benth. | UB | Simon, M.F. 410 | Brasil, Tocantins (10°26'S, 46°27'W) |
| <i>M. setistipula</i> Benth. | ICN | Biondo, E. 503 | Brasil, Rio Grande do Sul, São Luiz Gonzaga |
| <i>M. setistipula</i> Benth | ICN | Biondo, E. 504 | Brasil, Rio Grande do Sul, São Luiz Gonzaga |
| <i>M. setosa</i> Benth. var. <i>paludosa</i> (Benth.) Barneby | UB | Simon, M.F. 306 | Brasil, Distrito Federal (15°45'S, 47°51'W) |
| <i>M. setosa</i> var. <i>paludosa</i> | UB | Simon, M.F. 666 | Brasil, Distrito Federal, Brasília (15°45'S, 47°51'W) |
| <i>M. setosa</i> var. <i>paludosa</i> | CEN | Dahmer, N. 27 | Brasil, São Paulo, Mogi das Cruzes (23°32'S, 46°12'W) |
| <i>M. setosa</i> var. <i>paludosa</i> | CEN | Dahmer, N. 49 | Brasil, São Paulo, Mogi das Cruzes (23°28'S, 46°14'W) |
| <i>M. setosa</i> Benth. var. <i>urbica</i> Barneby | UB | Simon, M.F. 730 | Brasil, Distrito Federal, Brasília (15°45'S, 47°51'W) |
| <i>M. setosissima</i> Taub. | UB | Simon, M.F. 290 | Brasil, Goiás, Cocalzinho (15°48'S, 48°47'W) |
| <i>M. similis</i> Britton & Rose | UAMIZ | James, E.K. 229 | México, Queretaro, Cadereyta (20°55'N, 99°45'W) |
| <i>M. similis</i> | FHO | Simon, M.F. 807 | México, Queretaro, Cadereyta (20°56'N, 99°44'W) |
| <i>M. skinneri</i> Benth. var. <i>skinneri</i> | UAMIZ | James, E.K. 244 | México, Jalisco, Tepic (21°14'N, 104°38'W) |
| <i>M. somnians</i> Humb. & Bonpl. ex Willd. | UAMIZ | Grether, R. 2901 | México, Jalisco (21°18'N, 104°39'W) |
| <i>M. somnians</i> | UB | Simon, M.F. 797 | Brasil, Mato Grosso, Pocone (16°20'S, 56°38'W) |

TABELA 3: Continuação. Identificação, herbário, acesso (nome e número do coletor) e local de coleta das espécies de *Mimosa* das quais foi determinado o número cromossômico

| Espécies | Herbário | Acessos | Local de coleta |
|------------------------------------------------------------|----------|-------------------------------|-------------------------------------------------------------------|
| <i>M. somnians</i> | K | Way, M.J. 2476 | Brasil, Rio Grande do Norte (4°53'S, 37°17'W) |
| <i>M. somnians</i> var. <i>viscida</i> (Willd.) Barneby | FHO | Simon, M.F. 863 | Brasil, Goiás, Alto Paraíso (14°05'S, 47°30'W) |
| <i>M. sparsiformis</i> Barneby | ICN | Dahmer, N. 15 | Brasil, Rio Grande do Sul, Caxias do Sul (29°08'S, 51°03'W) |
| <i>M. sparsiformis</i> | ICN | Dahmer, N. 52 | Brasil, Rio Grande do Sul, Caxias do Sul (29°12'S, 51°17'W) |
| <i>M. splendida</i> Barneby | UB | Simon, M.F. 316 | Brasil, Goiás, C. Veadeiros (14°10'S, 47°35'W) |
| <i>M. tenuiflora</i> (Willd.) Poir. | UAMIZ | Camargo Ricalde, S.L.98 | México, Oaxaca, Zanatepec (16°26'N, 95°01'W) |
| <i>M. tenuiflora</i> | K | Way, M.J. 2441 | Brasil, Bahia (9°20'S, 40°13'W) |
| <i>M. ulei</i> Taub. var. <i>ulei</i> | UB | Simon, M.F. 758 | Brasil, Goiás, Alto Paraíso (14°09'S, 47°37'W) |
| <i>M. uraguensis</i> Hook. & Arn. | FHO | Simon, M.F.862 | Uruguai, Cultivada em Oxford |
| <i>M. ursina</i> Mart. | UB | Simon, M.F. 704 | Brasil, Bahia, Xique-Xique (10°57'S, 42°43'W) |
| <i>M. velloziana</i> Mart. | CEN | Dahmer, N. 45 | Brasil, São Paulo, Mogi das Cruzes (23°30'S, 46°10'W) |
| <i>M. velloziana</i> Mart. var. <i>velloziana</i> | UB | Simon, M.F. 302 | Brasil, Distrito Federal (15°43'S, 47°57'W) |
| <i>M. velloziana</i> var. <i>velloziana</i> | UB | Simon, M.F. 665 | Brasil, Distrito Federal, Planaltina (15°35'S, 47°42'W) |
| <i>M. verrucosa</i> Benth. | HUEFS | Conceição, A.A. 1522 | Brasil, Bahia (10°00'S, 42°47'W) |
| <i>M. virgula</i> Barneby | UB | Simon, M.F. 294 | Brasil, Goiás, Pirenópolis (15°50'S, 48°54'W) |

TABELA 3: Continuação. Identificação, herbário, acesso (nome e número do coletor) e local de coleta das espécies de *Mimosa* das quais foi determinado o número cromossômico

| Espécies | Herbário | Acessos | Local de coleta |
|-------------------|-----------------|----------------|------------------------------------------------------------------|
| <i>Mimosa</i> sp. | ICN | Grings, M. 928 | Brasil, Rio Grande do Sul, Barra do Quaraí (30°11'S, 57°29'W) |
| <i>Mimosa</i> sp. | ICN | Grings, M. 980 | Brasil, Rio Grande do Sul, Lavras do Sul |
| <i>Mimosa</i> sp. | ICN | Grings, M. 352 | Brasil, Rio Grande do Sul, São Luiz Gonzaga |

TABELA 4: Identificação, herbário, número e nome do coletor e localização das espécies estudadas quanto ao pólen

| Espécies | Herbário | Acessos | Local de coleta |
|-------------------------------------------------------|-----------------|----------------|---------------------------------------------------|
| <i>M. amphigena</i> var. <i>inermis</i> Burkart | ICN | Dahmer, N. 82 | Brasil, Rio Grande do Sul, São Francisco de Paula |
| <i>M. dutrae</i> | ICN | Dahmer, N. 80 | Brasil, Rio Grande do Sul, São Francisco de Paula |
| <i>M. dutrae</i> | ICN | Dahmer, N. 81 | Brasil, Rio Grande do Sul, São Francisco de Paula |
| <i>M. meticulosa</i> Martius | HUENC | Biondo, E. 487 | Brasil, Rio Grande do Sul, Santiago |
| <i>M. oligophylla</i> Micheli | HUENC | Biondo, E. 455 | Brasil, Rio Grande do Sul, São Vicente do Sul |
| <i>M. selloi</i> Benth. var. <i>leiocarpa</i> Burkart | HUENC | Biondo, E. 461 | Brasil, Rio Grande do Sul, Cacequi |
| <i>M. setistipula</i> | ICN | Biondo, E. 503 | Brasil, Rio Grande do Sul, São Luiz Gonzaga |
| <i>M. setistipula</i> | ICN | Biondo, E. 504 | Brasil, Rio Grande do Sul, São Luiz Gonzaga |
| <i>M. subsericea</i> Benth | HUENC | Biondo, E. 485 | Brasil, Rio Grande do Sul, Santiago |
| <i>M. subsericea</i> | HUENC | Biondo, E. 486 | Brasil, Rio Grande do Sul, Santiago |

TABELA 5: Relação das populações de *M. scabrella* estudadas quanto ao número cromossômico e RAPD, número de indivíduos coletados por população, nome e número do coletor, localização e coordenadas geográficas

| Pop. | Nº de indivíduos | Identificação | Local coleta | Coordenadas |
|-----------------|------------------|---------------|--------------------------------------------|-----------------------------------------|
| 54 ^a | 10 | N. Dahmer, 54 | Cunha Pora, SC BR 158, Km 115 | 26°9'44" S 53°18'8" W Alt 525m |
| 56 ^a | 8 | N. Dahmer, 56 | Xaxim, SC BR 282, Km 517 | 26°9'28" S 52°52'0" W Alt 809m |
| 57 ^a | 12 | N. Dahmer, 57 | Xanxerê, SC BR 282, Km 507 | 26°8'25" S 52°37'0" W Alt 859m |
| 58 | 9 | N. Dahmer, 58 | Xanxerê, SC BR 282, Km 497 | 26°8'12" S 52°37'0" W Alt 883m |
| 59 ^a | 8 | N. Dahmer, 59 | Fachinal dos Guedes, SC, BR 282, Km 485 | 26°55'30" S 52°25'17" W Alt 1007m |
| 60 ^a | 10 | N. Dahmer, 60 | Vargeão, SC BR 282, Km 474 | S26°8'32" W52°17'19" Alt 1029m |
| 61 | 2 | N. Dahmer, 61 | Ponte Serrada, SC BR 282, Km 450 | 26°12'0" S 51°6'37" W Alt 1044m |
| 62 ^a | 7 | N. Dahmer, 62 | Agua Doce, SC SC 452 | 26°9'52" S 51°55'9" W Alt 867m |
| 63 ^a | 10 | N. Dahmer, 63 | Rio Azul, PR BR 153, Km 479 | 26°41'26" S 51°29'37" W Alt 857m |
| 64 ^a | 11 | N. Dahmer, 64 | Rebouça PR BR 153, Km 498 | 26°40'79" S 51°26'19" W Alt 889m |
| 65 ^a | 7 | N. Dahmer, 65 | São Francisco de Paula, RS, RS 020 | 29°27'28" S 50°36'56" W Alt 906m |

^a Populações utilizada para análise molecular RAPD.

TABELA 5: Continuação. Relação das populações de *M. scabrella* estudadas quanto ao número cromossômico e RAPD, número de indivíduos coletados por população, nome e número do coletor, localização e coordenadas geográficas

| Pop. | Nº de indivíduos | Identificação | Local coleta | Coordenadas |
|-----------------|------------------|---------------|--------------------------------------------|----------------------------------------|
| 66 | 4 | N. Dahmer, 66 | São Francisco de Paula, RS, RS 020 | 29°27'18" S 50°36'21" W Alt 906m |
| 67 | 7 | N. Dahmer, 67 | São Francisco de Paula, RS, RS 020 | 29°26'11" S 50°34'38" W Alt 891m |
| 68 | 4 | N. Dahmer, 68 | São Francisco de Paula, RS, RS 020 | 29°26'7" S 50°34'28" W Alt 878m |
| 69 | 1 | N. Dahmer, 69 | São Francisco de Paula, RS, RS 020, Km 108 | 29°24'1" S 50°26'53" W Alt 878m |
| 71 ^a | 9 | N. Dahmer, 71 | São Francisco de Paula, RS | 29°23'38" S 50°25'9" W Alt 893m |
| 72 ^a | 4 | N. Dahmer, 72 | Cambará do Sul, RS RS 020, Km 144 | 29°10'44" S 50°12'0" W Alt 986m |
| 73 | 3 | N. Dahmer, 73 | Cambará do Sul, RS RS 020, Km 148 | 29°08'56" S 50°11'50" W Alt 996m |
| 74 | 6 | N. Dahmer, 74 | São Francisco de Paula, RS, RS 110, Km 70 | 29°12'1" S 50°27'59" W Alt 999m |
| 75 ^a | 13 | N. Dahmer, 75 | Jaquirana, RS RS 110, Km 67 | 29°10'35" S 50°27'32" W Alt 984m |
| 76 ^a | 3 | N. Dahmer, 76 | Bom Jesus, RS RS 020, Km 10 | 28°45'57" S 50°26'52" W Alt 885m |
| 77 ^a | 9 | N. Dahmer, 77 | Vacaria, RS | 28°29'45" S 50°57'24" W Alt 975m |

^a Populações utilizada para análise molecular RAPD.

TABELA 5: Continuação. Relação das populações de *M. scabrella* estudadas quanto ao número cromossômico e RAPD, número de indivíduos coletados por população, nome e número do coletor, localização e coordenadas geográficas

| Pop. | Nº de indivíduos | Identificação | Local coleta | Coordenadas |
|------|------------------|---------------|--------------------------------------|--------------------------------------|
| 78 | 2 | N. Dahmer, 78 | Campestre da Serra, RS BR 116, Km 78 | 28°47'0" S 51°5'53" W Alt 836m |
| 79 | 1 | N. Dahmer, 79 | Caxias do Sul, RS BR 116, Km 137 | 29°5'0" S 51°6'45" W Alt 707m |

^aPopulações utilizada para análise molecular RAPD.

3. 2 Métodos

3. 2. 1 Determinação do número cromossômico somático

O número cromossômico somático foi determinado em células de ponta de raiz. As sementes foram escarificadas através de um pequeno corte no tegumento, com auxílio de estilete. Após, foram colocadas para germinar em placas de petri forradas com papel filtro umedecido com água destilada (Figuras 16 e 17).

Com cerca de 1cm de comprimento, as raízes foram pré-tratadas com solução saturada de paradiclorobenzeno (PDB) por 24h a 4°C, fixadas em 6:3:1 (etanol:clorofórmio:ácido acético) por 12-24h em temperatura ambiente, e estocadas em álcool 70% em congelador até o preparo das lâminas.

As lâminas foram preparadas com hidrólise das raízes em HCl 1N a 60°C por 10min, coradas com Feulgen (2-3h), podendo ser realizado um tratamento enzimático com pectinase 2% após a coloração, e maceradas em carmim propiônico 2%. Após, a lâmina foi coberta com lamínula e fechada com luto 3:1 (breu:cera).



FIGURA 16. Escarificação de sementes de *Mimosa*.



FIGURA 17: Sementes germinadas em placas de petri.

No mínimo 10 células com bom espalhamento dos cromossomos e em estágio equivalente de contração, foram analisadas por planta.

Todas as análises microscópicas foram feitas com ajuda do microscópio óptico Nikon, com sistema de fotografia tradicional e de um microscópio óptico com sistema de captação de imagem. As melhores células foram fotografadas e/ou capturadas digitalmente.

Para *M. scabrella*, como seria feita também uma análise molecular, e para isso eram necessárias plantas crescidas, as análises de número cromossômico foram feitas também a partir de raízes coletadas em vasos.

3. 2. 2 Caracterização do pólen

Sempre que possível, inflorescências foram coletadas em saídas de campo e imediatamente fixadas em Carnoy 6:3:1 (etanol:clorofórmio:ácido acético) por 24h em temperatura ambiente e posteriormente foram armazenadas em álcool 70% no freezer até sua utilização.

Para a confecção das lâminas, as inflorescências foram separadas e colocadas em água destilada para tirar o excesso de álcool. As anteras foram retiradas e cortadas em cima da lâmina. Adicionava-se uma gota de carmim propiônico 2% e batia-se, com auxílio de uma pinça, sobre a antera para expulsar os grãos de pólen. Em seguida, o excesso de material foi retirado e mais uma gota de corante adicionado, após, a lâmina foi coberta com lamínula e fechada com luto 3:1 (breu:cera).

As lâminas foram analisadas com auxílio de microscópio ótico. As melhores células foram fotografadas e/ou capturadas digitalmente.

Também foram feitas medições dos eixos maior (P) e menor (E) de 80 políades (20 por lâmina).

3. 2. 3 Estudo da polissomatia

Durante as análises mitóticas, verificou-se a ocorrência de polissomatia em raízes de sementes germinadas em placas de petri, para

várias espécies de *Mimosa*. Para tanto, foram feitos os seguintes estudos:

- a) Para verificar a hipótese da influência do pré-tratamento, foram selecionadas aleatoriamente dez espécies, das quais foram feitas lâminas com o mesmo protocolo utilizado para determinação do número cromossômico somático (item 3.2.1), porém, não foram submetidas ao pré-tratamento (PDB).
- b) Para observar a possível relação entre o tamanho da radícula e a ocorrência de células polissomáticas, radículas de tamanhos até 5mm, entre 6 e 10mm e entre 11 e 15mm foram coletadas. Estas foram pré-tratadas e analisadas conforme protocolo citado anteriormente (item 3.2.1).
- c) Com o intuito de verificar se haveria polissomatia em raízes de plantas adultas, foram coletadas raízes diretamente dos vasos de cinco acessos de *M. scabrella* que estavam sendo mantidos em casa de vegetação por oito meses. As plantas eram retiradas delicadamente dos vasos e lavadas para retirada do solo e para que as raízes pudessem ser coletadas da planta desejada, sem risco de haver mistura com plantas invasoras, o que é comum nestas condições. Para os mesmos acessos, foram postas sementes pra germinar em placa de petri. As análises seguiram o protocolo citado anteriormente (item 3.2.1).

3. 2. 4 Caracterização molecular com marcador molecular RAPD em *M. scabrella*

Foram analisadas 14 populações de *M. scabrella* (típica) de diferentes locais da região Sul do Brasil, coletadas nos meses de dezembro e janeiro nos anos de 2008 e 2009. Informações sobre as coordenadas geográficas e municípios dos pontos de coletas encontram-se na Tabela 5. Foram utilizados sempre que possível dez indivíduos por população com três repetições. Em algumas populações a análise não foi possível devido à dificuldade de coletar sementes, por ser a bracatinga uma espécie arbórea de alta estatura.

As sementes foram escarificadas manualmente, com um pequeno corte no tegumento, com auxílio de um estilete. Em seguida, foram postas para germinar diretamente nos vasos onde as plantas foram mantidas para análise posterior. Em cada vaso foram mantidas três repetições do mesmo indivíduo. Os vasos utilizados eram de polietileno com capacidade de 3500g de substrato. Foi utilizado como substrato solo de floricultura.

Foram coletadas folhas jovens e imediatamente processado para extração de DNA em conjunto (“*bulk*”). Para extração, seguiu-se o protocolo de Roy et al. (1992) com algumas modificações. A extração foi realizada a partir da coleta de 100mg de tecido, o qual foi macerado em cadinho com Nitrogênio líquido. O macerado foi transferido para tubo de microcentrífuga de 2ml, ocupando $\frac{1}{4}$ do volume. Em seguida, foi adicionado 600 μ L do tampão de extração (Tris-HCl 100mM pH 8,0; NaCl 1,4M; EDTA 0,02M; CTAB 2%; β -mercaptoetanol 0,5%; PVP-40 2%) e, após agitar bem, foi adicionado 60 μ L de β -mercaptoetanol, mais 6 μ L de Proteinase K (10mg/ml) e incubado em banho-maria a 65°C por 30 minutos, sendo agitados levemente a cada 10 minutos.

Após a incubação, foi realizada a desproteinização, adicionando-se 600µL de clorofórmio: álcool isoamílico (24:1). Os tubos foram agitados por 10 minutos manualmente por inversão e, em seguida, foram centrifugados por 15 minutos a 14000rpm. O sobrenadante de cada amostra foi transferido para um novo tubo de 2ml limpo e foi adicionado 600µl de isopropanol gelado para precipitar o DNA. As amostras foram colocadas no freezer (-20°C) por 24 horas. Após, os tubos foram centrifugados por 20 minutos a 14000rpm, o sobrenadante foi retirado e o precipitado foi lavado duas vezes com 200µl de etanol 70% e seco à temperatura ambiente. Quando seco, os ácidos nucleicos foram ressuspendidos com 100µl de água milliQ e 1µl de RNase (10mg/ml), ficando por 24 horas em temperatura ambiente para posterior quantificação.

A quantidade e qualidade do DNA foram estimadas através de gel de agarose 1%, utilizando quatro Lambdas (λ 50, λ 100, λ 200 e λ 500). Fez-se uma diluição de 5µl do DNA extraído em 495µl de água MilliQ. Após a quantificação, foi feita a solução trabalho de cada população na concentração de 3ng/µl, diluindo o DNA em água MilliQ. O restante do DNA foi armazenado constituindo a solução estoque.

As reações de amplificação seguiram protocolo descrito por Ferreira & Grattapaglia (1998), com modificações. Cada reação foi conduzida em tubos de 0,6ml, sendo o volume total da reação de 13µl. Os componentes da reação consistiram em 0,8µl H₂O MilliQ, 4µl da solução de trabalho de DNA (12 ng/µl), 1,30µl de tampão PCR 10X, 0,2µl de *Taq* DNA polimerase (5U/µl), 0,65 µl de MgCl₂ (50 mM), 1,04µl de 10mM dNTP mix contendo 2,5 mM de cada um dos quatro nucleotídeos (dATP, dTTP, dCTP e dGTP) e 5µl de *primer* (5ng/µl).

Foram testados 25 *primers* e, destes 22, foram escolhidos por apresentarem melhores padrões de bandas (Tabela 6). As amplificações foram efetuadas em termociclador PTC-100 (*Programmable Thermal Controller MJ Research, INC.*) programado para 42 ciclos.

Após a amplificação, foi adicionado a cada amostra 5 µl de azul de bromofenol e, em seguida, aplicadas em gel de agarose 1,8%. Em cada gel, aplicavam-se 14 amostras mais o padrão de fragmentos de tamanho conhecido (Gibco BRL com 100 pares de base). Para visualização das bandas no gel, era adicionado 8µl de brometo de etídeo (0,4 µl/ml). Na cuba, foi colocada solução tampão TBE 1X suficiente para cobrir o gel e favorecer a corrente elétrica. O tempo para a separação eletroforética foi de 2h, a 95 volts. Ao término de cada corrida, os géis foram fotografados sob luz ultravioleta e os fragmentos determinados por comparação com o padrão 100pb, utilizando-se o programa Kodak EDAS 290 (*Efectrophoresis Documentation and Analysis System*).

Os marcadores RAPD gerados foram convertidos em matriz de dados binários, a partir da qual foi estimada a distância genética entre as populações. A matriz binária de dados foi gerada com o auxílio do programa computacional "*Numerical Taxonomy and Multivariate Analysis System*" NTSYSpc versão 2.1 (Rohlf, 2001). O valor 1 foi adicionado à presença de bandas e 0 para a ausência. Utilizou-se o coeficiente de Jaccard para análise da matriz dos dados, gerando uma matriz de similaridade. Utilizou-se como método de agrupamento dos acessos o método UPGMA (*Unweighted pair-group arithmetic average*).

TABELA 6: Relação dos *primers* utilizados para estudo de caracterização da diversidade genética de *M. scabrella*

| Primers | Sequência (5' - 3') |
|----------------|----------------------------|
| RAPD-1 | GGTGGGGGAA |
| RAPD-2 | GTAGACCCGT |
| RAPD-3 | TCGGCGATAG |
| OPA-02 | TGCCGAGCTG |
| OPA-03 | AGTCAGCCAC |
| OPA-04 | AATCGGGCTG |
| OPA-07 | GAAACGGGTG |
| OPA-08 | GTGACGTAGG |
| OPA-09 | GGGTAACGCC |
| OPA-10 | GTGATCGCAG |
| OPA-11 | ACGCGTCTGG |
| OPA-12 | GGGTAACGCC |
| OPA-13 | AGTCAGCCAC |
| OPN-02 | ACCAGGGGCA |
| OPN-03 | GGTACTCCCC |
| OPN-04 | GACCGACCCA |
| OPN-05 | ACTGAACGCC |
| OPN-06 | GAGACGCACA |
| OPN-08 | ACCTCAGCTC |
| OPN-09 | TGCCGGCTTG |
| OPN-10 | ACAACCTGGGG |
| OPB-14 | TCCGCTCTGG |

4. RESULTADOS E DISCUSSÃO

Este é o primeiro trabalho em que um grande número de espécies de *Mimosa* foram analisadas, aumentando significativamente as contagens cromossômicas do gênero.

Os resultados obtidos a partir dos estudos citogenéticos e análise molecular serão apresentados nos seguintes tópicos: número cromossômico, caracterização do pólen, polissomatia e análise genética com marcadores moleculares RAPD.

4.1 Número cromossômico

O número cromossômico foi determinado em 212 acessos correspondente a 88 espécies (100 táxons) (Tabela 7 e 8) (maiores detalhes nos Apêndices 1 e 2). Para 73 espécies (85 táxons) são contagens inéditas.

TABELA 7: Número cromossômico em espécies de *Mimosa*

| Espécies | Acessos | Seção Taxonômica | 2n |
|-------------------------------------------------|-------------------------|-----------------------------|-----------|
| <i>M. acantholoba</i> var. <i>acantholoba</i> | Sarkinen, T. E. 2150 | <i>Batocaulon</i> | 26 |
| <i>M. acutistipula</i> var. <i>acutistipula</i> | Way, M.J.2438 | <i>Mimosa</i> | 52 |
| <i>M. adenocarpa</i> | Coradin, L. 8532 | <i>Batocaulon</i> | 26 |

TABELA 7: Continuação. Número cromossômico em espécies de *Mimosa*

| Espécies | | Seção Taxonômica | 2n |
|-----------------------------------------------|------------------------|-----------------------------|-----------|
| <i>M. adenocarpa</i> | Simon, M.F. 728 | <i>Batocaulon</i> | 26 |
| <i>M. aff. Bathyrrhena</i> | Simon, M.F. 874 | <i>Calothamnos</i> | 52 |
| <i>M. affinis</i> | Martinez-Romero, E. | <i>Mimosa</i> | 26 |
| <i>M. albida</i> var. <i>albida</i> | Way, M.J. 158 | <i>Mimosa</i> | 26 |
| <i>M. albolanata</i> | Simon, M.F. 677 | <i>Habbasia</i> | 26 |
| <i>M. antrorsa</i> | Fagg, C.W. 1747 | <i>Habbasia</i> | 26 |
| <i>M. apodocarpa</i> | Simon, M.F. 635 | <i>Batocaulon</i> | 26 |
| <i>M. artemisiana</i> | Faria, S.M. 138 | <i>Batocaulon</i> | 26 |
| <i>M. bahamensis</i> | Way, M.J. 100 | <i>Batocaulon</i> | 26 |
| <i>M. benthamii</i> | James, E.K. 335 | <i>Batocaulon</i> | 26 |
| <i>M. berroi</i> | Dahmer, N. 11 | <i>Calothamnos</i> | 52 |
| <i>M. berroi</i> | Dahmer, N. 12 | <i>Calothamnos</i> | 52 |
| <i>M. berroi</i> | Dahmer, N. 13 | <i>Calothamnos</i> | 52 |
| <i>M. bimucronata</i> var. <i>bimucronata</i> | Simon, M.F. 301 | <i>Batocaulon</i> | 26 |
| <i>M. bimucronata</i> | Dahmer, N. 46 | <i>Batocaulon</i> | 26 |
| <i>M. bimucronata</i> | Dahmer, N. 48 | <i>Batocaulon</i> | 26 |
| <i>M. biuncifera</i> | Newman, M. 284 | <i>Batocaulon</i> | 52 |
| <i>M. blanchetii</i> | Coradin, L. 6204 | <i>Batocaulon</i> | 26 |
| <i>M. borealis</i> | Simon, M.F. 873 | <i>Batocaulon</i> | 26 |
| <i>M. caesalpinifolia</i> | Dahmer, N. 50 | <i>Batocaulon</i> | 26 |
| <i>M. caesalpinifolia</i> | Dahmer, N. 35 | <i>Batocaulon</i> | 26 |
| <i>M. caesalpinifolia</i> | Dahmer, N. 29 | <i>Batocaulon</i> | 26 |
| <i>M. caesalpinifolia</i> | Kamiski, P. | <i>Batocaulon</i> | 26 |

TABELA 7: Continuação. Número cromossômico em espécies de *Mimosa*

| Espécies | Acessos | Seção Taxonômica | 2n |
|-----------------------------------------------|--------------------|-----------------------------|-----------|
| <i>M. campicola</i> var. <i>planipes</i> | Simon, M.F. 692 | <i>Batocaulon</i> | 26 |
| <i>M. camporum</i> | Sanou, L. 315 | <i>Habbasia</i> | 26 |
| <i>M. camporum</i> | Bako, B. 282 | <i>Habbasia</i> | 26 |
| <i>M. camporum</i> | Faria, S.M. 729 | <i>Habbasia</i> | 26 |
| <i>M. candollei</i> | Simon, M.F. 644 | <i>Batocaulon</i> | 52 |
| <i>M. cisparanensis</i> | Simon, M.F. 568 | <i>Habbasia</i> | 52 |
| <i>M. clausenii</i> | Simon, M.F. 303 | <i>Habbasia</i> | 26 |
| <i>M. clausenii</i> | Simon, M.F. 308 | <i>Habbasia</i> | 26 |
| <i>M. cordistipula</i> | Simon, M.F. 693 | <i>Batocaulon</i> | 26 |
| <i>M. cryptothamnos</i> | Simon, M.F. 738 | <i>Habbasia</i> | 26 |
| <i>M. debilis</i> var. <i>debilis</i> | Simon, M.F. 778 | <i>Mimosa</i> | 26 |
| <i>M. debilis</i> | Simon, M.F. 790 | <i>Mimosa</i> | 26 |
| <i>M. debilis</i> var. <i>vestita</i> | Simon, M.F. 783 | <i>Mimosa</i> | 26 |
| <i>M. delicatula</i> | Sutherland J.M.262 | <i>Batocaulon</i> | 26 |
| <i>M. depauperata</i> | Simon, M.F. 801 | <i>Batocaulon</i> | 26 |
| <i>M. diplotricha</i> var. <i>diplotricha</i> | Simon, M.F. 304 | <i>Batocaulon</i> | 26 |
| <i>M. diplotricha</i> | Simon, M.F. 877 | <i>Batocaulon</i> | 26 |
| <i>M. dominarum</i> | Simon, M.F. 776 | <i>Habbasia</i> | 26 |
| <i>M. dutrae</i> | Dahmer, N. 05 | <i>Mimosa</i> | 52 |
| <i>M. dutrae</i> | Dahmer, N. 21 | <i>Mimosa</i> | 52 |
| <i>M. dutrae</i> | Dahmer, N. 25 | <i>Mimosa</i> | 52 |
| <i>M. dutrae</i> | Dahmer, N. 80 | <i>Mimosa</i> | 52 |
| <i>M. dutrae</i> | Dahmer, N. 81 | <i>Mimosa</i> | 52 |

TABELA 7: Continuação. Número cromossômico em espécies de *Mimosa*

| Espécies | Acessos | Seção Taxonômica | 2n |
|---------------------------------------------|------------------|-------------------------|-----------|
| <i>M. dysocarpa</i> | Newman, M. 296 | <i>Batocaulon</i> | 26 |
| <i>M. echinocaula</i> | Simon, M.F. 312 | <i>Batocaulon</i> | 26 |
| <i>M. flocculosa</i> | CNPF/sn° | <i>Calothamnos</i> | 26 |
| <i>M. foliolosa</i> | Simon, M.F. 321 | <i>Habbasia</i> | 26 |
| <i>M. foliolosa</i> | Simon, M.F. 663 | <i>Habbasia</i> | 26 |
| <i>M. foliolosa</i> | Simon, M.F. 672 | <i>Habbasia</i> | 26 |
| <i>M. goldmanii</i> | James, E. K. 326 | <i>Mimosa</i> | 52 |
| <i>M. gracilis</i> | Simon, M.F. 323 | <i>Batocaulon</i> | 26 |
| <i>M. hamata</i> | Simon, M.F. 876 | <i>Batocaulon</i> | 26 |
| <i>M. heringeri</i> | Proença, C.2138 | <i>Habbasia</i> | 26 |
| <i>M. hexandra</i> | Way, M.J. 2440 | <i>Batocaulon</i> | 26 |
| <i>M. hypoglauca</i> var. <i>hypoglauca</i> | Simon, M.F. 723 | <i>Mimosa</i> | 26 |
| <i>M. honesta</i> | Simon, M.F. 720 | <i>Mimosa</i> | 26 |
| <i>M. incana</i> | Dahmer, N. 01 | <i>Calothamnos</i> | 52 |
| <i>M. incana</i> | Dahmer, N. 02 | <i>Calothamnos</i> | 52 |
| <i>M. incana</i> | Dahmer, N. 17 | <i>Calothamnos</i> | 52 |
| <i>M. incana</i> | Dahmer, N. 18 | <i>Calothamnos</i> | 52 |
| <i>M. incana</i> | Dahmer, N. 22 | <i>Calothamnos</i> | 52 |
| <i>M. incana</i> | Dahmer, N. 26 | <i>Calothamnos</i> | 52 |
| <i>M. incana</i> | Dahmer, N. 51 | <i>Calothamnos</i> | 52 |
| <i>M. incana</i> | Dahmer, N. 53 | <i>Calothamnos</i> | 52 |
| <i>M. incana</i> | Dahmer, N. 84 | <i>Calothamnos</i> | 52 |
| <i>M. incana</i> | Dahmer, N. 86 | <i>Calothamnos</i> | 52 |

TABELA 7: Continuação. Número cromossômico em espécies de *Mimosa*

| Espécies | Acessos | Seção Taxonômica | 2n |
|-----------------------------------------------|----------------------|-------------------------|-----------|
| <i>M. invis</i> var. <i>invis</i> | Feltwell, J. 19 | <i>Batocaulon</i> | 26 |
| <i>M. lacerata</i> | Simon, M.F. 806 | <i>Batocaulon</i> | 26 |
| <i>M. latispinosa</i> | Sutherland J.M. 206 | <i>Batocaulon</i> | 26 |
| <i>M. luisana</i> | Way, M.J. 09 | <i>Batocaulon</i> | 26 |
| <i>M. melanocarpa</i> | Simon, M.F. 675 | <i>Habbasia</i> | 26 |
| <i>M. misera</i> | Simon, M.F. 703 | <i>Batocaulon</i> | 26 |
| <i>M. monancistra</i> | Simon, M.F. 809 | <i>Batocaulon</i> | 26 |
| <i>M. neptuniodes</i> | Wood, J.R.I. 22123 | <i>Habbasia</i> | 26 |
| <i>M. niederleinii</i> | Dahmer, N. 23 | <i>Mimosa</i> | 52 |
| <i>M. nuda</i> var. <i>nuda</i> | Simon, M.F. 793 | <i>Mimosa</i> | 52 |
| <i>M. nuttallii</i> | Simon, M.F. 875 | <i>Batocaulon</i> | 26 |
| <i>M. nuttallii</i> | Allen, B.CBG. 05-100 | <i>Batocaulon</i> | 26 |
| <i>M. ophthalmocentra</i> | Way, M.J. 2434 | <i>Batocaulon</i> | 26 |
| <i>M. orthocarpa</i> | Grether, R. 2907 | <i>Batocaulon</i> | 26 |
| <i>M. orthocarpa</i> | Simon, M.F. 855 | <i>Batocaulon</i> | 26 |
| <i>M. papposa</i> var. <i>papposa</i> | Proença, C 3431 | <i>Mimosa</i> | 26 |
| <i>M. pigra</i> var. <i>dehiscens</i> | Dahmer, N. 28 | <i>Habbasia</i> | 52 |
| <i>M. pigra</i> var. <i>dehiscens</i> | Dahmer, N. 32 | <i>Habbasia</i> | 52 |
| <i>M. pigra</i> var. <i>dehiscens</i> | Sarkinen, T.E. 2059 | <i>Habbasia</i> | 26 |
| <i>M. pigra</i> var. <i>dehiscens</i> | Simon, M.F. s.n. | <i>Habbasia</i> | 26 |
| <i>M. pigra</i> var. <i>dehiscens</i> | Simon, M.F. 799 | <i>Habbasia</i> | 52 |
| <i>M. pilulifera</i> var. <i>pilulifera</i> | Dahmer, N. 83 | <i>Calothamnos</i> | 52 |
| <i>M. pilulifera</i> var. <i>pseudoincana</i> | Dahmer, N. 70 | <i>Calothamnos</i> | 52 |

TABELA 7: Continuação. Número cromossômico em espécies de *Mimosa*

| Espécies | Acessos | Seção Taxonômica | 2n |
|-----------------------------------------------|---------------------|-------------------------|-----------|
| <i>M. pilulifera</i> var. <i>pseudoincana</i> | Simon, M.F. 878 | <i>Calothamnos</i> | 52 |
| <i>M. polyantha</i> | Simon, M.F. 827 | <i>Batocaulon</i> | 26 |
| <i>M. polyantha</i> | Way, M.J. 021 | <i>Batocaulon</i> | 26 |
| <i>M. polycarpa</i> var. <i>subandina</i> | Sarkinen, T.E. 2061 | <i>Mimosa</i> | 26 |
| <i>M. polydactyla</i> | Tomas, S.M. 30/3 | <i>Mimosa</i> | 26 |
| <i>M. polydactyla</i> | Coradin, L. 8682 | <i>Mimosa</i> | 26 |
| <i>M. polydidyma</i> | Simon, M.F. 719 | <i>Batocaulon</i> | 26 |
| <i>M. pteridifolia</i> | Simon, M.F. 311 | <i>Batocaulon</i> | 26 |
| <i>M. pudica</i> | MSB 19956 | <i>Mimosa</i> | 52 |
| <i>M. pudica</i> var. <i>hispida</i> | Simon, M.F. 893 | <i>Mimosa</i> | 52 |
| <i>M. pudica</i> | Beer, L. 394 | <i>Mimosa</i> | 52 |
| <i>M. pycnocomma</i> | Simon, M.F. 868 | <i>Habbasia</i> | 52 |
| <i>M. quadrivalvis</i> | Simon M. F. 644 | <i>Batocaulon</i> | 52 |
| <i>M. radula</i> | Simon, M.F. 296 | <i>Mimosa</i> | 26 |
| <i>M. revoluta</i> | Sarkinen, T.E. 2074 | <i>Mimadenia</i> | 26 |
| <i>M. robusta</i> | Simon, M.F. 863 | <i>Batocaulon</i> | 52 |
| <i>M. rubicaulis</i> ssp. <i>himalayana</i> | Thomas, S.M. 24/1 | <i>Batocaulon</i> | 26 |
| <i>M. scabrella</i> | Dahmer, N. 14 | <i>Calothamnos</i> | 52 |
| <i>M. scabrella</i> | Lima, H.C. 4055 | <i>Calothamnos</i> | 52 |
| <i>M. schomburgkii</i> | Hellin, J.J. 15 | <i>Batocaulon</i> | 26 |
| <i>M. sensitiva</i> var. <i>sensitiva</i> | Conceição, S.F. 284 | <i>Mimosa</i> | 26 |
| <i>M. sericantha</i> | Simon, M.F. 410 | <i>Batocaulon</i> | 26 |
| <i>M. setistipula</i> | Biondo, E. 503 | <i>Mimosa</i> | 26 |

TABELA 7: Continuação. Número cromossômico em espécies de *Mimosa*

| Espécies | Acessos | Seção Taxonômica | 2n |
|---------------------------------------------|--------------------------|-------------------------|-----------|
| <i>M. setistipula</i> | Biondo, E. 504 | <i>Mimosa</i> | 26 |
| <i>M. setosa</i> var. <i>paludosa</i> | Simon, M.F. 306 | <i>Habbasia</i> | 26 |
| <i>M. setosa</i> var. <i>paludosa</i> | Simon, M.F. 666 | <i>Habbasia</i> | 52 |
| <i>M. setosa</i> var. <i>paludosa</i> | Dahmer, N. 27 | <i>Habbasia</i> | 52 |
| <i>M. setosa</i> var. <i>paludosa</i> | Dahmer, N. 49 | <i>Habbasia</i> | 52 |
| <i>M. setosa</i> var. <i>urbica</i> | Simon, M.F. 730 | <i>Habbasia</i> | 26 |
| <i>M. setosissima</i> | Simon, M.F. 290 | <i>Habbasia</i> | 26 |
| <i>M. similis</i> | James, E.K. 229 | <i>Batocaulon</i> | 26 |
| <i>M. similis</i> | Simon, M.F. 807 | <i>Batocaulon</i> | 26 |
| <i>M. skinneri</i> var. <i>skinneri</i> | James, E.K. 244 | <i>Mimosa</i> | 52 |
| <i>M. somnians</i> | Grether, R. 2901 | <i>Habbasia</i> | 52 |
| <i>M. somnians</i> | Simon, M.F. 797 | <i>Habbasia</i> | 26 |
| <i>M. somnians</i> | Way, M.J. 2476 | <i>Habbasia</i> | 52 |
| <i>M. somnians</i> var. <i>víscida</i> | Simon, M.F. 863 | <i>Habbasia</i> | 26 |
| <i>M. sparsiformis</i> | Dahmer, N. 15 | <i>Mimosa</i> | 39 |
| <i>M. sparsiformis</i> | Dahmer, N. 52 | <i>Mimosa</i> | 39 |
| <i>M. splendida</i> | Simon, M.F. 316 | <i>Habbasia</i> | 26 |
| <i>M. tenuiflora</i> | Camargo Ricalde, S.L. 98 | <i>Batocaulon</i> | 26 |
| <i>M. tenuiflora</i> | Way, M.J. 2441 | <i>Batocaulon</i> | 26 |
| <i>M. ulei</i> var. <i>ulei</i> | Simon, M.F. 758 | <i>Habbasia</i> | 26 |
| <i>M. uraguensis</i> | Simon, M.F. 862 | <i>Batocaulon</i> | 26 |
| <i>M. ursina</i> | Simon, M.F. 704 | <i>Mimosa</i> | 26 |
| <i>M. velloziana</i> var. <i>velloziana</i> | Dahmer, N. 45 | <i>Mimosa</i> | 52 |

TABELA 7: Continuação. Número cromossômico em espécies de *Mimosa*

| Espécies | Acessos | Seção Taxonômica | 2n |
|---------------------------------------------------|-------------------|-------------------------|-----------|
| <i>M. velloziana</i> var. <i>velloziana</i> , 302 | Simon, M.F. 302 | <i>Mimosa</i> | 52 |
| <i>M. velloziana</i> var. <i>velloziana</i> | Simon, M.F. 665 | <i>Mimosa</i> | 52 |
| <i>M. verrucosa</i> | Conceição, A.1522 | <i>Batocaulon</i> | 26 |
| <i>M. virgula</i> | Simon, M.F. 294 | <i>Mimosa</i> | 26 |
| <i>Mimosa</i> sp. | Grings, M. 928 | | 52 |
| <i>Mimosa</i> sp. | Grings, M. 980 | | 26 |
| <i>Mimosa</i> sp. | Grings, M. 352 | | 26 |

Tabela 8: Número cromossômico em diferentes populações de *M. scabrella* (Seção *Calothamnus*)

| População | Nº de Indivíduos Analisados | 2n |
|------------------|------------------------------------|-----------|
| 54 | 3 | 52 |
| 55 | 3 | 52 |
| 56 | 3 | 52 |
| 57 | 3 | 52 |
| 58 | 3 | 52 |
| 59 | 3 | 52 |
| 60 | 3 | 52 |
| 61 | 2 | 52 |
| 62 | 3 | 52 |
| 63 | 3 | 52 |
| 64 | 3 | 52 |
| 65 | 3 | 52 |
| 66 | 3 | 52 |
| 67 | 3 | 52 |
| 68 | 3 | 52 |

Tabela 8: Continuação. Número cromossômico em diferentes populações de *M. scabrella* (Seção *Calothamnos*)

| População | Nº de Indivíduos Analisados | 2n |
|-----------|-----------------------------|----|
| 69 | 1 | 52 |
| 71 | 3 | 52 |
| 72 | 3 | 52 |
| 73 | 3 | 52 |
| 74 | 3 | 52 |
| 75 | 3 | 52 |
| 76 | 3 | 52 |
| 77 | 3 | 52 |
| 78 | 3 | 52 |
| 79 | 1 | 52 |

Os resultados mostraram que dos 100 táxons analisados, 76 (76%) são diplóides ($2n=2x=26$) (Figuras 18, 19, 20a, 20b, 20c, 20d, 20e, 21d, 21e, 21f) e 24 (24%) são poliplóides. Dos táxons poliplóides, um é triplóide (*M. sparsiformis*) com $2n=3x=39$ cromossomos (Figura 23e), e 23 são tetraplóides com $2n=4x=52$ cromossomos (Figuras 20f, 21a, 21b, 21c, 22, 23a, 23b, 23c, 23d, 23f, 24).

Os cromossomos de *Mimosa* são pequenos, cerca de 1-2 μm . Não foram feitas medidas do tamanho dos cromossomos para todas as espécies, mas como pode ser visto nas figuras de número cromossômico, provavelmente há diferenças de tamanho entre os cromossomos de algumas espécies e uma tendência para as espécies tetraplóides terem cromossomos menores do que as diplóides (exemplo Figura 20).

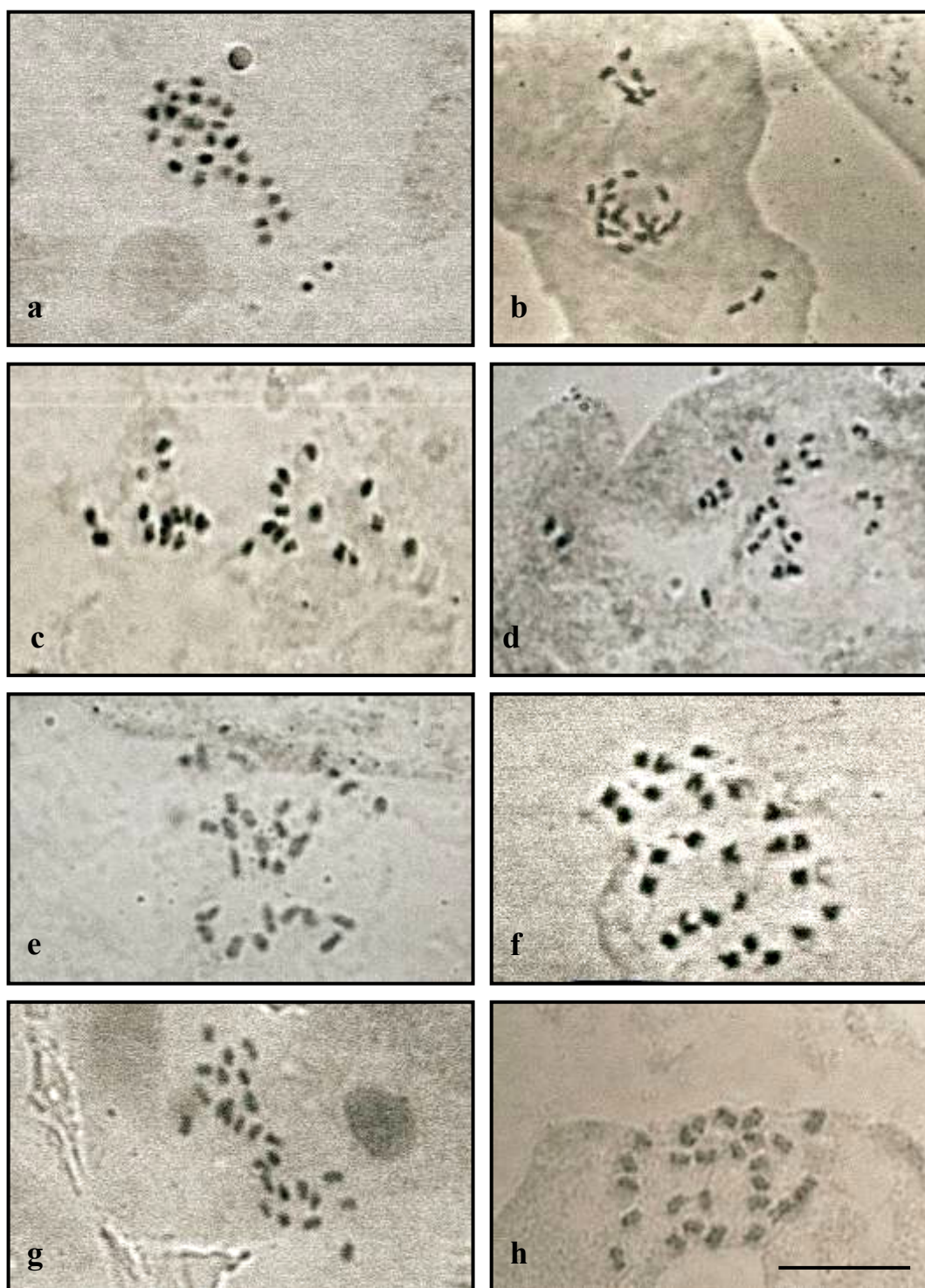


FIGURA 18: Metáfases mitóticas de espécies diplóides, $2n=2x=26$ cromossomos: a) *M. acantholoba* 2150; b) *M. albolonata* 677; c) *M. antrorsa* 1747; d) *M. blanchetii* 6204; e) *M. caesalpinifolia* 09; f) *M. diplotricha* var. *diplotricha* 304; g) *M. debilis* 790; h) *M. clausenii* 308. Escala 10 μ m.

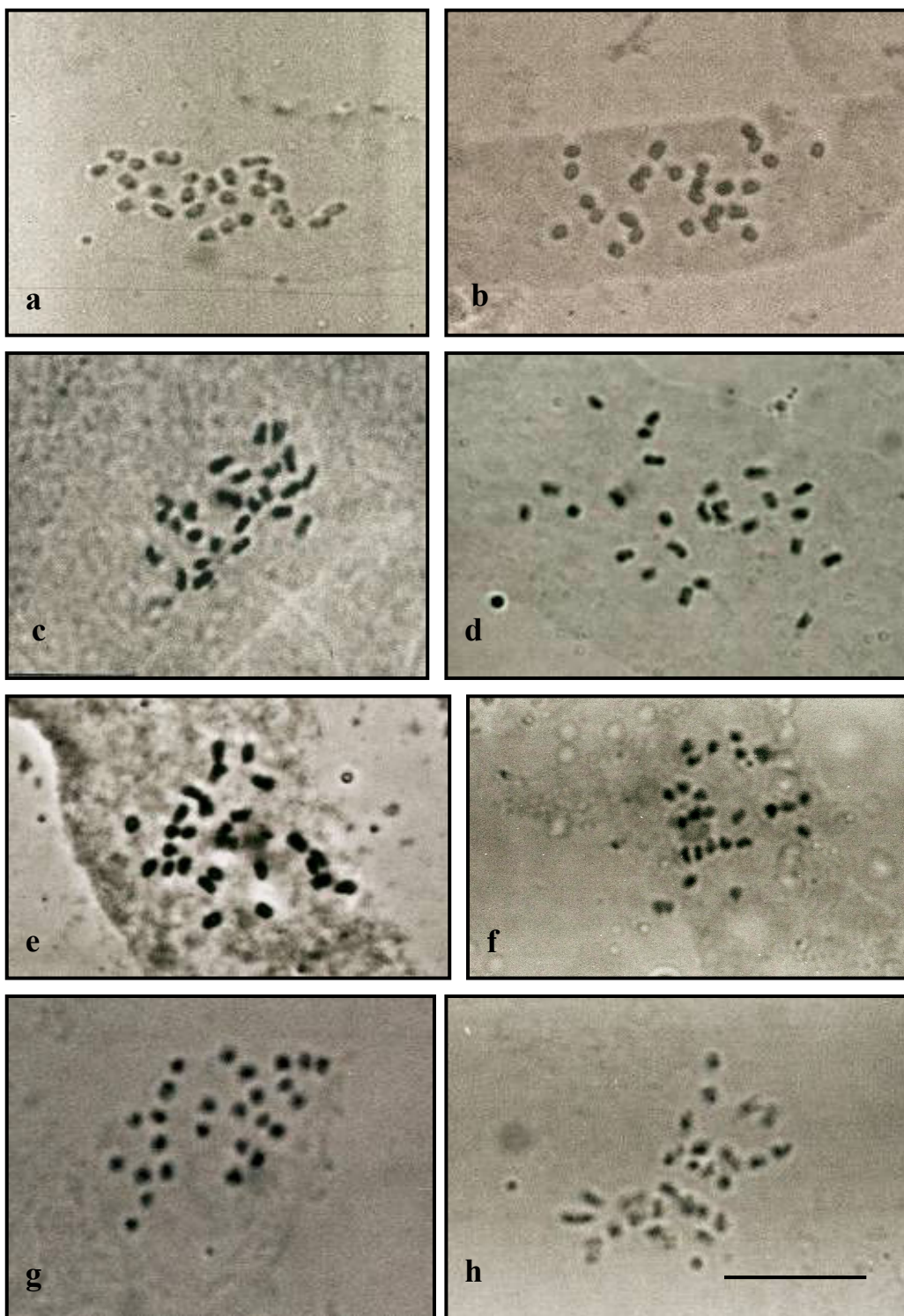


FIGURA 19: Metáfases mitóticas de espécies diplóides, $2n=2x=26$ cromossomos: a) *M. rubicaulis* ssp. *himalayana* 24/1; b) *M. monancistra* 809; c) *M. luisiana* 09; d) *M. paposa* 3431; e) *M. ophthalmocentra* 2434; f) *M. nutallii* 05-100; g) *M. setistipula* 504; h) *M. sericantha* 410. Escala 10 μm .

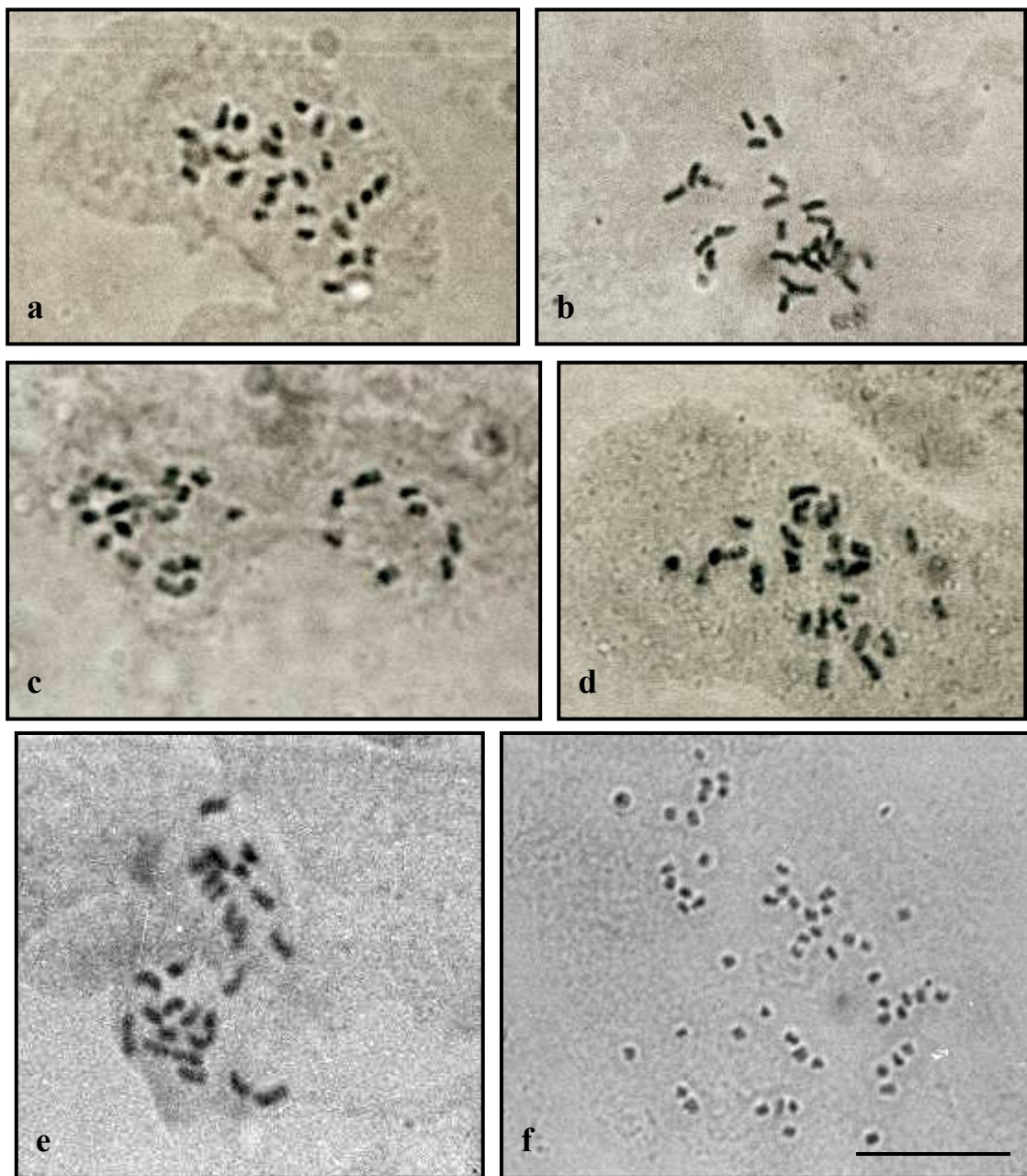


FIGURA 20: Metáfases mitóticas: a) *M. setosissima* 290 ($2n=26$); b) *M. similis* 807 ($2n=26$); c) *M. uraguensis* 862 ($2n=26$); d) *M. ulei* var. *ulei* 758 ($2n=26$); e) *M. acantholoba* var. *acantholoba* 2150 ($2n=26$); f) *M. scabrella* 4055 ($2n=52$). Escala 10 μm .

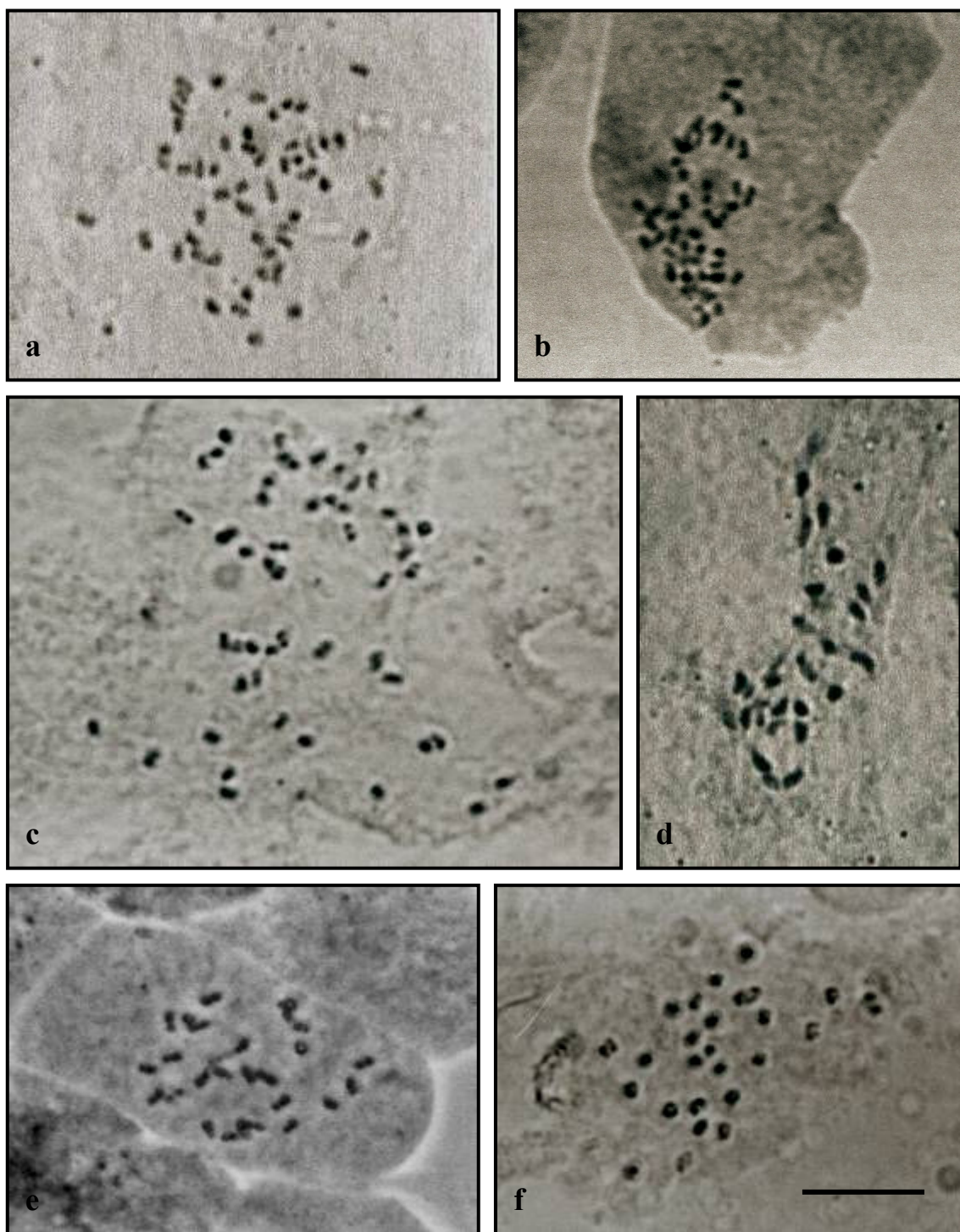


FIGURA 21: Metáfases mitóticas: a) *M. goldmanii* 326 ($2n=52$); b) *M. velloziana* var. *velloziana* 302 ($2n=52$); c) *M. pilulifera* var. *pseudincana* 878 ($2n=52$); d) *M. polydidima* 719 ($2n=26$); e) *M. adenocarpa* 728 ($2n=26$); f) *M. schomburgkii* 15 ($2n=26$). Escala 10 μm

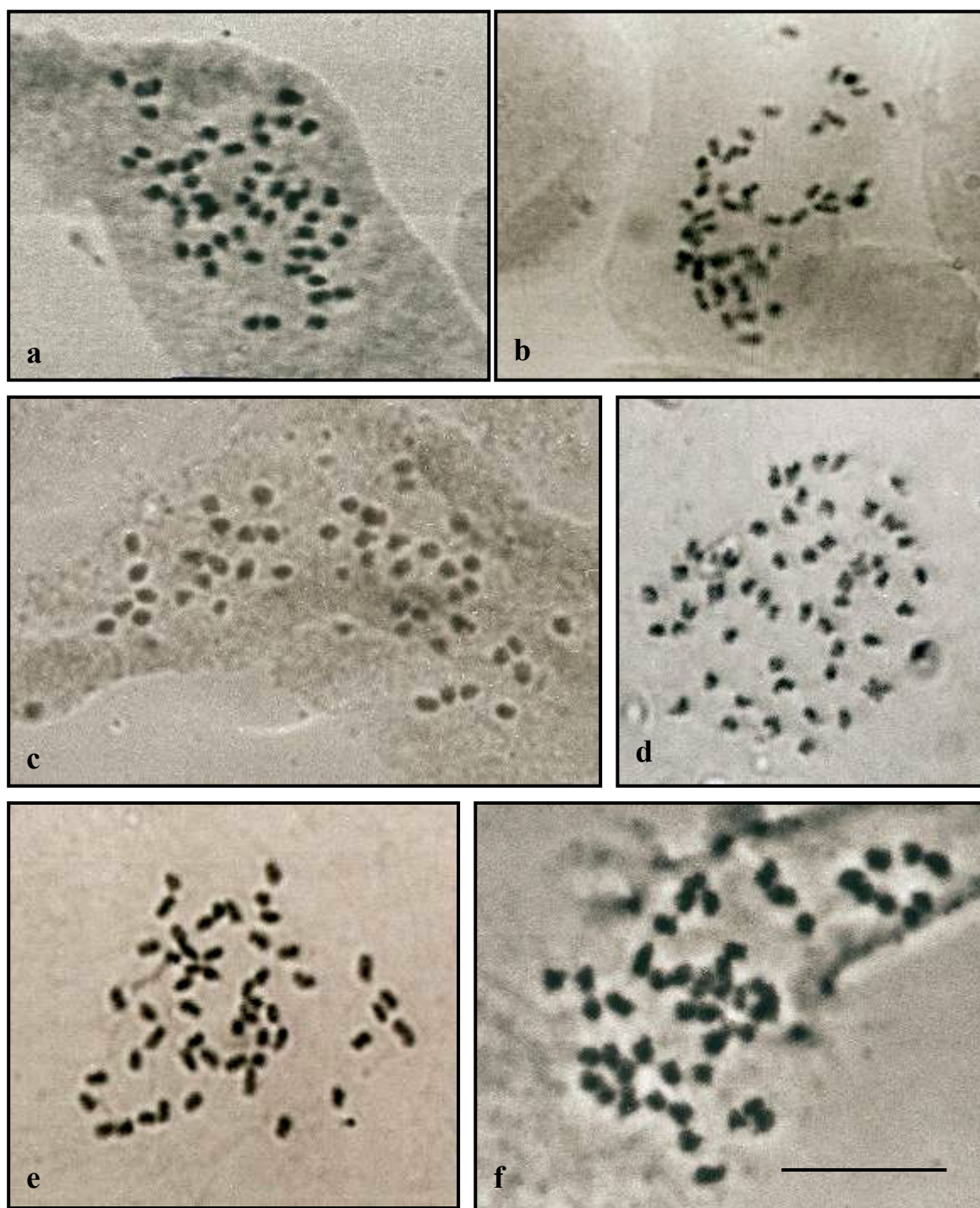


FIGURA 22: Metáfases mitóticas de espécies tetraplóides, $2n=4x=52$ cromossomos: a) *M. cisparanensis* 588; b) *M. pudica* 19956; c) *M. setosa* var *paludosa* 27; d) *M. quadrivalvis* 644; e) *M. robusta* 836; f) 665. Escala 10 μm .

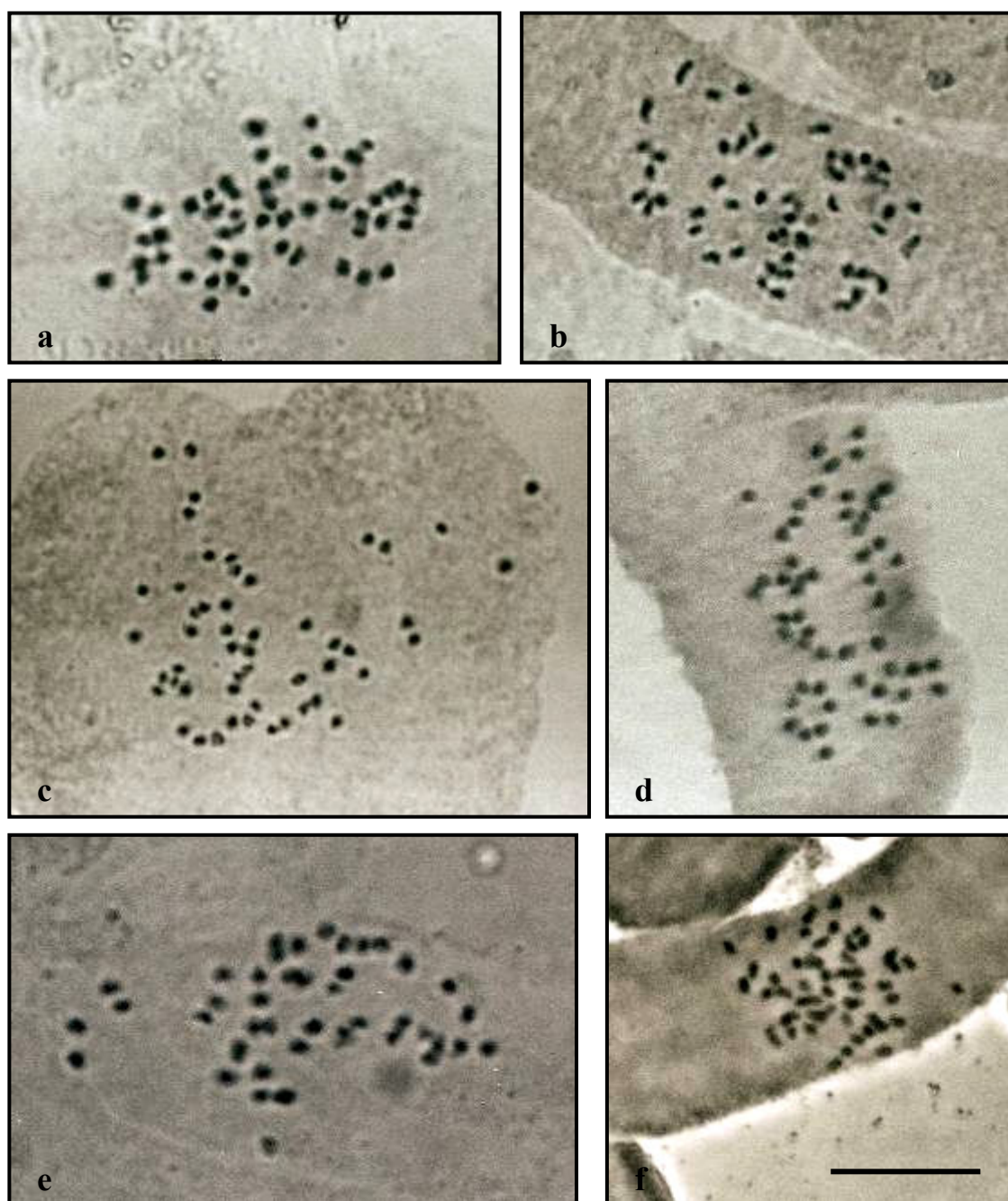


FIGURA 23: Metáfases mitóticas de acessos do Rio Grande do Sul: a) *M. berroi* 12 ($2n=52$); b) *M. incana* 26 ($2n=52$); c) *M. incana* 18 ($2n=52$); d) *M. incana* 17 ($2n=52$); e) *M. sparsiformis* 52 ($2n=39$); f) *M. pilulifera* var. *pilulifera* 83 ($2n=52$) cromossomos. Escala 10 μm .

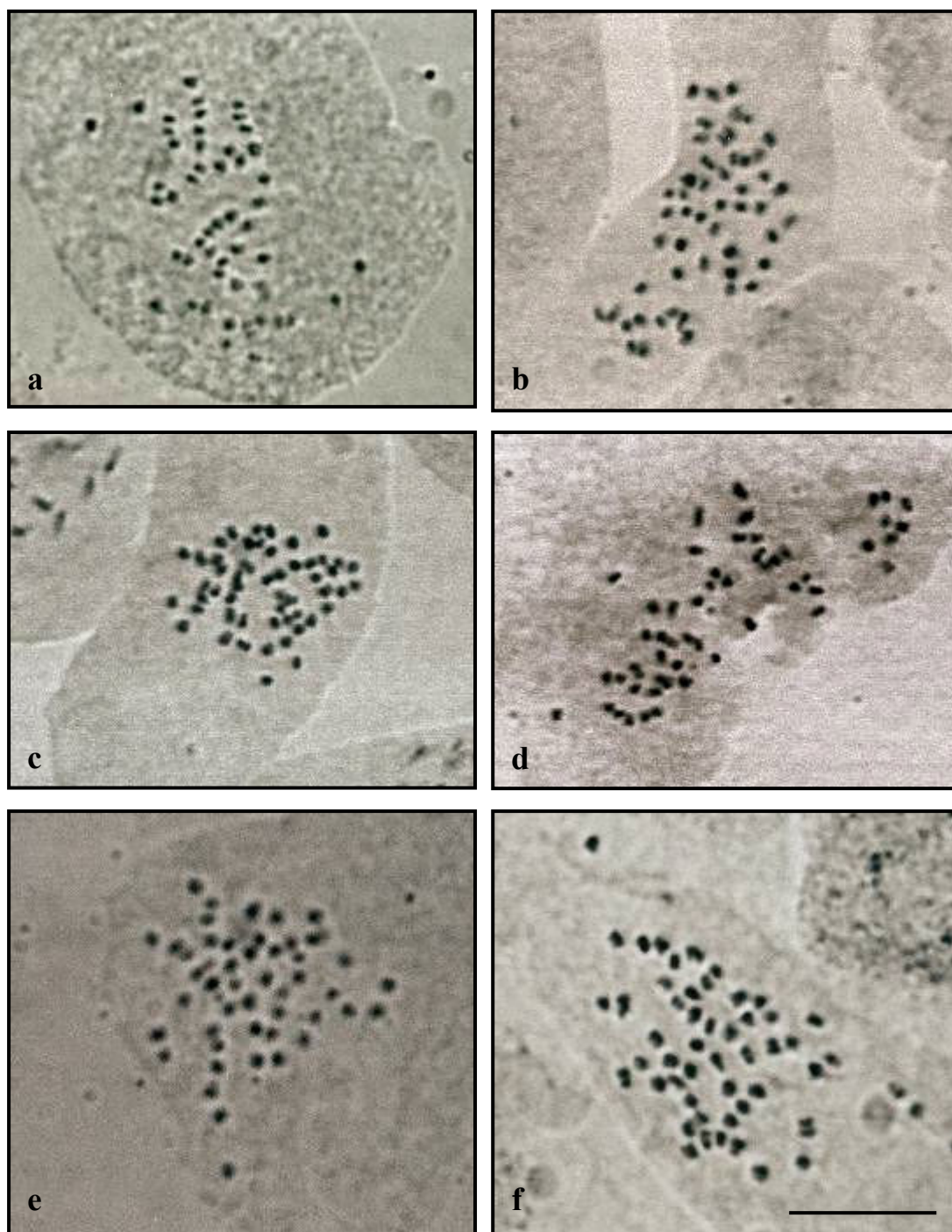


Figura 24: Metáfase mitótica de acessos de *M. scabrella*, $2n=4x=52$ cromossomos. a) *M. scabrella* 65; b) *M. scabrella* 72; c) *M. scabrella* 74; d) *M. scabrella* 77; e) *M. scabrella* 63; f) *M. scabrella* 14. Escala 10 μm .

Os resultados deste trabalho concordam com Goldblatt (1981), que sugeriu $x=13$ como número básico para o gênero *Mimosa*, o qual teria originado por disploidia de $x=14$. O autor sugere que a suposta ocorrência de outros números básicos resultou de contagens errôneas, pelo fato do tamanho extremamente pequeno dos cromossomos que dificulta as técnicas citogenéticas.

Com os dados deste trabalho, o número de espécies com contagens cromossômicas aumentou de 10% para mais de 20%, sendo, portanto uma importante contribuição para estudos citotaxonômicos do gênero *Mimosa* (Tabela 9). Dados da literatura mostram que a maioria das espécies é diplóide, uma situação similar ao observado neste trabalho, onde mais de 70% das espécies estudadas apresentam $2n=2x=26$ cromossomos e 24% o nível tetraplóide ($2n=4x=52$).

TABELA 9: Número cromossômico em espécies de *Mimosa* com referência do determinador

| Espécies | 2n | Referência |
|-------------------------------------------------|-----------|--------------------------|
| <i>M. acantholoba</i> var. <i>acantholoba</i> | 26 | Este trabalho |
| <i>M. acutistipula</i> var. <i>acutistipula</i> | 52 | Este trabalho |
| <i>M. adenocarpa</i> | 26 | Este trabalho |
| <i>M. adpressa</i> Hooker & Arnott | 52 | Seijo & Fernández (2001) |
| <i>M. aff. Bathyrrhena</i> | 52 | Este trabalho |
| <i>M. affinis</i> | 26 | Este trabalho |
| <i>M. albida</i> var. <i>albida</i> | 26 | Este trabalho |
| <i>M. albida</i> Humb. & Bonp. ex Willd. | 26 | IPCN |
| <i>M. albolanata</i> | 26 | Este trabalho |
| <i>M. antrorsa</i> | 26 | Este trabalho |

TABELA 9: Continuação. Número cromossômico em espécies de *Mimosa* com referência do determinador

| Espécies | 2n | Referência |
|---------------------------------------------------------------------------------------------------|-----------|----------------------------------------|
| <i>M. apodocarpa</i> | 26 | Este trabalho |
| <i>M. artemisiana</i> | 26 | Este trabalho |
| <i>M. bahamensis</i> | 26 | Este trabalho |
| <i>M. balansae</i> Micheli | 26; 52 | Seijo (2000); Seijo & Fernández (2001) |
| <i>M. benthamii</i> | 26 | Este trabalho |
| <i>M. berroi</i> | 52 | Este trabalho |
| <i>M. bimucronata</i> | 26 | Seijo (1999); IPCN; Este trabalho |
| <i>M. bimucronata</i> var. <i>adenocarpa</i> Hoehne | 26 | Seijo (2000) |
| <i>M. bimucronata</i> var. <i>bimucronata</i> | 26 | Seijo (1999); Este trabalho |
| <i>M. biuncifera</i> | 52 | Este trabalho |
| <i>M. blanchetii</i> | 26 | Este trabalho |
| <i>M. borealis</i> | 26 | Este trabalho |
| <i>M. botucatuana</i> Hoehne (= <i>M. orthacantha</i> Benth.) | ca. 26 | IPCN |
| <i>M. brevipetiolata</i> Burk. var. <i>hirtula</i> (Burk.) Barneby | 52 | Seijo (1999); IPCN |
| <i>M. caesalpiniifolia</i> | 26 | Alves & Custódio (1989); Este trabalho |
| <i>M. campicola</i> var. <i>planipes</i> | 26 | Este trabalho |
| <i>M. camporum</i> | 26 | Este trabalho |
| <i>M. capillipes</i> Benth. (= <i>M. gracilis</i> Benth. var. <i>capillipes</i> (Benth.) Barneby) | 26 | IPCN |
| <i>M. candollei</i> | 52 | Este trabalho |
| <i>M. chacoënsis</i> Barneby & Fortunato | 26 | Seijo (2000); IPCN |
| <i>M. cisparanensis</i> | 52 | Este trabalho |

TABELA 9: Continuação. Número cromossômico em espécies de *Mimosa* com referência do determinador

| Espécies | 2n | Referência |
|-----------------------------------------------------------------|------------|-------------------------------------------|
| <i>M. clausenii</i> | 26 | Este trabalho |
| <i>M. cordistipula</i> | 26 | Este trabalho |
| <i>M. cryptothamnos</i> | 26 | Este trabalho |
| <i>M. daleoides</i> Benth. | ca. 104 | Seijo (1999); IPCN |
| <i>M. debilis</i> var. <i>debilis</i> | 26 | Morales et al. (2010); Este trabalho |
| <i>M. debilis</i> var. <i>debilis</i> | 52 | Seijo (1993; 1999); Morales et al. (2010) |
| <i>M. debilis</i> var. <i>vestita</i> | 26 | Seijo (2000); Este trabalho |
| <i>M. debilis</i> | 26 | Este trabalho |
| <i>M. delicatula</i> | 26 | Este trabalho |
| <i>M. densa</i> Benth. | 26 | IPCN |
| <i>M. depauperata</i> | 26 | Este trabalho |
| <i>M. diplotricha</i> | 26 | IPCN; Este trabalho |
| <i>M. diplotricha</i> var. <i>diplotricha</i> | 26 | Seijo (1993); Este trabalho |
| <i>M. dolens</i> Vellozo var. <i>acerba</i> (Benth.) Barneby | 104 | Seijo (1993); IPCN |
| <i>M. dolens</i> var. <i>rigida</i> | 104 | Seijo (1993); IPCN |
| <i>M. dominarum</i> | 26 | Este trabalho |
| <i>M. dutrae</i> | 52 | Este trabalho |
| <i>M. dysocarpa</i> | 26 | Este trabalho |
| <i>M. echinocaula</i> | 26 | Este trabalho |
| <i>M. emoryana</i> Benth. | 52 | IPCN |
| <i>M. ephedroides</i> (Hooker & Arnott) Benth. | 28 | IPCN |
| <i>M. flagellaris</i> Benth. | 26 | Seijo & Fernández (2001) |

TABELA 9: Continuação. Número cromossômico em espécies de *Mimosa* com referência do determinador

| Espécies | 2n | Referência |
|--------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|---------------|-------------------------------|
| <i>M. flocculosa</i> | 26 | Este trabalho |
| <i>M. foliolosa</i> | 26 | Este trabalho |
| <i>M. glandulisetata</i> Burk. | 26 | Seijo (1993); IPCN |
| <i>M. goldmanii</i> | 52 | Este trabalho |
| <i>M. gracilis</i> | 26 | Este trabalho |
| <i>M. hamata</i> | 26 | IPCN; Este trabalho |
| <i>M. heringeri</i> | 26 | Este trabalho |
| <i>M. hexandra</i> | 26 | Este trabalho |
| <i>M. himalayana</i> | 26 | IPCN |
| <i>M. hirsutissima</i> Mart. var. <i>barbigera</i> (Benth.) Barneby | 26 | Seijo (1999); IPCN |
| <i>M. hirsutissima</i> Mart. var. <i>hirsutissima</i> | 26 | Seijo (1999); IPCN |
| <i>M. honesta</i> | 26 | Este trabalho |
| <i>M. hostilis</i> (Mart.) Benth. (= <i>M. tenuiflora</i>) | 26 | Alves & Custódio (1989); IPCN |
| <i>M. hypoglauca</i> var. <i>hypoglauca</i> | 26 | Este trabalho |
| <i>M. imbricata</i> Benth. | 26 | IPCN |
| <i>M. incana</i> | 52 | Este trabalho |
| <i>M. invisata</i> Mart. | 52 | IPCN |
| <i>M. invisata</i> Mart. ex Colla | 24; <u>26</u> | IPCN |
| <i>M. invisata</i> var. <i>invisata</i> | 26 | Este trabalho |
| <i>M. lacerata</i> | 26 | Este trabalho |
| <i>M. lasiocarpa</i> Benth. var. <i>lasiocarpa</i> (Benth.) Barneby (= <i>M. somnians</i> var. <i>lasiocarpa</i>) | 26 | IPCN |
| <i>M. laticifera</i> Rizzini & Mattos Filho | 26 | IPCN |

TABELA 9: Continuação. Número cromossômico em espécies de *Mimosa* com referência do determinador

| Espécies | 2n | Referência |
|-------------------------------------------------------------------------------------------------------|-----------|--------------------------------|
| <i>M. latispinosa</i> | 26 | Este trabalho |
| <i>M. luisana</i> | 26 | Este trabalho |
| <i>M. lupinoides</i> Chodat & Hassler | 52 | Seijo (2000) |
| <i>M. macrocalyx</i> Micheli | 26 | Seijo (1999); IPCN |
| <i>M. macrostachya</i> (Benth.) Macbride | 26 | IPCN |
| <i>M. malacocentra</i> (Mart.) Benth. (= <i>M. arenosa</i> (Willd.) Poir. var. <i>arenosa</i>) | 26 | Alves & Custódio (1989); IPCN |
| <i>M. melanocarpa</i> | 26 | Este trabalho |
| <i>M. misera</i> | 26 | Este trabalho |
| <i>M. monancistra</i> | 26 | Este trabalho |
| <i>M. neptuniodes</i> | 26 | Este trabalho |
| <i>M. niederleinii</i> | 52 | Este trabalho |
| <i>M. nuda</i> var. <i>nuda</i> | 26, 52 | Morales et al. (2010) |
| <i>M. nuda</i> var. <i>nuda</i> | 52 | Este trabalho |
| <i>M. nuttallii</i> | 26 | Este trabalho |
| <i>M. obstrigosa</i> Burk. | 26 | Seijo (1999); IPCN |
| <i>M. oligophylla</i> Micheli | 26 | Seijo & Fernandes (2001); IPCN |
| <i>M. oligophylla</i> Micheli var. <i>pilosula</i> Burk. | 26 | Seijo (1999) |
| <i>M. ophthalmocentra</i> | 26 | Este trabalho |
| <i>M. orthocarpa</i> | 26 | Este trabalho |
| <i>M. papposa</i> var. <i>papposa</i> | 26 | Este trabalho |
| <i>M. paupera</i> Benth. | 26 | Seijo (1993); IPCN |
| <i>M. pigra</i> | 52 | Este trabalho |
| <i>M. pigra</i> | 26 | IPCN |

TABELA 9: Continuação. Número cromossômico em espécies de *Mimosa* com referência do determinador

| Espécies | 2n | Referência |
|------------------------------------------------------------------------------|------------|--------------------------|
| <i>M. pigra</i> var. <i>dehiscens</i> | 26; 52 | Este trabalho |
| <i>M. pigra</i> var. <i>dehiscens</i> | 26 | Seijo (1999); IPCN |
| <i>M. pigra</i> var. <i>pigra</i> | 52 | Seijo (1999); IPCN |
| <i>M. pilulifera</i> var. <i>pilulifera</i> | 52 | Este trabalho |
| <i>M. pilulifera</i> var. <i>pseudoincana</i> | 52 | Este trabalho |
| <i>M. polyantha</i> | 26 | Este trabalho |
| <i>M. polycarpa</i> Kunth | 26 | Seijo (1999); IPCN |
| <i>M. polycarpa</i> Kunth var. <i>spgazzinii</i> (Pirota ex Hooker f.) Burk. | 26 | Seijo (1993); IPCN |
| <i>M. polycarpa</i> var. <i>subandina</i> | 26 | Este trabalho |
| <i>M. polydactyla</i> | 26 | Este trabalho |
| <i>M. polydidyma</i> | 26 | Este trabalho |
| <i>M. pteridifolia</i> | 26 | Este trabalho |
| <i>M. pudica</i> | 52 | Este trabalho |
| <i>M. pudica</i> | 44; 52, 78 | IPCN |
| <i>M. pudica</i> var. <i>hispida</i> | 52 | Este trabalho |
| <i>M. pycnocomma</i> | 52 | Este trabalho |
| <i>M. radula</i> | 26 | Este trabalho |
| <i>M. ramulosa</i> Benth. | 104 | Seijo & Fernández (2001) |
| <i>M. revoluta</i> | 26 | Este trabalho |
| <i>M. rixosa</i> Mart. (= <i>M. radula</i> var. <i>rixosa</i>) | 26 | IPCN |
| <i>M. robusta</i> | 52 | Este trabalho |
| <i>M. rocae</i> Lorentz & Niederlein | 104 | Seijo & Fernández (2001) |
| <i>M. rojasii</i> Hassler | 26 | Seijo (2000) |

TABELA 9: Continuação. Número cromossômico em espécies de *Mimosa* com referência do determinador

| Espécies | 2n | Referência |
|---------------------------------------------------------------------------------|------------------------|-------------------------------|
| <i>M. rubicaulis</i> Lamarck | <u>26</u> ,26+ 0-2B | IPCN |
| <i>M. rubicaulis</i> ssp. <i>himalayana</i> | 26 | Este trabalho |
| <i>M. scabrella</i> | 52 | Este trabalho |
| <i>M. schomburgkii</i> | 26 | Este trabalho |
| <i>M. sensitiva</i> L. | 26 | Alves & Custódio (1989); IPCN |
| <i>M. sensitiva</i> var. <i>sensitive</i> | 26 | Este trabalho |
| <i>M. sepiaria</i> Benth. (= <i>M. bimucronata</i> var. <i>bimucronata</i>) | 26 | IPCN |
| <i>M. sericantha</i> | 26 | Este trabalho |
| <i>M. setistipula</i> | 26 | Este trabalho |
| <i>M. setosa</i> var. <i>paludosa</i> | 26; 52 | Este trabalho |
| <i>M. setosa</i> var. <i>urbica</i> | 26 | Este trabalho |
| <i>M. setosissima</i> | 26 | Este trabalho |
| <i>M. similis</i> | 26 | Este trabalho |
| <i>M. skinneri</i> var. <i>skinneri</i> | 52 | Este trabalho |
| <i>M. somnians</i> | 26; 52 | Este trabalho |
| <i>M. somnians</i> | 26 | Alves & Custódio (1989); IPCN |
| <i>M. somnians</i> Humb. & Bonp. ex Willd. subesp. <i>somnians</i> | 26; 52 | Seijo (1993; 2000); IPCN |
| <i>M. somnians</i> var. <i>viscida</i> | 26 | Este trabalho |
| <i>M. somnians</i> var. <i>viscida</i> | 52 | Seijo (2000) |
| <i>M. sparsiformis</i> | 39 | Este trabalho |
| <i>M. splendida</i> | 26 | Este trabalho |
| <i>M. sprengelli</i> DC. | 104 | Seijo & Fernández (2001) |
| <i>M. tenuiflora</i> | 26 | Este trabalho |

TABELA 9: Continuação. Número cromossômico em espécies de *Mimosa* com referência do determinador

| Espécies | 2n | Referência |
|-----------------------------------------------------------------------------------------------|----|-----------------------------------|
| <i>M. ulei</i> var. <i>ulei</i> | 26 | Este trabalho |
| <i>M. uliginosa</i> Chodat & Hassler | 26 | Seijo (1993); IPCN |
| <i>M. uraguensis</i> | 26 | Seijo (1999); IPCN; Este trabalho |
| <i>M. ursina</i> | 26 | Este trabalho |
| <i>M. vellosiella</i> Burk. (= <i>M. tweedieana</i> Barneby ex Glazier & Mackinder) | 26 | Seijo & Fernández (2001) |
| <i>M. velloziana</i> | 52 | Seijo & Fernández (2001); IPCN |
| <i>M. velloziana</i> var. <i>velloziana</i> | 52 | Este trabalho |
| <i>M. verrucosa</i> | 26 | Este trabalho |
| <i>M. virgula</i> | 26 | Este trabalho |
| <i>M. warnocki</i> B.L. Turner (= <i>M. biuncifera</i>) | 26 | IPCN |
| <i>M. xanthocentra</i> Mart. subsp. <i>subsericea</i> (Benth.) Barneby var. <i>subsericea</i> | 26 | Seijo (2000) |

Batocaulon foi a seção com maior número de espécies estudadas neste trabalho, 50 acessos de 41 espécies, destas 38 são diplóides ($2n=2x=26$) e três tetraplóides ($2n=4x=52$) (Tabela 10). Os acessos foram coletados em várias regiões do mundo, no Brasil (21 táxons), México (dez táxons), Estados Unidos (quatro táxons) e Madagascar (dois táxons). Outras espécies foram coletadas no Peru, Taiwan, Índia, Indonésia, Honduras e Uruguai. Das espécies analisadas, 38 espécies e uma subespécie são diplóides (*M. acantholoba* var. *acantholoba*, *M. adenocarpa*, *M. apodocarpa*, *M. artemisiana*, *M. bahamensis*, *M. benthamii*, *M. bimucronata*, *M. bimucronata* var. *bimucronata*, *M. blanchetii*,

M. borealis, *M. caesalpinifolia*, *M. campicola* var. *planipes*, *M. cordistipula*, *M. delicatula*, *M. depauperata*, *M. diplotricha* var. *diplotricha*, *M. dysocarpa*, *M. echinocaula*, *M. gracilis*, *M. hamata*, *M. hexandra*, *M. invisita* var. *invisita*, *M. lacerata*, *M. latispinosa*, *M. luisana*, *M. misera*, *M. monancistra*, *M. nuttallii*, *M. ophthalmocentra*, *M. orthocarpa*, *M. polyantha*, *M. polydidyma*, *M. pteridifolia*, *M. rubicaulis* ssp. *himalayana*, *M. schomburgkii*, *M. sericantha*, *M. similis*, *M. tenuiflora*, *M. uraguensis* e *M. verrucosa*) e três tetraplóides (*M. biuncifera*, *M. candollei* (= *M. quadrivalvis* var. *leptocarpa* (DC.) Barneby) e *M. robusta*). Foram as primeiras contagens cromossômicas para 34 espécies desta seção, porém, para outras foi confirmado o número $2n=26$ cromossomos: *M. caesalpinifolia* Benth. (Alvez & Custódio, 1989); *M. bimucronata* var. *adenocarpa* do Paraguai (Seijo, 2000); *M. uraguensis*, *M. bimucronata* var. *bimucronata* e *M. diplotricha* da Argentina por Seijo (1993; 1999); *M. bimucronata* do Rio Grande do Sul (Olkoski & Schifino-Wittmann, 2011), *M. hamata* (Bir & Kumari, 1981 in IPCN).

Para *Calothamnus* de seis espécies analisadas, apenas uma (*M. flocculosa*) é diplóide (Tabela 10). As espécies *M. aff. bathyrhena*, *M. berroi*, *M. incana*, *M. pilulifera* var. *pilulifera*, *M. pilulifera* var. *pseudoincana*, *M. scabrella*, são tetraplóides, todas determinações inéditas. Para a espécie *M. scabrella*, o número cromossômico foi verificado em 67 indivíduos da região Sul do Brasil, todos tetraplóides (Tabela 8). Considerando o número total de espécies estudadas neste trabalho para esta seção, poliplóides ($2n=52$) foram mais frequentes.

Para a seção *Habbasia*, 34 acessos foram estudados, que

correspondem a 18 espécies (Tabela 10). Destas, 14 são diplóides (*M. albolanata*, *M. antrorsa*, *M. camporum*, *M. claussenii*, *M. cryptothamnos*, *M. dominarum*, *M. foliolosa*, *M. heringeri*, *M. melanocarpa*, *M. neptuniodes*, *M. setosa* var. *urbica*, *M. setosissima*, *M. somnians* var. *viscida*, *M. splendida*, *M. ulei* var. *ulei*), duas tetraplóides (*M. pycnocomma*, *M. cisparanensis*) e três espécies com variabilidade interespecífica, com $2n=26$ e $2n=52$ cromossomos (*M. pigra* var. *dehiscens*, *M. setosa* var. *paludosa*, e *M. somnians*).

Para *M. pigra* var. *dehiscens*, foram analisados cinco acessos de diferentes locais, sendo quatro do Brasil e um da Bolívia. Os acessos brasileiros de São Paulo, Goiás (Caldas Novas) e Mato Grosso são tetraplóides ($2n=4x=52$), o acesso de Goiás (Cristalina) e o da Bolívia são diplóides ($2n=26$) (Figura 25). Para esta mesma espécie, Seijo (1999) descreveu a ocorrência de variação intraespecífica em acessos da Argentina, *M. pigra* var. *dehiscens* ($2n=26$) e para *M. pigra* var. *pigra* ($2n=52$) e Shibata, (1962) relatou para *M. pigra* $2n=26$ cromossomos. Não foi verificada uma relação clara entre distribuição geográfica e nível de ploidia.

Para *M. setosa* var. *paludosa* foi observado tetraploidia em dois acessos de São Paulo e um acesso do Distrito Federal, porém, outro acesso do Distrito Federal é diplóide (Figura 26). Para *M. setosa*, estes são os primeiros relatos de ocorrência de variação no número cromossômico.

O nível diplóide ($2n=26$), foi observado neste trabalho para a espécie *M. somnians* proveniente do Mato Grosso e para *M. somnians* var. *viscida* de Goiás (Figura 27). O nível tetraplóide ($2n=52$) foi verificado em um acesso de *M. somnians* do Rio Grande do Norte e um acesso do México. Seijo (1993)

reportou para um acesso da Argentina o nível diplóide e Seijo (2000), para dois acessos do Paraguai, o nível tetraplóide.

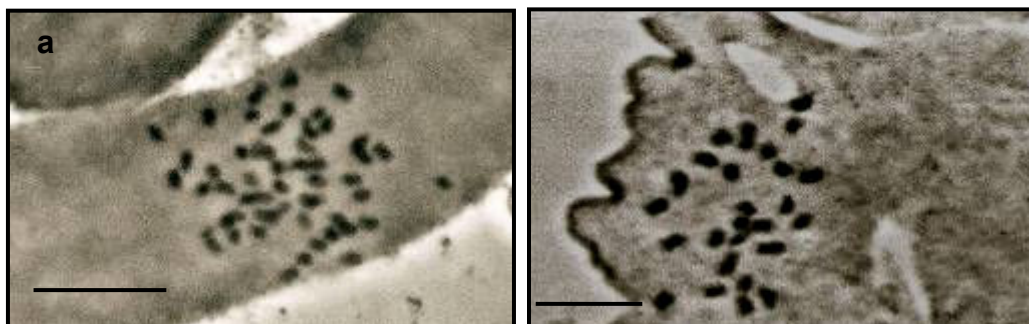


FIGURA 25: Variabilidade intraespecífica: a) *M. pigra* var. *dehiscens* 32, ($2n=4x=52$) (Caldas Novas/ GO); b) *M. pigra* var. *dehiscens* 799, ($2n=2x=26$) (Mato Grosso). Escala 10 μm .

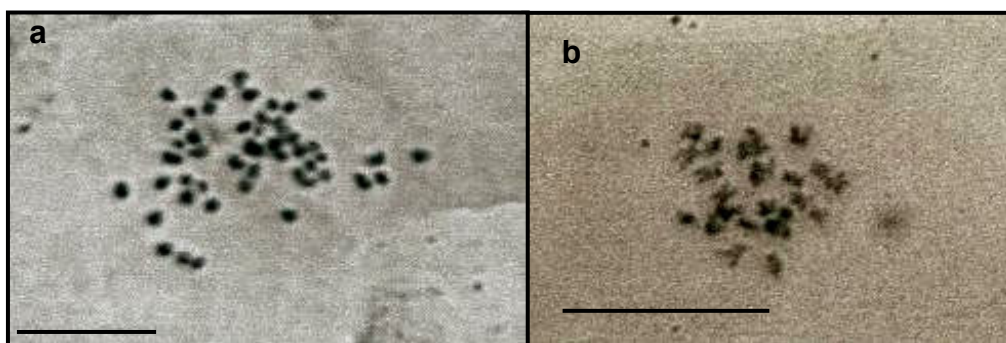


FIGURA 26: Variabilidade intraespecífica: a) *M. setosa* var. *paludosa* 666, ($2n=4x=52$) (Distrito Federal); b) *M. setosa* var. *paludosa* 49, ($2n=2x=26$) (Mogi das Cruzes/ SP). Escala 10 μm .

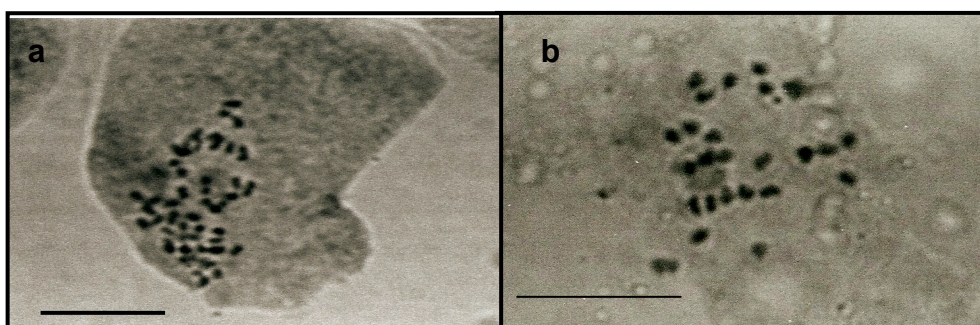


FIGURA 27: Variabilidade intraespecífica: a) *M. somnians* 2476, ($2n=4x=52$) (Rio Grande do Norte); b) *M. somnians* 797, (Mato Grosso) ($2n=2x=26$). Escala 10 μm .

Para a seção *Mimosa* foram estudadas 22 espécies (31 acessos). Destas, 13 são diplóides (*M. affinis*, *M. albida* var. *albida*, *M. debilis*, *M. debilis* var. *debilis*, *M. debilis* var. *vestita*, *M. honesta*, *M. hypoglauca* var. *hypoglauca*, *M. papposa* var. *papposa*, *M. polycarpa* var. *subandina*, *M. polydactyla*, *M. radula*, *M. sensitiva* var. *sensitiva*, *M. setistipula*, *M. ursina*, *M. virgula*), oito são tetraplóides (*M. acutistipula* var. *acutistipula*, *M. dutrae*, *M. goldmanii*, *M. niederleinii*, *M. nuda* var. *nuda*, *M. pudica*, *M. pudica* var. *hispida*, *M. skinneri* var. *skinneri*, *M. velloziana*) e um triplóide (*M. sparsiformis*). Nenhum nível de ploidia acima do tetraplóide foi encontrado (Tabela 10).

O nível triplóide ($2n=3x=39$) foi verificado em dois acessos da espécie *M. sparsiformis* (Figura 23e), indicando que possa estar ocorrendo hibridação entre táxons ou a espécie é naturalmente triplóide. É a primeira contagem cromossômica para esta espécie que ocorre em locais pedregosos no Rio Grande do Sul. Para *M. pudica*, o número cromossômico $2n=52$ encontrado em três acessos está de acordo com contagens anteriores referidas no IPCN. Entretanto, dados do IPCN também relatam a ocorrência de $n=3x=39$ na meiose e $2n=6x=78$ em células mitóticas. Para algumas espécies desta seção, o número cromossômico $2n=26$ sustenta dados anteriormente verificados para as espécies *M. albida* var. *albida* (IPCN), *M. polycarpa* (Seijo, 1993), *M. sensitiva* (Alves & Custódio, 1989). Para a espécie *M. nuda* var. *nuda*, o número cromossômico foi determinado em um acesso do Brasil (Mato Grosso), no presente trabalho e esta é tetraplóide. Morales et al. (2010) estudaram 10 acessos, dos quais, quatro diplóides (do Paraguai) e seis tetraplóides (dois da Argentina e quatro do Paraguai).

O número cromossômico $2n=26$ foi verificado neste estudo para *M. debilis* var. *debilis* e para *M. debilis* var. *vestita*. Seijo (2000) para *M. debilis* var. *vestita* coletada no Paraguai, verificou $2n=26$ cromossomos, o que difere dos acessos *M. debilis* var. *debilis* encontradas na Argentina (Seijo 1993; 1999), que são tetraplóides. Segundo o mesmo autor (Seijo, 2000), para esta espécie, deveria ser revisada a taxonomia, visto que a var. *debilis* tem ampla distribuição, se estendendo desde a Costa Rica até a Argentina, é herbácea com acúleos. No entanto, a var. *vestita* é restrita à parte superior do Paraguai e Mato Grosso e é um subarbusto inerme. Morales et al. (2010) enfatiza a ocorrência de conflitos taxonômicos entre *M. debilis* - *M. nuda*. Os autores determinaram o número cromossômico de 10 acessos de *M. debilis* var. *debilis* do Paraguai e da Argentina e, destas, cinco do Paraguai são diplóides, duas da Argentina são diplóides e três tetraplóides. A *M. debilis* s.l. (tetraplóide) seria intermediária entre *M. nuda* e *M. debilis*, sugerindo que não é possível distinguir mais de uma espécie taxonômica. É notável que poliploidia e variabilidade no número cromossômico estão freqüentemente associados com espécies polimórficas, ou complexos de espécies, como *M. debilis* - *M. nuda* reportado por Morales et al. (2010).

O número de espécies analisadas em cada seção, uma espécie de 15 em *Mimadenia* (6%), 41 de 190 de *Batocaulon* (21%), 18 de 78 em *Habbasia* (23%), quatro de 26 de *Calothamnus* (15%) e 19 de 177 de *Mimosa* (11%), pode ser considerado representativo, exceto para *Mimadenia* e *Mimosa*, as quais foram menos representadas. Com os nossos resultados, mais os da literatura (Tabela 9 e 10), as percentagens de espécies estudadas aumentam

para 27% em *Batocaulon*, 28% em *Habbasia*, 23% em *Calothamnos* e 20% em *Mimosa*. Para a seção *Mimadenia* 6% (apenas uma espécie). Em todas as seções, espécies diplóides predominam, mas tetraplóides são encontrados em todas as seções, com exceção de *Mimadenia*, mas são mais freqüentes nas seções *Calothamnos* e *Mimosa*. Octaplóides têm sido verificados nas seções *Calothamnos* e *Mimosa* e uma única espécie triplóide (*M. sparsiformis*) e uma hexaplóide *M. pudica*, ambos da seção *Mimosa*, têm sido registados até o momento (Tabela 9 e 10).

TABELA 10: Seção taxonômica de acordo com Barneby (1991) e nível de ploidia baseado nos dados da literatura e nos nossos resultados

| Seção Taxonômica | Nível de ploidia | Táxon* |
|--------------------|------------------------|----------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|
| <i>Mimadenia</i> | Diplóide | <i>M. revoluta</i> * |
| <i>Calothamnos</i> | Diplóide | <i>M. flocculosa</i> * |
| | Tetraplóide | <i>M. aff. bathyrrhena</i> *, <i>M. incana</i> *, <i>M. scabrella</i> *, <i>M. berroi</i> *, <i>M. pilulifera</i> var. <i>pilulifera</i> *, <i>M. pilulifera</i> var. <i>pseudoincana</i> * |
| | Octaplóide | <i>M. daleoides</i> , <i>M. rocae</i> |
| <i>Habbasia</i> | Diplóide | <i>M. albolanata</i> *, <i>M. antrorsa</i> *, <i>M. camporum</i> *, <i>M. chacoensis</i> , <i>M. clausenii</i> *, <i>M. cryptothamnos</i> *, <i>M. densa</i> , <i>M. dominarum</i> *, <i>M. foliolosa</i> *, <i>M. heringeri</i> *, <i>M. lasiocarpa</i> var. <i>lasiocarpa</i> , <i>M. melanocarpa</i> *, <i>M. neptuniodes</i> *, <i>M. rojasii</i> , <i>M. setosa</i> var. <i>urbica</i> *, <i>M. setosissima</i> *, <i>M. somnians</i> var. <i>viscida</i> *, <i>M. splendida</i> *, <i>M. ulei</i> var. <i>ulei</i> * |
| | Tetraplóide | <i>M. cisparanensis</i> *, <i>M. pycnocomo</i> *, <i>M. pigra</i> , <i>M. pigra</i> var. <i>pigra</i> |
| | Diplóide e Tetraplóide | <i>M. pigra</i> var. <i>dehiscens</i> *, <i>M. setosa</i> var. <i>paludosa</i> *, <i>M. somnians</i> * |

* táxons analisados no presente trabalho.

TABELA 10: Continuação. Seção taxonômica de acordo com Barneby (1991) e nível de ploidia baseado nos dados da literatura e nos nossos resultados

| Seção Taxonômica | Nível de ploidia | Táxon* |
|------------------|------------------|-----------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|
| Batocaulon | Diplóide | <i>M. acantholoba</i> var. <i>acantholoba</i> *, <i>M. adenocarpa</i> *, <i>M. apodocarpa</i> *, <i>M. artemisiana</i> *, <i>M. bahamensis</i> *, <i>M. benthamii</i> *, <i>M. bimucronata</i> var. <i>bimucronata</i> *, <i>M. bimucronata</i> var. <i>adenocarpa</i> , <i>M. blanchetii</i> *, <i>M. borealis</i> *, <i>M. caesalpiniiifolia</i> *, <i>M. campicola</i> var. <i>planipes</i> *, <i>M. capillipes</i> , <i>M. cordistipula</i> *, <i>M. delicatula</i> *, <i>M. depauperata</i> *, <i>M. diplotricha</i> *, <i>M. diplotricha</i> var. <i>diplotricha</i> *, <i>M. dysocarpa</i> *, <i>M. echinocaula</i> *, <i>M. emoryana</i> , <i>M. ephedroides</i> , <i>M. gracilis</i> *, <i>M. hamata</i> *, <i>M. hexandra</i> *, <i>M. invisá</i> , <i>M. invisá</i> var. <i>invisá</i> *, <i>M. lacerata</i> *, <i>M. latispinosa</i> *, <i>M. luisana</i> *, <i>M. misera</i> *, <i>M. monancistra</i> *, <i>M. macrostachya</i> , <i>M. malacocentra</i> , <i>M. nuttallii</i> *, <i>M. ophthalmocentra</i> *, <i>M. orthocarpa</i> *, <i>M. polyantha</i> *, <i>M. polydidyma</i> *, <i>M. pteridifolia</i> *, <i>M. rubicaulis</i> , <i>M. rubicaulis</i> ssp. <i>himalayana</i> *, <i>M. schomburgkii</i> *, <i>M. sericantha</i> *, <i>M. similis</i> *, <i>M. tenuiflora</i> *, <i>M. uraguensis</i> *, <i>M. uliginosa</i> , <i>M. verrucosa</i> * |
| | Tetraplóide | <i>M. biuncifera</i> *, <i>M. candollei</i> *, <i>M. robusta</i> * |
| Mimosa | Diplóide | <i>M. affinis</i> *, <i>M. albida</i> , <i>M. albida</i> var. <i>albida</i> *, <i>M. balansae</i> , <i>M. batucatuana</i> , <i>M. brevipetiolata</i> var. <i>hirtula</i> , <i>M. debilis</i> *, <i>M. debilis</i> var. <i>debilis</i> *, <i>M. debilis</i> var. <i>vestita</i> *, <i>M. flagellaris</i> , <i>M. hirsutissima</i> var. <i>barbigera</i> , <i>M. hirsutissima</i> var. <i>hirsutissima</i> , <i>M. honesta</i> *, <i>M. hypoglauca</i> var. <i>hypoglauca</i> *, <i>M. macrocalyx</i> , <i>M. obstrigosa</i> , <i>M. oligophylla</i> , <i>M. oligophylla</i> var. <i>pilosula</i> , <i>M. paupera</i> , <i>M. papposa</i> var. <i>papposa</i> *, <i>M. polycarpa</i> , <i>M. polycarpa</i> var. <i>spiegazzinii</i> , <i>M. polycarpa</i> var. <i>subandina</i> *, <i>M. polydactyla</i> *, <i>M. radula</i> *, <i>M. rixosa</i> , <i>M. sensitiva</i> , <i>M. sensitiva</i> var. <i>sensitive</i> *, <i>M. setistipula</i> *, <i>M. skinneri</i> var. <i>skinneri</i> *, <i>M. ursine</i> *, <i>M. virgula</i> *, <i>M. xanthocentra</i> var. <i>subsericea</i> |
| | Triplóide | <i>M. sparsiformis</i> * |
| | Tetraplóide | <i>M. acutistipula</i> var. <i>acutistipula</i> *, <i>M. adpressa</i> , <i>M. balansae</i> , <i>M. dutrae</i> *, <i>M. goldmanii</i> *, <i>M. lupinoides</i> , <i>M. niederleinii</i> *, <i>M. nuda</i> var. <i>nuda</i> *, <i>M. pudica</i> *, <i>M. pudica</i> var. <i>hispida</i> *, <i>M. velloziana</i> , <i>M. velloziana</i> var. <i>velloziana</i> * |
| | Hexaplóide | <i>M. pudica</i> |
| | Octaplóide | <i>M. dolens</i> var. <i>acerba</i> , <i>M. dolens</i> var. <i>rigida</i> , <i>M. ramulosa</i> |

* táxons analisados no presente trabalho.

Com cerca de 150 espécies analisadas até o momento (Tabela 9 e 10), cerca de 77% das espécies de *Mimosa* são diplóides, 18% tetraplóides, 3% octaplóides e 2% tem outros números cromossômicos. De acordo com os dados de número cromossômico, este não pode ser considerado uma característica citotaxonômica distintiva no gênero, pois nenhum número é limitado a uma seção taxonômica descrita por Barneby (1991). Espécies poliplóides estão presentes em todas as seções, exceto *Mimadenia*, onde apenas uma espécie foi analisada.

Acredita-se que o número de espécies com variabilidade no número cromossômico em *Mimosa* possa ser maior, visto que um grande número destas espécies tem ampla distribuição e a maioria das análises se refere a um ou poucos locais de coleta e poucos indivíduos. Para esclarecer esta questão, coletas intensivas de várias populações ao longo da área de distribuição das espécies devem ser feitas.

Segundo Stebbins (1971), poliplóides geralmente têm uma ampla distribuição geográfica, sendo muito bons colonizadores de novos habitats e muitas vezes são mais agressivos do que seu correspondente diplóide. Pelo menos sete dos poliplóides conhecidos (*M. debilis*, *M. nuda*, *M. pigra*, *M. pudica*, *M. candollei*, *M. somnians* e *M. velloziana*) são espécies invasoras oportunistas, amplamente distribuídas em todo o neotrópico, localmente abundantes, formando moitas densas em locais perturbados. Duas delas, *M. pigra* e *M. pudica* estão entre as espécies invasoras mais agressivas do mundo, principalmente em partes da África, Índia e Sudeste Asiático.

Outra relação possível é a de poliploidia com altas latitudes. Seijo &

Fernández (2001), estudando espécies do Sul da América do Sul, reportaram mais altos níveis de ploidia em altas latitudes. Espécies coletadas no Norte da Argentina, entre as latitudes 27° e 29°S, *M. vellosiella*, *M. oligophylla* e *M. flagelaris* são diplóides, *M. velloziana* tetraplóide, um acesso de *M. balansae* foi diplóides e outro tetraplóides. Entre 32° e 35°S, foram estudadas três espécies: *M. sprengelli* e *M. ramulosa* foram octaplóides e *M. adpressa* foi tetraplóide. *M. rocae* coletadas em 38,5°S também foi octaplóide. No presente trabalho, pode ser visto que, dos dez táxons coletados no Rio Grande do Sul (cerca de 29°S), dez acessos de *M. incana*, 37 de *M. scabrella*, um de *M. niederleinii*, quatro de *M. dutrae*, três de *M. berroi*, um acesso de *M. pilulifera* var. *pilulifera* e um de *M. pilulifera* var. *pseudoincana* são tetraplóides, *M. sparsiformis* é triplóide (Figuras 23 e 24) os demais (*M. setistipula* e *Mimosa* sp.) são diplóides. A tetraplóide *M. biuncifera* foi coletada no Arizona/ EUA, em 31°N. Algumas espécies poliplóides também foram encontradas em baixas latitudes, como *M. cisparanensis*, *M. velloziana*, *M. pycnocomma*, *M. pudica* e acessos tetraplóides de *M. pigra* (Figura 28).

Todos estes dados sugerem uma possível relação entre a distribuição geográfica das espécies, poliploidia e invasividade em *Mimosa*, porém, mais contagens cromossômicas de uma ampla gama de espécies e acessos, de outras localidades e especialmente latitudes mais elevadas, são necessárias antes de tirar conclusões definitivas sobre as relações entre poliploidia, geografia e espécies invasoras.

Os resultados de número cromossômico foram submetidos em artigo a "Plant Systematics and Evolution", aceito para publicação .

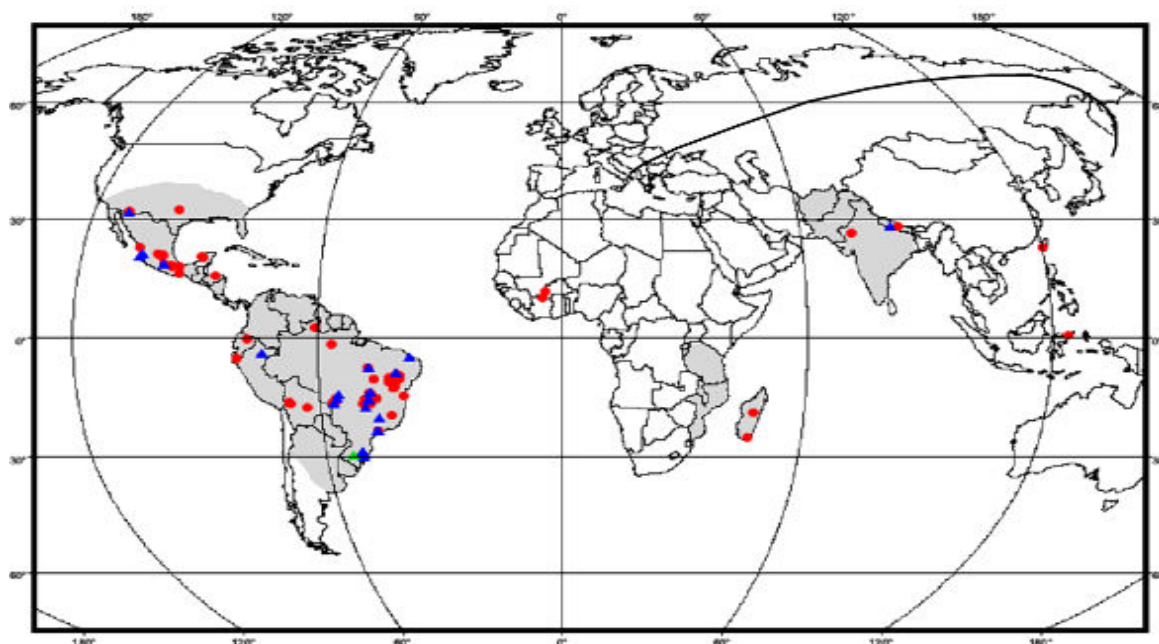


FIGURA 28: Mapa de distribuição das espécies de *Mimosa* estudadas no presente trabalho, de acordo com o nível de plodia: diplóides em vermelho, tetraplóides em azul e triploide em verde. Em cinza, as regiões de maior ocorrência das espécies.

4.2 Caracterização do pólen

Foram analisados 10 acessos (sete espécies) de *Mimosa*, todos coletados no Rio Grande do Sul. Destas, cinco pertencem à seção *Mimosa*, e duas à seção *Batocaulon*. Em todas as espécies analisadas, o pólen é reunido em tétrade (Tabela 11). Dados da literatura apontam para a ocorrência de pólen em tétrades para a maioria das espécies do gênero *Mimosa* (Campo & Guinet, 1961; Sorsa, 1969; Caccavari, 1986a, 1986b, 1988 todos *apud* Seijo & Neffa, 2004, Cruz et al., 2006; Lima et al., 2008; Buriel et al., 2010), apesar de em algumas espécies ocorrerem bitétrades, como em *M. bimucronata* (Olkoski & Schifino-Wittmann, 2011) e outras políades.

O tamanho das tétrades, em geral, foi muito pequeno, variando entre 10 e 32,5 μm (Tabela 11). Segundo Elias (1981), o gênero *Mimosa* tem as

menores tétrades conhecidas nas Leguminosas. Nas espécies da seção *Mimosa* (*M. dutrae*, *M. meticulosa*, *M. setistipula*, *M. subsericea* (Figura 29), *M. oligophylla*) observaram-se as menores tétrades, com tamanho médio entre 10 e 13,5 μm . Nas espécies da seção *Batocaulon*, *M. amphigena* var. *inermis* (Figura 30) e *M. selloi* var. *leiocarpa*, as tétrades são maiores, em média, mediram 32,5 e 25 μm , respectivamente. Os dados deste trabalho corroboram os estudos de Lima et al. (2008), onde as menores tétrades foram da seção *Mimosa* (entre 8 e 10 μm) e as maiores da seção *Batocaulon* (entre 10 e 33 μm), e com Buriel et al. (2010), que observaram, para a seção *Mimosa* 7,7 μm , e para *Batocaulon* entre 12,5 e 33 μm . Para espécies da seção *Batocaulon*, serie *Quadrivalvis*, Cruz et al. (2006) registraram a variação das medidas entre 26 e 47 μm .

Verifica-se que os dados do presente trabalho concordam com Barneby (1991), que sugeriu que as seções mais primitivas teriam políades maiores e as mais derivadas, políades menores.



FIGURA 29. Tétrade em *M. subsericea*, 485. Escala 10 μm .



FIGURA 30. Tétrade em *M. amphigena* var. *inermis*, 82. Escala 10 μm .

TABELA 11: Caracterização do pólen em *Mimosa*, seção taxonômica e média das medidas do diâmetro

| Espécie/ Acesso | Seção | Pólen | Média (µm) | Tamanho (µm) Maior – Menor |
|--------------------------------------------------------------|-------------------|--------------|-------------------|-----------------------------------|
| <i>M. amphigena</i> var. <i>inermis</i> , (Dahmer, N. 82) | <i>Batocaulon</i> | Tétrade | 32,5 | 37,5 – 20 |
| <i>M. dutrae</i> , (Dahmer, N. 80) | <i>Mimosa</i> | Tétrade | 12,5 | 15 – 10 |
| <i>M. dutrae</i> , (Dahmer, N. 81) | <i>Mimosa</i> | Tétrade | 13 | 15 – 10 |
| <i>M. meticulosa</i> , (Biondo, E. 487) | <i>Mimosa</i> | Tétrade | 13 | 17,5 – 10 |
| <i>M. oligophylla</i> , (Biondo, E. 455) | <i>Mimosa</i> | Tétrade | 12,5 | 17,5 – 10 |
| <i>M. selloi</i> var. <i>leiocarpa</i> , (Biondo, E. 461) | <i>Batocaulon</i> | Tétrade | 25 | 30 – 20 |
| <i>M. setistipula</i> , (Biondo, E. 503) | <i>Mimosa</i> | Tétrade | 10 | 12,5 – 7,5 |
| <i>M. setistipula</i> , (Biondo, E. 504) | <i>Mimosa</i> | Tétrade | 10 | 12,5 – 7,5 |
| <i>M. subsericea</i> , (Biondo, E. 485) | <i>Mimosa</i> | Tétrade | 13,5 | 15 – 12,2 |
| <i>M. subsericea</i> , (Biondo, E. 486) | <i>Mimosa</i> | Tétrade | 12,5 | 20 – 12,2 |

4.3 Polissomatia

Polissomatia em ponta de raiz foi verificada neste trabalho em 68 acessos, correspondente a 43 espécies, 34 diplóides ($2n=2x=26$), nove tetraplóides ($2n=4x=52$), entre estas, três espécies com variabilidade intraespecífica, com acessos diplóides e acessos tetraplóides. O percentual de polissomatia variou de 3 a 86% (Tabela 12; Figuras 31, 32, 33, 34).

Tabela 12: Polissomatia em espécies de *Mimosa*

| Espécies | Acessos | 2n | Polissomatia * |
|---------------------------------------------|---------------------|-----------|-----------------------|
| <i>M. acustipula</i> var. <i>acustipula</i> | Way, M.J.2438 | 52 | 78 (16) |
| <i>M. adenocarpa</i> | Simon, M.F. 728 | 26 | 52 (30) |
| <i>M. albolanata</i> | Simon, M.F. 677 | 26 | 52 (25) |
| <i>M. apodocarpa</i> | Simon, M.F. 635 | 26 | 52 (29); 104 (13) |
| <i>M. artemisiana</i> | Faria, S.M. 138 | 26 | 52 (25) |
| <i>M. bahamensis</i> | Way, M.J. 100 | 26 | 39 (8); 52 (8) |
| <i>M. biucifera</i> | Newman, M. 284 | 52 | 104 (12) |
| <i>M. borealis</i> | Simon, M.F. 873 | 26 | 52 (66) |
| <i>M. camporum</i> | Faria, S.M. 729 | 26 | 52 (18) |
| <i>M. clausenii</i> | Simon, M.F. 308 | 26 | 52 (14); 78 (11) |
| <i>M. cryptothamnos</i> | Simon, M.F. 738 | 26 | 52 (8) |
| <i>M. debilis</i> | Simon, M.F. 790 | 26 | 52 (10) |
| <i>M. delicatula</i> | Sutherland J.M. 262 | 26 | 52 (12) |
| <i>M. depauperata</i> | Simon, M.F. 801 | 26 | 39 (3); 52 (7) |
| <i>M. diplotricha</i> | Simon, M.F. 304 | 26 | 52 (7) |
| <i>M. diplotricha</i> | Simon, M.F. 877 | 26 | 52 (28) |
| <i>M. dutrae</i> | Dahmer, N. 05 | 52 | 104 (15) |
| <i>M. dutrae</i> | Dahmer, N. 21 | 52 | 104 (14) |
| <i>M. dutrae</i> | Dahmer, N. 25 | 52 | 104 (13) |
| <i>M. dutrae</i> | Dahmer, N. 80 | 52 | 104 (70) |
| <i>M. dutrae</i> | Dahmer, N. 81 | 52 | 78 (34), 104 (41) |
| <i>M. dysocarpa</i> | Newman, M. 296 | 26 | 39 (33) 52 (26) |

* Entre parênteses, o percentual de células polissomáticas.

Tabela 12: Continuação. Polissomatia em espécies de *Mimosa*

| Espécies | | 2n | Polissomatia* |
|---------------------------|------------------|-----------|----------------------------|
| <i>M. echinocaula</i> | Simon, M.F. 312 | 26 | 52 (27) |
| <i>M. foliolosa</i> | Simon, M.F. 321 | 26 | 52 (41) |
| <i>M. foliolosa</i> | Simon, M.F. 663 | 26 | 52 (15); 104 (18) |
| <i>M. goldmanii</i> | James, E. K. 326 | 52 | 104 (48) |
| <i>M. heringeri</i> | Proença, C.2138 | 26 | 52 (27) |
| <i>M. incana</i> | Dahmer, N. 01 | 52 | 104 (5) |
| <i>M. incana</i> | Dahmer, N. 02 | 52 | 104 (14) |
| <i>M. incana</i> | Dahmer, N. 17 | 52 | 78 (3); 104 (8) |
| <i>M. incana</i> | Dahmer, N. 18 | 52 | 104 (9) |
| <i>M. incana</i> | Dahmer, N. 22 | 52 | 78 (12); 104 (13) |
| <i>M. incana</i> | Dahmer, N. 26 | 52 | 104 (21) |
| <i>M. incana</i> | Dahmer, N. 51 | 52 | 78 (13); 104 (18) |
| <i>M. incana</i> | Dahmer, N. 53 | 52 | 104 (6) |
| <i>M. incana</i> | Dahmer, N. 84 | 52 | 78 (24); 104 (17) |
| <i>M. incana</i> | Dahmer, N. 86 | 52 | 104 (12) |
| <i>M. lacerata</i> | Simon, M.F. 806 | 26 | 52 (42); 78 (35); 104 (10) |
| <i>M. luisana</i> | Way, M.J. 09 | 26 | 52 (31); 104 (4) |
| <i>M. monancistra</i> | Simon, M.F. 809 | 26 | 52 (10) |
| <i>M. ophthalmocentra</i> | Way, M.J. 2434 | 26 | 52 (17) |
| <i>M. orthocarpa</i> | Grether, R. 2907 | 26 | 52 (18) |
| <i>M. orthocarpa</i> | Simon, M.F. 855 | 26 | 52 (9) |
| <i>M. papposa</i> | Proença, C 3431 | 26 | 52 (23); 78 (12); 104 (14) |

* Entre parênteses, o percentual de células polissomáticas

Tabela 12: Continuação. Polissomatia em espécies de *Mimosa*

| Espécies | | 2n | Polissomatia* |
|-------------------------------------------|---------------------|-----------|----------------------|
| <i>M. pigra</i> var. <i>dehiscens</i> | Simon, M.F. s.n. | 26 | 52 (12) |
| <i>M. polyantha</i> | Simon, M.F. 827 | 26 | 52 (21) |
| <i>M. polycarpa</i> var. <i>subandina</i> | Sarkinen, T.E. 2061 | 26 | 52 (11) |
| <i>M. polydactyla</i> | Coradin, L. 8682 | 26 | 52 (12) |
| <i>M. polydidyma</i> | Simon, M.F. 719 | 26 | 52 (13) |
| <i>M. pteridifolia</i> | Simon, M.F. 311 | 26 | 52 (8) |
| <i>M. pudica</i> | MSB 19956 | 52 | 78 (15); 104 (12) |
| <i>M. pudica</i> var. <i>hispida</i> | Simon, M.F. 893 | 52 | 104 (17) |
| <i>M. radula</i> | Simon, M.F. 296 | 26 | 52 (20) |
| <i>M. revoluta</i> | Sarkinen, T.E. 2074 | 26 | 52 (25) |
| <i>M. scabrella</i> | Dahmer, N. 65 | 52 | 104 (29) |
| <i>M. scabrella</i> | Dahmer, N.72 | 52 | 78 (19); 104 (28) |
| <i>M. scabrella</i> | Dahmer, N. 78 | 52 | 104 (52) |
| <i>M. scabrella</i> | Dahmer, N. 79 | 52 | 78 (11); 104 (32) |
| <i>M. scabrella</i> | Lima, H.C. 4055 | 52 | 78 (18); 104 (2) |
| <i>M. sericantha</i> | Simon, M.F. 410 | 26 | 52 (16) |
| <i>M. setosa</i> var. <i>paludosa</i> | Simon, M.F. 666 | 52 | 78 (16); 104 (8) |
| <i>M. setosa</i> var. <i>urbica</i> | Simon, M.F. 730 | 26 | 52 (16) |
| <i>M. setosissima</i> | Simon, M.F. 290 | 26 | 52 (28) |
| <i>M. somnians</i> | Simon, M.F. 797 | 26 | 52 (41) |
| <i>M. somnians</i> | Way, M.J. 2476 | 52 | 104 (13) |
| <i>M. somnians</i> | Grether, R. 2901 | 52 | 104 (71) |
| <i>M. somnians</i> var. <i>viscida</i> | Simon, M.F. 863 | 26 | 52 (45) |
| <i>M. splendida</i> | Simon, M.F. 316 | 26 | 52 (30) |

* Entre parênteses, o percentual de células polissomáticas.

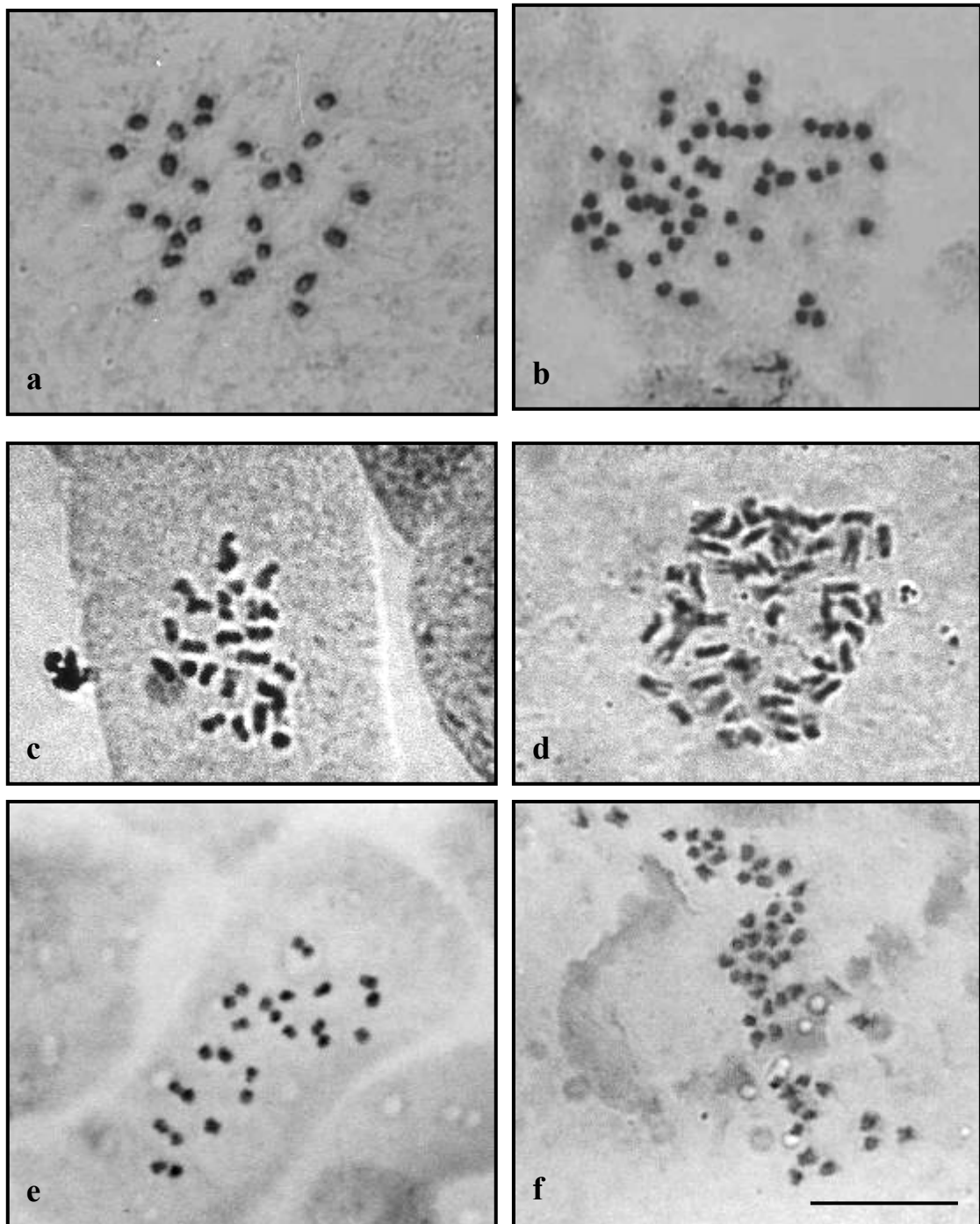


FIGURA 31: Polissomatia em espécies de *Mimosa*. *M. orthocarpa* 2907: a) com $2n=2x=26$, b) $2n=4x=52$ cromossomos. *M. foliolosa* 321: c) $2n=2x=26$, d) $2n=4x=52$ cromossomos. *M. delicatula* 262: e) $2n=2x=26$, f) $2n=4x=52$ cromossomos. Escala 10 μm .

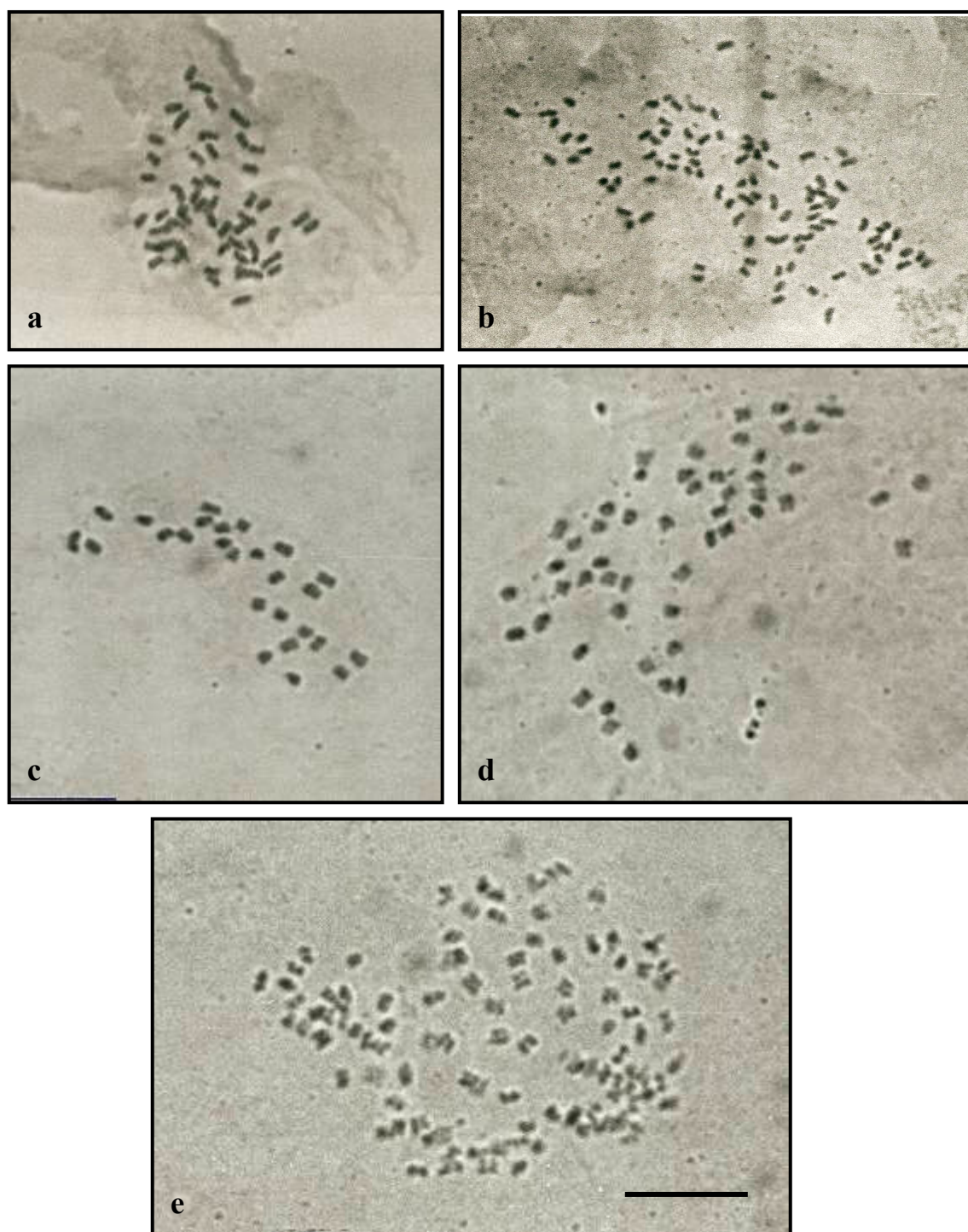


FIGURA 32: Polissomatia em espécies de *Mimosa*. *M. biucifera* 284: a) $2n=4x=52$, b) $2n=8x=104$ cromossomos. *M. paposa* 3431: c) $2n=2x=26$, d) $2n=4x=52$, e) $2n=8x=104$ cromossomos. Escala 10 μm .

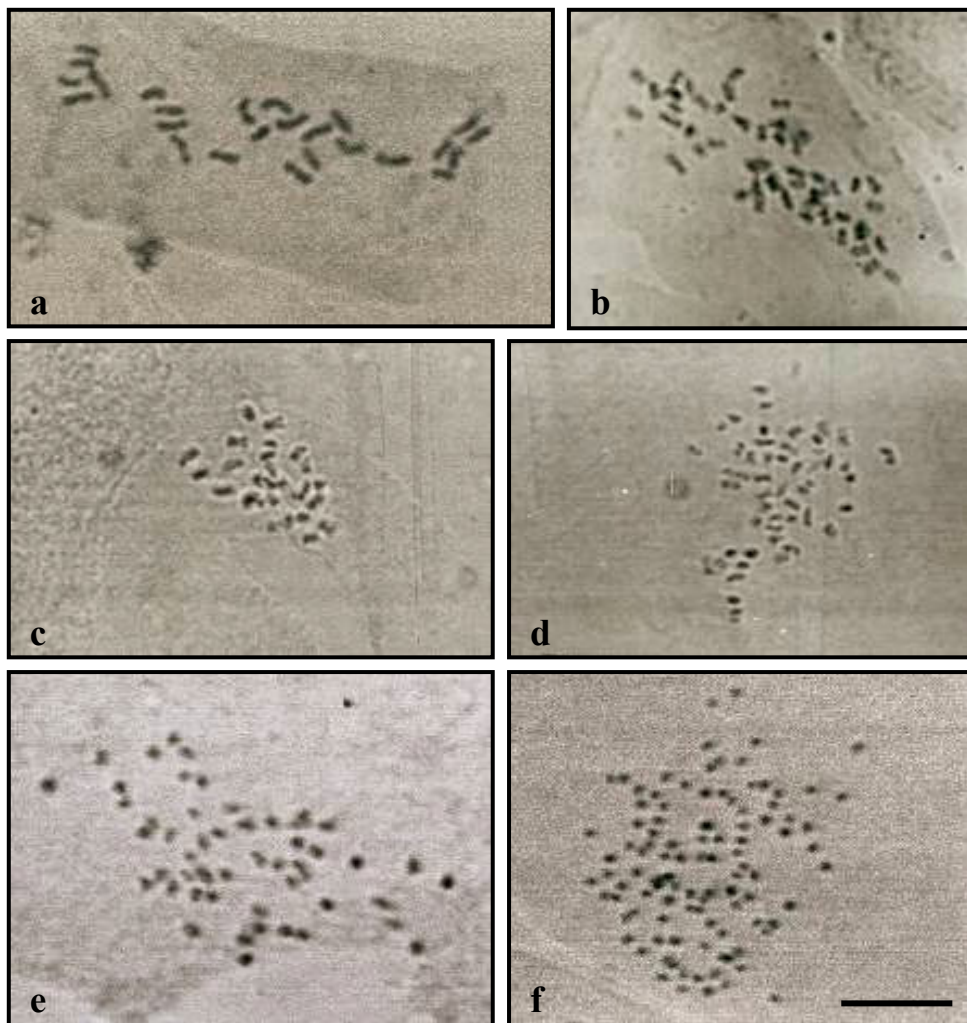


FIGURA 33: Polissomatia em espécies de *Mimosa*. *M. boreales*: a) $2n=2x=26$, b) $2n=4x=52$ cromossomos. *M. apodocarpa* 635: c) $2n=2x=26$, d) $2n=4x=52$ cromossomos. *M. scabrella* 65: e) $2n=4x=52$, f) $2n=8x=104$ cromossomos. Escala 10 μm .



FIGURA 34: Polissomatia em *M. incana*. Espécie tetraplóide ($2n=4x=52$) com célula polissomática ($2n=8x=104$). Escala 10 μm .

Como referido em material e métodos, durante a realização do trabalho, devido a altas percentagens de células polissomáticas, surgiu a hipótese de que o pré-tratamento, mais precisamente o antimitótico paradiclorobenzeno (PDB), poderia estar influenciando neste percentual. Para tanto, foram selecionadas aleatoriamente, dez espécies que foram analisadas com e sem pré-tratamento com antimitótico PDB. Os resultados mostraram que o pré-tratamento não influencia na ocorrência de células polissomáticas (Tabela 13; Apêndice 3), o que descarta a hipótese de que a ocorrência de células endoreduplicadas seria decorrente do antimitótico PDB, entretanto, em geral, a percentagem de células polissomáticas aumenta com a utilização do antimitótico PDB.

TABELA 13: Percentual de células polissomáticas de espécies de *Mimosa* com e sem pré-tratamento PDB

| Espécie | 2n | Polissomatia* | |
|---------------------------------------|----|---------------------|---------------------|
| | | Sem PDB | Com PDB |
| <i>M. apodocarpa</i> (Simon,M.F.635) | 26 | 52 (14,3) | 52 (27,6); 104 (14) |
| <i>M. diplotricha</i> (Simon,M.F.304) | 26 | 52 (27,5) | 52 (11,5) |
| <i>M. echinocaula</i> (Simon,M.F.312) | 26 | 52 (6,6) | 52 (29,7) |
| <i>M. foliolosa</i> (Simon,M.F.321) | 26 | 52 (31,8); 78 (4,5) | 52 (55,4) |
| <i>M. heringeri</i> (Proença,C.2138) | 26 | 52 (20,6) | 52 (36,5) |
| <i>M. orthocarpa</i> (Grether,R.2907) | 26 | 52 (6,7) | 52 (29) |
| <i>M. orthocarpa</i> (Simon,M.F.855) | 26 | 52 (37) | 52 (10,3) |
| <i>M. polyantha</i> (Simon,M.F.827) | 26 | 52 (15) | 52 (48,8) |
| <i>M. scabrella</i> (Lima,H.C.4055) | 52 | 78 (13) | 78 (37,5); 104 (4) |
| <i>M. setosissima</i> (Simon,M.F.290) | 26 | 52 (24,5) | 52 (73,7) |

* Entre parênteses, o percentual de células polissomáticas.

Em 22 espécies foram feitas medidas do comprimento das raízes, sendo considerado de tamanho mínimo entre 1 e 5mm, tamanho médio 6-10mm e máximo entre 11 e 15mm (Tabela 14). Foi possível verificar diferenças de percentagens de células polissomáticas, de acordo com o tamanho da raiz. As espécies *M. adenocarpa*, *M. diplotricha*, *M. foliolosa*, *M. orthocarpa*, *M. polyantha*, *M. polycarpa* var. *subandina*, *M. pudica*, *M. pudica* var. *hispida* e *M. setosissima* tiveram maior percentagem de células polissomáticas em raízes com menos de 5mm, a partir deste tamanho não foram mais encontradas células polissomáticas para estas espécies (Tabela 14). Os dados corroboram os de Seijo (1993), o qual verificou em sete espécies (*M. glandulifera*, *M. diplotricha* var. *diplotricha*, *M. somnians* subesp. *somnians*, *M. polycarpa* var. *spgazzini*, *M. paupera*, *M. dolens* subesp. *rigida*, *M. dolens* subesp. *acerba* e *M. debilis*) que a ocorrência de polissomatia se dava em raízes com 4mm. Das espécies estudadas pelo autor, apenas em uma, *M. uragüensis*, não foi observada polissomatia. Esta espécie foi estudada no presente trabalho e também não foram encontradas células polissomáticas. Para *M. pudica* Witkus & Berger (1947) observaram que raízes com 1mm apresentaram células 2x, as com 4mm apresentaram células 4x, ao passo que aumentou o tamanho da raiz e diminuiu a ocorrência de polissomatia não aparecendo em células de raízes com 10mm. Polissomatia em raiz de *Mimosa* parece estar relacionada a um curto período do desenvolvimento das mesmas, e possivelmente não ocorre em todas as espécies do gênero.

Para as espécies *M. apodocarpa*, *M. artemisiana*, *M. borealis*, *M. clausenii*, *M. echinocaula*, *M. goldmanii*, *M. heringeri*, *M. lacerata*, *M. luisana*,

M. monancistra, *M. papposa* var. *papposa*, *M. pigra* var. *dehiscens*, *M. scabrella* e *M. somnians* var. *viscida* foram encontradas maiores percentagens de células polissomáticas em raízes entre os tamanhos de 6mm até 10mm. Entre os tamanhos de raízes 11 até 15mm também foram encontradas células polissomáticas, porém, em menores percentagens (Tabela 14).

Tabela 14: Percentagem de células polissomáticas em três tamanhos de raiz, em espécies de *Mimosa*

| Espécie | Acessos | Tamanhos das raízes em mm | | |
|---------------------------------------|------------------|---------------------------|-----------------|-------------------|
| | | Mínimo (1-5) | Médio (6-10) | Máximo (11-15) |
| <i>M. adenocarpa</i> | Simon, M.F. 728 | 30 | 0 | 0 |
| <i>M. apodocarpa</i> | Simon, M.F. 635 | 0 | 39 | 3 |
| <i>M. artemisiana</i> | Faria, S.M. 138 | 0 | 20 | 5 |
| <i>M. borealis</i> | Simon, M.F. 873 | 0 | 41 | 25 |
| <i>M. claussenii</i> | Simon, M.F. 308 | 0 | 15 | 10 |
| <i>M. diplotricha</i> | Simon, M.F. 304 | 7 | 0 | 0 |
| <i>M. echinocaula</i> | Simon, M.F. 312 | 0 | 14 | 13 |
| <i>M. foliolosa</i> | Simon, M.F. 321 | 41 | 0 | 0 |
| <i>M. goldmanii</i> | James, E. K. 326 | 0 | 42 | 6 |
| <i>M. heringeri</i> | Proença, C.2138 | 0 | 24 | 3 |
| <i>M. lacerata</i> | Simon, M.F. 806 | 0 | 54 | 33 |
| <i>M. luisana</i> | Way, M.J. 09 | 0 | 29 | 6 |
| <i>M. monancistra</i> | Simon, M.F. 809 | 0 | 9 | 1 |
| <i>M. orthocarpa</i> | Grether, R. 2907 | 18 | 0 | 0 |
| <i>M. papposa</i> | Proença, C 3431 | 0 | 47 | 2 |
| <i>M. pigra</i> var. <i>dehiscens</i> | Simon, M.F. s.n | 0 | 8 | 4 |
| <i>M. polyantha</i> | Simon, M.F. 827 | 21 | 0 | 0 |

Tabela 14: Continuação. Percentagem de células polissomáticas em três tamanhos de raiz, em espécies de *Mimosa*

| Espécie | Acessos | Tamanhos das raízes em | | |
|-------------------------------------------|--------------------|------------------------|--------------|----------------|
| | | Mínimo (1-5) | Médio (6-10) | Máximo (11-15) |
| <i>M. polycarpa</i> var. <i>subandina</i> | Sarkinen, T.E.2061 | 11 | 0 | 0 |
| <i>M. pudica</i> | MSB 19956 | 27 | 0 | 0 |
| <i>M. pudica</i> var. <i>hispida</i> | Simon, M.F. 893 | 7 | 0 | 0 |
| <i>M. scabrella</i> | Lima, H.C. 4055 | 0 | 17 | 3 |
| <i>M. setosissima</i> | Simon, M.F. 290 | 28 | 0 | 0 |
| <i>M. somnians</i> var. <i>viscida</i> | Simon, M.F. 863 | 0 | 36 | 9 |

Em *M. scabrella* não havia sido verificado polissomatia em raízes coletadas em vasos. No entanto, ao examinarmos pontas de raiz germinadas em placas de petri, verificou-se a ocorrência de polissomatia (Tabela 12). Estes dados corroboram os de Olkoski & Schifino-Wittmann (2011), que verificaram polissomatia em ponta de raiz germinadas em placa de petri, de 41 populações de *M. bimucronata*. Porém, quando as raízes eram coletadas diretamente dos vasos mantidos em casa de vegetação, não foram encontradas células polissomáticas.

Análises genéticas enfatizam o envolvimento da endoreduplicação nos processos de desenvolvimento da planta, bem como na expansão e diferenciação celular (Traas et al., 1998). Em *Spinacia oleracea* L., endoreduplicação ocorre em todo o crescimento da raiz, as células poliploides não surgem durante a embriogênese, mas durante a germinação e subsequente desenvolvimento (Nero-Buffalino & Witkus, 1984). Por outro lado, em *Cucumis sativus* L. poliploidia foi descrita como um processo contínuo

durante sucessivos estágios de desenvolvimento, de semente até plantas com flores (Gilissen et al., 1993). Em *Mimosa*, parece que polissomatia em ponta de raiz ocorre em um curto período do desenvolvimento, período este relacionado com crescimento e alongação celular.

Uma característica muito evidente no presente trabalho foi a variação do percentual de células polissomáticas nas espécies analisadas, chegando a altos percentuais em algumas espécies, como pode ser visto nos gráficos das Figuras 35 e 36. Em algumas espécies, o número de células endoreduplicadas foi maior do que o nível de ploidia normal da planta, como, por exemplo, as espécies diplóides *M. lacerata* e *M. borealis*, e as tetraplóides *M. dutrae* e *M. scabrella*. Estes dados corroboram os de Seijo (1999) que em espécies de *Mimosa* diplóides verificou que o número de células poliplóides foi maior do que o nível diplóide da planta.

Foram analisadas três espécies com variabilidade intraespecífica (*M. pigra* var. *dehiscens*, *M. setosa* var. *paludosa*, *M. setosa* var. *urbica*, *M. somnians* e *M. somnians* var. *viscida*), que apresentaram diferentes percentuais de células polissomáticas (Figuras 37 e 38). Em *M. pigra* var. *dehiscens* 12% de polissomatia foi verificado no acesso diplóide, enquanto que no correspondente tetraplóide não foram encontrados células polissomáticas. Segundo Jovtchev et al. (2007), ao contrário dos poliplóides artificiais, os poliplóides naturais teriam níveis mais baixos de endopoliploidia do que o seu correspondente diplóide. Entretanto, no presente trabalho, nos acessos diplóides *M. somnians* e *M. somnians* var. *viscida*, 41% e 45% de células poliplóides foi verificado, respectivamente. Em dois acessos de *M. somnians*

tetraplóides, verificou-se 71% e 13% de polissomatia. Para *M. setosa* var. *urbica* diplóide o percentual de células polissomáticas foi 16%, e para a tetraplóide *M. setosa* var. *paludosa* 24%. Portanto, neste trabalho, ao contrário do que foi sugerido por Jovtchev et al. (2007), percentual de células endoreduplicadas relacionadas com o nível de ploidia da planta, não é uma regra.

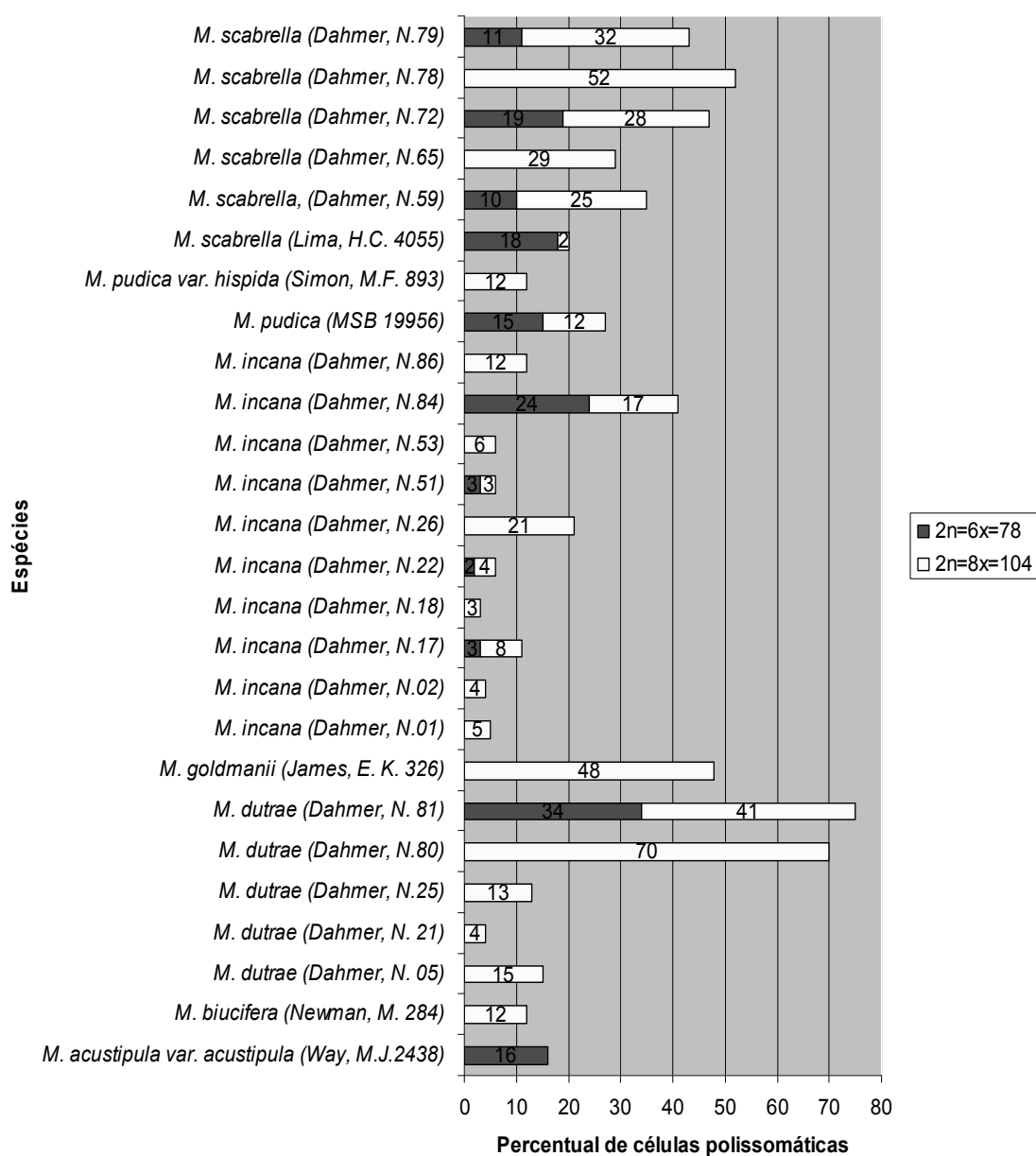


Figura 35: Percentual de células polissomáticas em espécies tetraplóides de *Mimosa*

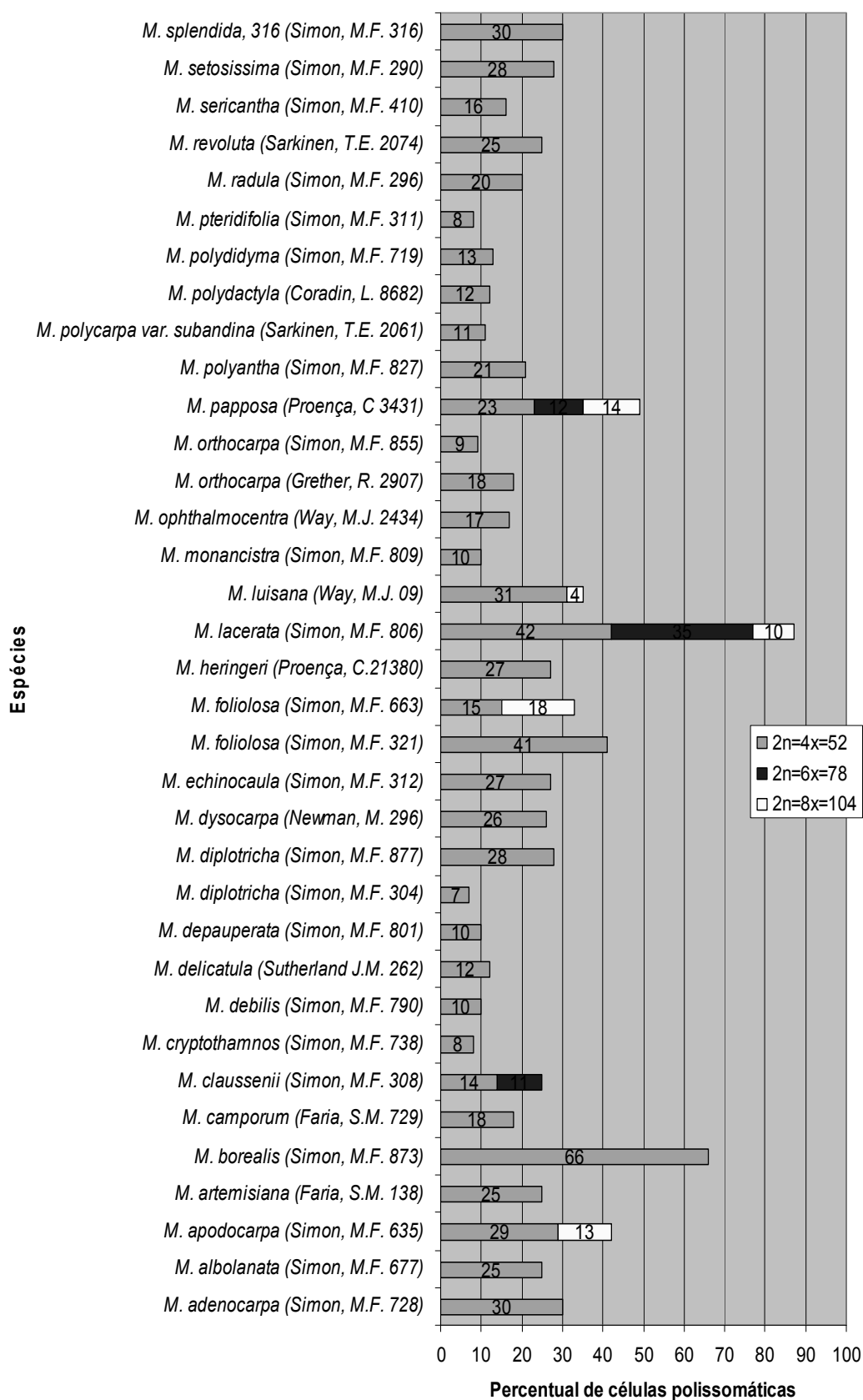


Figura 36: Percentual de células polissomáticas em espécies diplóides de *Mimosa*

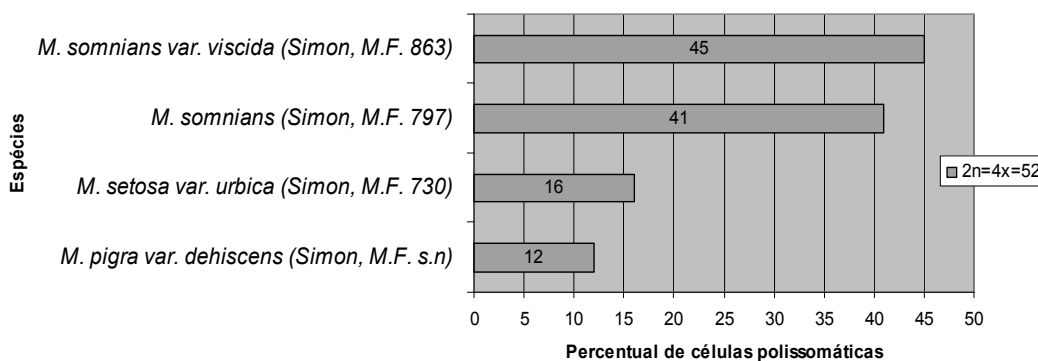


Figura 37: Variação no percentual de células polissomáticas em espécies de *Mimosa* com variabilidade intraespecífica – Acessos diplóides

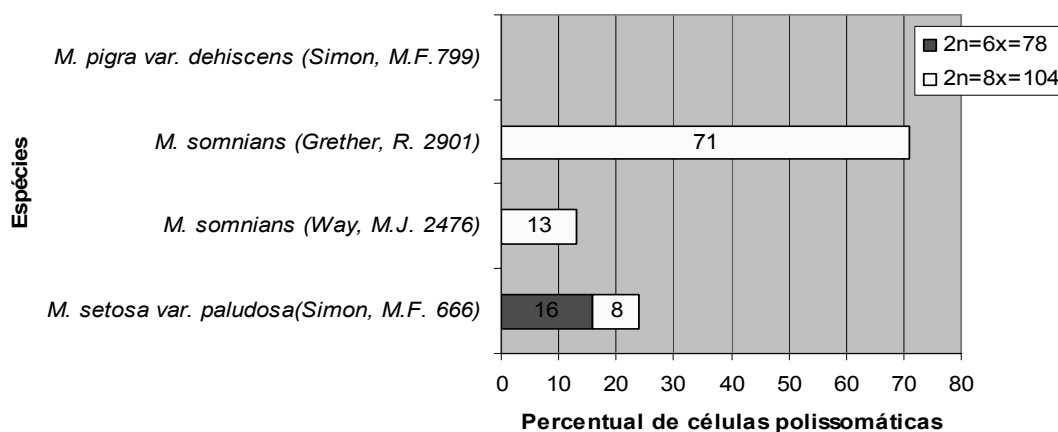


Figura 38: Variação no percentual de células polissomáticas em espécies de *Mimosa* com variabilidade intraespecífica – Acessos tetraplóides.

Nas demais espécies estudadas, foi observado que tanto as espécies diplóides como as tetraplóides tiveram percentuais variáveis de células endoreduplicadas (Figuras 35 e 36). Este fato demonstra que em *Mimosa* há influência de outros fatores, ainda desconhecidos, na percentagem de células endoreduplicadas.

Em *Lycopersicon esculentum* Mill., Smulders et al. (1994), verificaram que plantas tetraplóides derivadas do diplóide por cultura de tecido

apresentaram padrão de polissomatia muito similar nos órgãos correspondentes. Para os autores, o fato de elas estarem crescendo sob as mesmas condições ambientais foi decisivo, indicando que células e órgãos com desenvolvimento e diferenciação correspondente sofrem o mesmo número de endociclos. Diferentes condições do meio influenciaram no padrão de polissomatia em *Lupinus albus* L., onde hipocótilos crescidos no escuro devido à endopoliploidização foram quatro vezes maiores do que aqueles crescidos na luz (Barow & Meister, 2003). Na Europa Central, verificou-se que polissomatia ocorre preferencialmente em espécies herbáceas adaptadas para ambientes que exigem rápido crescimento e desenvolvimento por causa de distúrbios freqüentes e que suportam rápido crescimento pela rica oferta de nutrientes (Barow & Meister, 2003).

Vários fatores externos podem estar associados à ocorrência de polissomatia em ponta de raiz após a germinação de sementes em *Mimosa*. Portanto, um estudo com diferentes temperaturas de germinação, em condições de luz e escuro, é sugerido, já que é sabido que polissomatia ocorre em um curto período do desenvolvimento.

4.4 Caracterização da variabilidade genética em *M. scabrella* com a utilização de RAPD

A análise em *bulk* foi realizada para verificar a diversidade genética entre 14 populações de *M. scabrella* (Figura 39), que é uma espécie alógama. Foram analisados 22 *primers*, que revelaram um total de 272 bandas polimórficas, as quais variaram entre 08 e 18 bandas. O tamanho dos

fragmentos obtidos variou de 100 a 1600 pares de bases. A média dos fragmentos foi de 12,6 por *primer*. O coeficiente de correlação de similaridade foi $r = 84$ (Apêndices 4, 5 e 6).

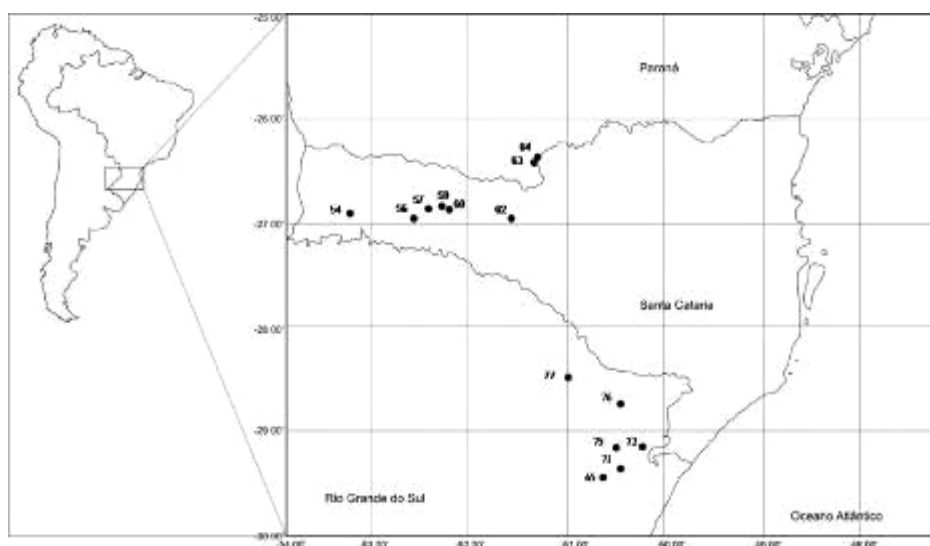


Figura 39: Mapa de localização das populações de *M. scabrela*

A matriz de similaridade genética gerada pelo Índice de Jaccard revelou alta diversidade genética entre as populações (Tabela 15). A variação da similaridade foi de 0,18 a 0,48 e a média foi 0,46. O maior índice de similaridade (0,48) foi entre as populações de Rebouça (64) e de São Francisco (65), e das populações de Cambará do Sul (72) com a de Bom Jesus (76). Entre as populações de Cunha Porá (54) e Xaxim (56), o índice de similaridade foi de 0,44, e entre Cunha Pora (54) e Xanxerê (57), foi de 0,41. A população de Vacaria (77), quando comparada com as demais, foi a que apresentou mais baixos índices de similaridade. Quando comparada com a população de Xanxerê (57), teve índice de similaridade 0,18, e com as populações de Rio Azul (63) e São Francisco de Paula (71) este foi de 0,19. Quando comparada com as demais populações, o máximo valor encontrado foi

de 0,36 com a população de Bom Jesus, seguida da população de Jaquirana (75), com 0,32 e da população de Cambará do Sul (72), com 0,29 de similaridade. Durante as coletas no Rio Grande do Sul, verificou-se que as populações de *M. scabrella* ocorrem em geral isoladas e bem distantes umas das outras, podendo ser este um dos fatores da baixa similaridade genética entre as populações.

TABELA 15: Matriz de similaridade genética entre populações de bracinga, baseada no índice de Jaccard

| | 54 | 56 | 57 | 59 | 60 | 62 | 63 | 64 | 65 | 71 | 72 | 76 | 75 | 77 |
|-------|-------------|-------------|-------------|-------------|-------------|-------------|-------------|-------------|-------------|-------------|-------------|-------------|-------------|-------------|
| 54 | 1,00 | | | | | | | | | | | | | |
| 56 | 0,44 | 1,00 | | | | | | | | | | | | |
| 57 | 0,41 | 0,35 | 1,00 | | | | | | | | | | | |
| 59 | 0,33 | 0,31 | 0,39 | 1,00 | | | | | | | | | | |
| 60 | 0,24 | 0,28 | 0,24 | 0,27 | 1,00 | | | | | | | | | |
| 62 | 0,29 | 0,32 | 0,34 | 0,35 | 0,33 | 1,00 | | | | | | | | |
| 63 | 0,28 | 0,29 | 0,29 | 0,26 | 0,27 | 0,36 | 1,00 | | | | | | | |
| 64 | 0,25 | 0,27 | 0,25 | 0,27 | 0,28 | 0,32 | 0,35 | 1,00 | | | | | | |
| 65 | 0,25 | 0,29 | 0,22 | 0,27 | 0,27 | 0,36 | 0,42 | 0,48 | 1,00 | | | | | |
| 71 | 0,27 | 0,24 | 0,21 | 0,23 | 0,23 | 0,20 | 0,26 | 0,22 | 0,26 | 1,00 | | | | |
| 72 | 0,27 | 0,25 | 0,25 | 0,24 | 0,21 | 0,25 | 0,23 | 0,28 | 0,35 | 0,25 | 1,00 | | | |
| 75 | 0,31 | 0,28 | 0,24 | 0,24 | 0,25 | 0,26 | 0,25 | 0,35 | 0,31 | 0,24 | 0,43 | 1,00 | | |
| 76 | 0,31 | 0,26 | 0,25 | 0,26 | 0,20 | 0,25 | 0,23 | 0,32 | 0,34 | 0,21 | 0,48 | 0,39 | 1,00 | |
| 77 | 0,25 | 0,26 | 0,18 | 0,23 | 0,21 | 0,21 | 0,19 | 0,27 | 0,26 | 0,19 | 0,29 | 0,32 | 0,36 | 1,00 |
| Média | 0,35 | 0,34 | 0,32 | 0,33 | 0,33 | 0,36 | 0,37 | 0,42 | 0,42 | 0,38 | 0,55 | 0,57 | 0,68 | 1,00 |
| Total | 0,46 | | | | | | | | | | | | | |

Se observarmos o dendograma (Figura 40), verifica-se que as populações que agruparam foram as de Rebouça (64) e de São Francisco (65) e as populações de Bom Jesus (72) e de Cambará do Sul (76). Em todas as demais, o índice de similaridade foi tão baixo que cada população ficou isolada no dendograma. Se considerarmos o índice médio 0,46, verifica-se a formação de 12 grupos.

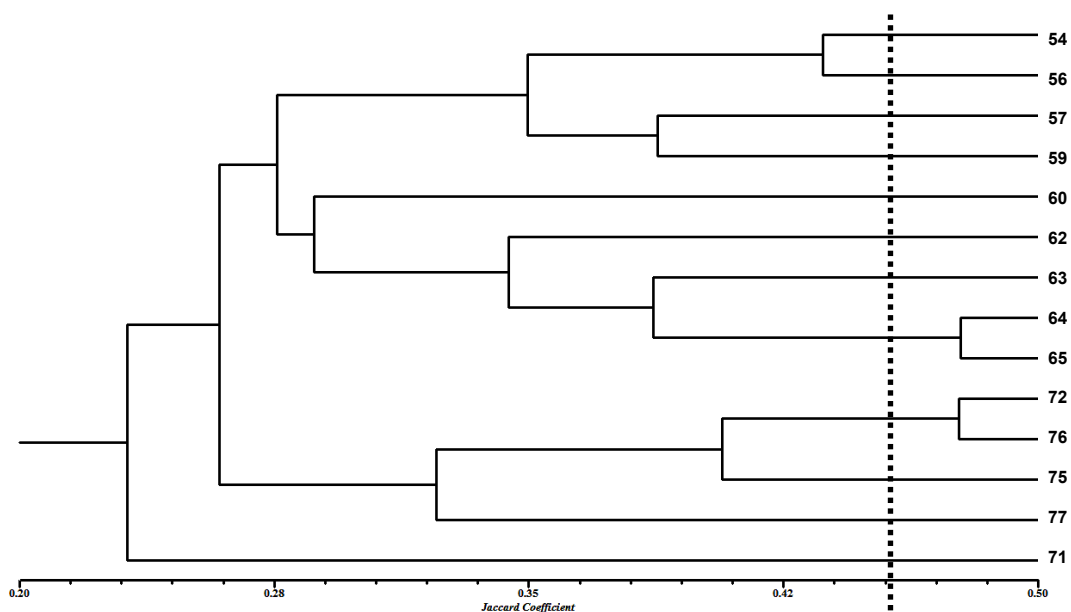


FIGURA 40: Dendrograma de similaridade genética baseado em dados RAPD entre 14 populações de *M. scabrella*

Os resultados mostraram que, como em outros trabalhos, não há relação entre aumento da distância dos locais de coleta com diminuição da similaridade. No mapa (Figura 39), é possível ver que duas populações (64 e 65) das mais similares geneticamente, estão distante geograficamente. Por outro lado, as populações 59 e 60, por exemplo, que foram coletadas mais próximas, têm maior divergência genética, com índice de similaridade 0,27. Fato semelhante foi verificado em *Trifolium repens* por Bortolini et al. (2006), com marcadores RAPD e em *Bromus auleticus* Trin. Ex Nees (Yanaka et al., 2005) e *Lotus corniculatus* L. com descritores morfológicos e moleculares RAPD (Steiner & Santos, 2001). Conterato et al. (2010), caracterizaram, por meio de descritores morfológicos e agrônômicos, a diversidade genética de populações naturais de *T. riograndense* e verificaram que os dois acessos mais divergentes foram coletados na mesma região fisiográfica e os dois menos

divergentes em regiões diferentes. Apesar de não ter sido feita uma análise morfológica das populações de bracinga, as observações em casa de vegetação mostraram haver uma grande variabilidade morfológica entre elas.

Por se tratar de uma espécie preferencialmente alógama (>86%) e autoincompatível, essa variabilidade tende a ser ainda maior dentro da população (Sobierajski et al., 2006). Sobierajski (2004) verificou, com auxílio de sete marcadores isoenzimáticos, maior diversidade dentro das populações do que entre as nove populações analisadas de *M. scabrella*. Segundo a autora, a maior variação dentro das populações se deve a uma combinação do sistema de reprodução, vida longa (> 10 anos) e eficientes mecanismos de dispersão de pólen e sementes, fazendo com que a variabilidade genética das populações seja homogeneizada e, conseqüentemente, reduzindo a diversidade entre populações. Fato semelhante foi verificado em outras espécies arbóreas, como por exemplo, *Plathymenia reticulata* (Lacerda et al., 2001), *Caesalpinia echinata* (Cardoso et al., 1998) e *Trichilia pallida* (Zimback et al., 2004), onde a similaridade genética foi maior entre populações do que dentro das populações.

Esta análise permitiu verificar baixa similaridade genética entre populações de *M. scabrella*. Se tratando de uma espécie de grande importância econômica e valor comercial, alta variabilidade genética é de extrema importância, tanto para a preservação como também para a seleção em programas de melhoramento genético.

5. CONCLUSÕES

Com os dados deste trabalho, as determinações de número cromossômico dobraram chegando a mais de 20% das entidades taxonômicas de *Mimosa*, o que representa uma importante contribuição para um melhor conhecimento do gênero.

Há predominância de espécies diplóides, e poliplóides ocorrem em todas as seções do gênero. Portanto, o número cromossômico não é uma característica citotaxonômica distintiva e a poliploidia não foi um fator decisivo para a evolução deste complexo gênero.

Com os dados obtidos, ainda não foi possível estabelecer relações claras entre níveis de ploidia, posição taxonômica, filogenética e distribuição geográfica.

A análise molecular em *M. scabrella* evidenciou uma grande variabilidade interpopulacional.

6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ALENCAR, F. H. H. **Potencial forrageiro da espécie sabiá (*Mimosa caesalpiniiifolia* Benth) e sua resistência a cupins subterrâneos**. 2006. 63 f. Dissertação (Mestrado - Zootecnia) — Centro de Saúde e Tecnologia Rural, Universidade Federal de Campina Grande, Campina Grande, PB, 2006.
- ALLEN, R. D. Mechanism of the seismonastic reaction in *Mimosa pudica*. **Plant Physiology**, Waterbury, v. 44, p. 1101-1107, 1969.
- ALVES, M. A. O.; CUSTÓDIO, A. V. C. Citogenética de leguminosas coletadas no Estado do Ceará. **Revista Brasileira de Genética**, Ribeirão Preto, v. 12, n. 1, p. 81-92, 1989.
- AMALRAJ, T.; IGNACIMUTHU, S. Hyperglycemic effect of leaves of *Mimosa pudica* Linn. **Fitoterapia**, Netherlands, v. 73, p. 351-352, 2002.
- ARROYO, M. T. K. Breeding systems and pollination biology in Leguminosae. In: POLHILL; R. M.; RAVEN, P. H (Ed.). **Advances in legume systematics**. Kew: Royal Botanic Gardens, 1981. Parte 2, p. 723-770.
- ALVES, E. U.; BRUNO, R. L. A.; OLIVEIRA, A. P.; ALVES, A. U.; PAULA, R. C. Influência do tamanho e da procedência de sementes de *Mimosa caesalpiniiifolia* Benth sobre germinação e vigor. **Revista Árvore**, Viçosa, v. 29, n. 6, p. 877-885, 2005.
- BACKES, P.; IRGANG, B. **Árvores do sul**: Santa Cruz: Instituto Souza Cruz, 2002. 326 p.
- BARNEBY, R. C. **Sensitivae censitae**: a description of the genus *Mimosa* Linnaeus (Mimosaceae) in the New World, 1991. 835 p. [Memories of the New York Botanical Garden, 65]
- BAROW, M. Endopolyploidy in seed plants. **BioEssays**, New York, v. 28, p. 271-281, 2006.
- BAROW, M.; MEISTER, A. Endopolyploidy in seed plants is differently correlated to systematics, organ, life strategy and genome size. **Plant Cell Environmental**, New York, v. 26, p. 571-584, 2003.

- BARROS, A. M.; FALEIRO, F. G.; KARIA, C. T.; SHIRATSUCHI, L. S.; ANDRADE, R. P.; LOPES, G. K. B. Variabilidade genética e ecológica de *Stylosanthes macrocephala* determinadas por RAPD e SIG. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 40, n. 9, p. 899-909, 2005.
- BENNET, M. D.; LEITCH, I. J.; HANSON, L. DNA amounts in two samples of angiosperm weeds. **Annals of Botany**, Oxford, v. 82 (Suppl. A), p. 121-134, 1998.
- BENTHAM, G. Notes on Mimoseae with a short synopsis of species. **Journal Botany**, London, v. 4, p. 324-389, 1842.
- _____. Revision of the suborder Mimoseae. **Transactions of the Linnean Society**, London, v. 30, p. 335-664, 1875.
- _____. Swartziae, Caesalpineae, Mimoseae. In: MARTIUS, C. F. P. Flora Brasiliensis. **Monachii, Frid' Fleischer**, [s.l.], v. 5, p. 348-352, 1876.
- BERGER, C. A.; WITKUS, E. R.; MCMAHON, R. M. Cytotaxonomic studies in Leguminosae. **Bulletin of Torrey Botanical Club**, New York, v. 85, p. 405-410, 1958.
- BESSEGA, C.; HOPP, H. E.; FORTUNATO, R. H. Toward a phylogeny of Mimosa (Leguminosae: Mimosoidae): a preliminary analysis of southern south american species based on chloroplast DNA Sequence. **Annals of the Missouri Botanical Garden**, St. Louis, v. 95, p. 567-579, 2008.
- BIONDO, E; SCHIFINO-WITTMANN, M. T.; MIOTTO, S. T. S. Cytogenetics of species of *Chamaecrista Moench* (Leguminosae - Caesalpinioideae) native to Southern Brazil. **Botanical Journal of the Linnean Society**, London, v. 150, n. 4, p. 429-439, 2006.
- BIRADAR, D. P.; RAYBURN, A. L.; BULLOCK, D. G. Endopolyploidy in diploid and tetraploid Maize (*Zea mays* L.). **Annals of Botany**, Oxford, v. 71, p. 417-421, 1993.
- BORTOLINI, F.; DALL'AGNOL, M.; SCHIFINO-WITTMANN, M. T. Molecular characterization of the USDA white clover (*Trifolium repens* L.) core collection by RAPD markers. **Genetic Resources and Crop Evolution**, Netherlands, v. 53, p. 1601-1610, 2006.
- BRITON, N. L.; ROSE, J. N. *Leptoglottis, Mimosa, Pteromimosa, Neomimosa, Iomoplis, Mimosopsis, Acanthopteron, Haitimimosa*. **North American Flora**, New York, v. 23, n. 3, p. 138-180, 1928.
- BRUNEAU, A.; FOREST, F.; HERENDEEN, P. S.; KLITGAARD, B. B.; LEWIS, G. P. Phylogenetic Relationships in the Caesalpinioideae (Leguminosae) as Inferred from Chloroplast trnL Intron Sequences. **Systematic Botany**, Kent, v.

6, p. 487-514, 2001.

BURIL, M. T.; SANTOS, F. A. R.; ALVES, M. Diversidade polínica das Mimosoideae (Leguminosae) ocorrentes em uma área de caatinga, Pernambuco, Brasil. **Acta Botanica Brasilica**, São Paulo, v. 24, p. 53-64, 2010.

BURKART, A. Las especies de *Mimosa* de la flora Argentina. **Darwiniana**, Buenos Aires, v. 8, p. 9-231, 1947.

_____. Leguminosas-Mimosoideas. In: REITZ, P. R. (Org.). **Flora Ilustrada Catarinense**. Itajaí: Herbáreo Barbosa Rodrigues, 1979. 299 p.

CAMARGO-RICALDE, S. L.; GREYER, R.; MARTINEZ-BERNAL, A.; GARCIA-GARCIA, V.; BARRIOS DEL ROSAL, S. Especies útiles del género *Mimosa* (Fabaceae–Mimosoideae) en México. **Boletín de la Sociedad Botánica de México**, Ciudad de México, v. 68, p. 33-44, 2001.

CAMARGO-RICALDE, S. L.; DHILLON, S. S. Use and management of *Mimosa* species in the Tehuacán-Cuicatlán Valley, a tropical semi-arid region in Mexico (Fabaceae-Mimosoideae). **Revista de Biología Tropical**, San José, v. 52, p. 845-851, 2004.

CARAMORI, P. H.; ANDROCIOLI FILHO, A.; LEAL, A. C. Coffee shade with *Mimosa scabrella* Benth for frost protection in southern Brazil. **Agroforestry Systems**, Dordrecht, v. 33, p. 205-214, 1996.

CARDOSO, A.; PROVAN, J.; POWELL, W.; FERREIRA, P. C. G.; OLIVEIRA, D. E. High genetic differentiation among remnant populations of the endangered *Caesalpinia echinata* Lam. (Leguminosae–Caesalpinioideae). **Molecular Ecology**, Oxford, v. 7, n. 5, p. 601-608, 1998.

CARNIELETTO, C.; MARCHIORI, J. N. C. M. Anatomia da madeira de *Mimosa eriocarpa* Benth. **Ciência Florestal**, Santa Maria, v. 3, n. 1, p. 107-119, 1993.

CASTRO, S.; LOUREIRO, J.; RODRIGUES, E.; SILVEIRA, P.; NAVARRO, L.; SANTOS, C. Evaluation of polysomaty and estimation of genome size in *Polygala vayredae* and *P. calcarea* using flow cytometry. **Plant Science**, Columbus, v.172, p. 1131-1137, 2007.

CONTERATO, I. F.; MIOTTO, S. T. S.; SCHIFINO-WITTMANN, M. T. Chromosome number, karyotype and taxonomic considerations on the enigmatic *Sellocharis paradoxa* Taubert (Leguminosae, Papilionoideae, Genisteeae). **Botanical Journal of the Linnean Society**, London, v. 155, p. 223-226, 2007.

CONTERATO, I. F.; SCHIFINO-WITTMANN, M. T. New chromosome numbers, meiotic behaviour and pollen fertility in American taxa of *Lupinus* L. (Leguminosae): contributions to taxonomic and evolutionary studies. **Botanical**

- Journal of the Linnean Society**, London, v. 150, p. 229-240, 2005.
- CONTERATO, I. F. DALL'AGNOL, M.; SCHIFINO-WITTMANN, M. T.; MONTARDO, D. P.; PONTALTI, G. C.; ALMEIDA, D. Morphoagronomic variation in natural populations of *Trifolium riograndense* Burkart. **Scientia Agrícola**, Piracicaba, v. 67, n. 6, 2010. [no prelo]
- COUTINHO, A. P. S. **Revisão taxonômica e estudos filogenéticos de *Mimosa* L. sect. *Calothamnus* Barneby (Leguminosae-Mimosoideae)**. 2009. 311 f. Tese (Doutorado em Biociências)— Instituto de Biociências, Universidade de São Paulo, São Paulo, 2009.
- CRUZ, R. P.; MILACH, S. C. K. Análise de RAPD. In: MILACH, S. C. K. (Ed.). **Marcadores moleculares em plantas**. Porto Alegre: Universidade Federal do Rio Grande do Sul, 1998. p. 107-116.
- CRUZ, M. F.; SANTANA-LIRA, H. D.; MARTÍNEZ-BERNAL, A.; FRAILE, M. A. Morfologia del polen de *Mimosa* serie *Quadrivalves* (Leguminosae, Mimosoideae). **Acta Botanica Mexicana**, Michoacán, v. 77, p. 1-13, 2006.
- D'AMATO, F. Role of polyploidy in reproductive organs and tissues. In: JORI, B. M. (Ed.). **Embryology of angiosperms**. New York: Springer, 1984. p. 519-566.
- DE CANDOLLE, A. P. Leguminosae. In: DE CANDOLLE, A. P. **Prodromus systematis naturalis regni vegetabilis**. Parisiis: Argentorati et Londini, 1825. Parte 2, p. 424-431.
- DHILLION, S. S.; CAMARGO-RICALDE, S. L. The cultural and ecological roles of *Mimosa* species in the conomic. **Botany**, Ottawa, v. 59, p. 390-394, 2005.
- DIAS, P. M. B.; PRETZ, V. F.; DALL'AGNOL, M.; SCHIFINO-WITTMANN, M. T.; ZUANAZZI, J. A. S. Analysis of genetic diversity in the core collection of red clover (*Trifolium pratense*) with isozyme and RAPD markers. **Crop Breeding and Applied Biotechnology**, Viçosa, v. 8, p. 202-211, 2008.
- DIAS, P. M. B.; DALL'AGNOL, M.; SCHIFINO-WITTMANN, M. T. Genetic diversity in the Brazilian species of *Adesmia* DC (Leguminosae) as assessed by RAPD. **Plant Genetic Resources**, New York, v. 2, n. 1, p. 43-50, 2004.
- DOYLE, J. J. DNA data and legume phylogeny: a progress report. In: CRISP, M.; DOYLE, J. J. (Ed.). **Advances in Legume Systematic**. Kew: Kew Botanic Gardens, 1995. Parte 7, p. 11-30.
- DOYLE, J. J. Towards a comprehensive phylogeny of legumes: evidence from *rbcl* sequences and non-molecular data. In: HERENDEEN, P. S.; BRUNEAU, A. (Ed.). **Advances in legume systematics**. Kew: Kew Botanic Gardens, 2000. Parte 9, p. 1-20.

- DUPUY, D.J.; LABAT, J.-N.; RABEVOHITRA, R.; VILLIERS, J.-F.; BOSSER, J.; MOAT, J. **The leguminosae of Madagascar**. Kew: Royal Botanic Gardens, 2002.
- ELIAS, T. S. Mimosoideae. In: POLHILL, R. M.; RAVEN, P. H. (Ed.). **Advances in Legume Systematic**. Kew: Kew Botanic Gardens, 1981. Parte 1, p. 143-152.
- EMBRAPA. Centro Nacional de Pesquisa de Florestas. **Manual técnico da bracatinga (*Mimosa scabrella* Benth.)**. Curitiba, 1988. 70 p. [EMBRAPA-CNPF. Documentos, 20]
- FALEIRO, F. **Marcadores moleculares aplicados a programas de conservação e uso de recursos genéticos**. Planaltina, DF: Embrapa Cerrados, 2007. 102p.
- FEDOROV, A. N. A. **Chromosome Numbers of Flowering Plants**. Leningrad: Academy of Sciences of the USSR, 1969. 926 p.
- FERREIRA, M. E.; GRATTAPAGLIA, D. **Introdução ao uso de marcadores moleculares em análise genética**. 3 ed. Brasília, DF: Embrapa-CENARGEN, 1998. 220 p.
- FISCHER, R. G.; DALL'AGNOL, M. **Potencial forrageiro da bracatinga**. Florianópolis: EMPASC, 1985. [EMPASC. Comunicado Técnico, 89]
- FONSECA, S. M. **Variações fenotípicas e genéticas em bracatinga *Mimosa scabrella* Bentham**. 1982. 86 f. Dissertação (Mestrado - Engenharia Florestal)— Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz", Piracicaba, 1982.
- FORNI-MARTINS, E. R.; CRUZ, N. D. Recombination index in species of development and initiation of cohesion between compound pollen grains of *Acacia paradoxa*. **Annals of Botany**, Oxford, v. 71, p. 51-59, 1996.
- GALBRAITH D. W.; HARKINS, K. R.; KNAPP, S. Systemic endopolyploidy in *Arabidopsis thaliana*. **Plant Physiology**, Waterbury, v. 96, p. 985-989, 1991.
- GANGULY, M.; DEVI, N.; MAHANTA, R.; BORTHAKUR, M. K. Effect of *Mimosa pudica* root extract on vaginal estrous and serum hormones for screening of antifertility activity in albino mice. **Contraception**, New York, v. 76, p. 482-485, 2007.
- GARCIA, J.; DUARTE, J. B.; FRASSETO, E. G. Superação de dormência em sementes de sansão-do-campo (*Mimosa caesalpiniiifolia* L.). **Pesquisa Agropecuária Tropical**, Goiânia, v. 32, n. 1, p. 29-31, 2002.
- GHOSH, R.; PARIMAL C. S.; BISWAS, S. *Mimosa pudica* apyrase requires polysaccharide and Ca²⁺ for the activity. **Molecular and Cellular Biochemistry**, Netherlands, v. 187, p. 47-55, 1998.

- GOLDBLATT, P. Cytology and the phylogeny of the Leguminosae. In: POLHILL, R. M.; RAVEN, P. M. **Advances in Legume Systematics**. Kew: Kew Botanic Gardens, 1981. p. 427-463.
- GOLDBLATT, P.; JOHNSON, D. E. (Ed.). **Index to plant chromosome numbers**. St. Louis: Missouri Botanical Garden, 1979.
- GILISSEN, L.J.W.; VAN, M.J. S.; CREEMERS-MOLENAAR, J.; VERHOEVEN, H.A. Development of polysomaty in seedlings and plants of *Cucumis sativus* L. **Plant Science**, Columbus, v. 91, p. 171-179, 1993.
- GLOBAL INVASIVE SPECIES DATABASE. [Informações]. Disponível em: <www.issg.org/database/species/ecology.asp>. Acesso em: 23 set. 2010.
- GUERRA, M. **Introdução à genética vegetal**. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 1988. 142 p.
- _____. **FISH: conceitos e aplicações na citogenética**. Ribeirão Preto: Sociedade Brasileira de Genética, 2004. 184 p.
- _____. Chromosome numbers in plant cytotaxonomy: concepts and implications. **Cytogenetic and Genome Research**, Basel, v. 120, p. 339-35, 2008.
- GUERRA, M.; SOUZA, M. J. **Como observar cromossomos: um guia de técnicas em citogenética vegetal, animal e humana**. Ribeirão Preto: Fundec, 2002. 131p.
- GUINET, P. H. Mimosoideae: the characters of their pollen grains. In: POLHILL, R. M.; RAVEN, P. M. **Advances in Legume Systematics**. Kew: Kew Botanic Gardens, 1981. Parte 2, p. 835-855.
- GUSTINE, D.L.; VOIGT, P.W.; BRUMMER, E. C.; PAPADOPOULOS, Y.A. Genetic variation of RAPD markers for North american White clover collections and cultivars. **Crop Science**, Madison, v. 42, p. 342-347, 2002.
- GUSTINE, D. L.; HUFF, D. R. Genetic variation within and among white clover populations from managed permanent pastures of the northeastern USA. **Crop Science**, Madison, v. 39, n. 2, p. 524-530, 1999.
- IANTCHEVA, A.; VLAHOVA, M.; TRINH, T. H.; BROWN, S. C.; SLATER, A.; MALCOLM, E. C.; ATANASSOV, A. Assessment of polysomaty, embryo formation and regeneration in liquid media for various species of diploid annual *Medicago*. **Plant Science**, Columbus, v. 160, p. 621-627, 2001.
- IPCN. Index to Plant Chromosome Numbers. [Informações]. Disponível em: <<http://mobot.mobot.org/W3T/Search/ipcn.html>>. Acesso em: 01 de outubro de 2010.
- ISELY, D. Leguminosae and Homo sapiens. **Economic Botany**, Lancaster, v. 36,

p. 46-70, 1982.

IRSHAD, S.; SINGH, J.; KAKKAR, P.; MEHROTRA, S. Molecular characterization of *Desmodium* species: an important ingredient of 'Dashmoola' by RAPD analysis. **Fitoterapia**, Netherlands, v. 80, p. 115-118, 2009.

IZAGUIRRE, P.; BEYHAUT, R. **Las Leguminosas em Uruguay y regiones vecinas**. Montevideo: Hemisferio Sur, 2003. Parte 3, 301p.

JOBSON, R. W.; LUCKOW, M. Phylogenetic study of the genus *Piptadenia* (Mimosoideae: Leguminosae) using plastid *trnL-F* and *trnK/matK* sequence data. **Systematic Botany**, Kent, v. 32, p. 569-575, 2007.

JOUBES, J.; CHEVALIER, C. Endoreduplication in higher plants. **Plant Molecular Biology**, Netherlands v. 43, p. 735-745, 2000.

JOVTCHEV, G.; BAROW, M.; MEISTER, A.; SCHUBERT, I. Impact of environmental and endogenous factors on endopolyploidization in angiosperms. **Environmental and Experimental Botany**, Oxford, v. 60, p. 404- 411, 2007.

JUDD, S.; CAMPBELL, C. S.; KELLOGG, E. A.; STEVENS, P. F.; DONOGHUE, M. J. **Sistemática Vegetal**: um enfoque filogenético. 3. ed. Porto Alegre: Artmed, 2009. 632 p.

KENRICK, J.; KNOX, R. B. Function of the polyad in the reproduction of Acacia. **Annals of Botany**, Oxford, v. 50, p. 721-727, 1982.

KHAN, A. I.; AWAN, F. S.; SADIA, B.; RANA, R. M.; KHAN, I. A. Genetic diversity studies among coloured cotton genotypes by using RAPD markers. **Pakistan Journal of Botany**, Karachi, v. 42, n. 1, p. 71-77, 2010.

KLADNIK, A. et al. Development of the endosperm of *Sorghum bicolor* during the endoreduplication-associated growth phase. **Journal of Cereal Science**, London, v. 43, p. 209-215, 2006.

KOKANE, D. D.; MORE, R. Y.; KALE, M. B.; NEHETE, M. N.; MEHENDALE, P. C.; GADGOLI, C. H. Evaluation of wound healing activity of root of *Mimosa pudica*. **Journal of Ethnopharmacology**, Limerick, n. 124, p. 311-315, 2009.

KONDOROSI, E.; ROUDIER, F.; GENDREAU, E. Plant cell-size control: growing by ploidy? **Current Opinion in Plant Biology**, London, v. 3, n. 6, p. 488-492, 2000.

KONDOROSI, E.; KONDOROSI, A. Endoreduplication and activation of the anaphase-promoting complex during symbiotic cell development. **FEBS Letters**, Netherlands, v. 567, p. 152-157, 2004.

KUDO, N.; KIMURA, Y. Patterns of endopolyploidy during seedling development in

- cabbage (*Brassica oleracea* L.). **Annals of Botany**, Oxford, v. 87, p. 275-281, 2001.
- LACERDA, D. R.; ACEDO, M. D. P.; LEMOS, J. P.; LOVATO, M. B. Genetic diversity and structure of natural populations of *Plathymenia reticulata* (Mimosoideae), a tropical tree from the Brazilian Cerrado. **Molecular Ecology**, Oxford, v. 10, p. 1143-1152, 2001.
- LEITCH, A. R. Higher levels of organization in the interphase nuclei of cycling and differentiated cells. **Microbiology and Molecular Biology Reviews**, Washington, v. 64, p. 138-152, 2000.
- LUKASZEWSKA, E.; SLIWINSKA, E. Most organs of sugar-beet (*Beta vulgaris* L.) plants at the vegetative and reproductive stages of development are polysomatic. **Sexual Plant Reproduction**, Berlin, v. 20, p. 99-107, 2007.
- LAMARK, J. B. **Encyclopédie méthodique botanique**. Paris: [s.n.], [1783-1817].
- LEWIS, G. et al. **Legumes of the World**. Kew: Royal Botanic Garden, 2005.
- LEWIS, G. P.; ELIAS, T. S. Mimoseae Bronn. In: POLHILL, R. M.; RAVEN, P. H. (Ed.). **Advances in Legume Systematics**. Kew: Royal Botanic Garden, 1981. Parte 1, p. 155-168.
- LIMA, L. C. L.; SILVA, F. H. M.; SANTOS, F. A. R. Palinologia de espécies de *Mimosa* L. (Leguminosae-Mimosoideae) do semi-árido brasileiro. **Acta Botânica Brasileira**, São Paulo, v. 22, n. 3, p. 794 - 805, 2008.
- LINNAEUS, C. **Species plantarum**. Impensis Laurentii Salvii, 1753. v.1. 516p.
- _____. **Mantissa Plantarum**. Weinhem, 1767-1771.
- LINS, D. M. T. **Mimosa (Leguminosae - Mimosoideae) Serie Lepidotae no Rio Grande do Sul**. 1984. 104 f. Dissertação (Mestrado - Botânica)— Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Instituto de Botânica, Porto Alegre, 1984.
- LIPOW, S. R.; WYATT, R. Towards an understanding of the mixed breeding system of swamp milkweed (*Asclepias incarnata*). **Journal of the Torrey Botanical Society**, Lawrence, v. 127, p. 193-199, 2000.
- LORENZI, H. **Árvores brasileiras: manual de identificação e cultivo de plantas arbóreas nativas do Brasil**. Nova Odessa: Instituto Plantarum, 1992. 366 p.
- _____. **Árvores brasileiras: manual de identificação e cultivo de plantas arbóreas nativas do Brasil**. Nova Odessa: Instituto Plantarum, 1998. v. 2, 368 p.
- _____. **Plantas daninhas do Brasil**. 3. ed. Nova Odessa: Instituto Plantarum, 2000. 608p.

- LORENZI, H.; MATOS, F. J. A. **Plantas medicinais no Brasil, nativas e exóticas**. Nova Odessa: Instituto Plantarum, 2002. 512 p.
- LUCKOW, M.; WHITE, P. J.; BRUNEAU, A. Relationships among the basal genera of mimosoid legumes. In: HERENDEEN, P. S.; BRUNEAU, A. (Ed.). **Advances in legume systematics**. Kew: Royal Botanic Garden, 2000. Parte 9, p. 165-180.
- LUCKOW, M.; MILLER, J. T.; MURPHY, D. J.; LIVSHULTZ, T. A phylogenetic analysis of the Mimosoideae (Leguminosae) based on chloroplast DNA sequence data. In: KLIGAARD, B. B.; BRUNEAU, A. (Ed.). **Advances in legume systematics**. Kew: Royal Botanic Gardens, 2003. Parte 10, p. 197-220.
- LUNA-SUÁREZ, S.; FRIAS-HERNÁNDEZ J.T.; OLALDE-PORTUGAL, V.; DENDOOVEN, L. Catclaw (*Mimosa buincifera*): a pest or a means to restore soil fertility in heavily eroded soil from the central highlands of Mexico? **Biology and Fertility of Soils**, Germany, v. 32, n. 2, p. 09-113, 2000.
- MACCARI, A.; MARCHIORI, J. N. C. Estudo anatômico do xilema secundário de *Mimosa sparsa* Benth. **Ciência Florestal**, Santa Maria, v. 4, n. 1, p. 145-155, 1994.
- MACIEL, H. S.; SCHIFINO-WITTMANN, M. T. First Chromosome numbers, determinations, in south-eastern South American species of *Lupinus* L. (Leguminosae). **Botanical Journal of the Linnean Society**, London, v. 139, p. 395-400, 2002.
- MARCHIORI, J. N. C. A estrutura do xilema secundário de *Mimosa daleoides* Benth. (Leguminosae Mimosoideae). **Ciência e Natura**, Santa Maria, v. 4, p. 107-113, 1982.
- _____. Anatomia da madeira de *Mimosa cruenta* Benth. (Leguminosae Mimosoideae). **Ciência e Natura**, Santa Maria, v. 7, p. 73-81, 1985.
- _____. Anatomia da madeira e casca do maricá, *Mimosa bimucronata* (DC.) O. Kuntze. **Ciência Florestal**, Santa Maria, v. 3, n. 1, p. 85-106, 1993.
- _____. Anatomia da madeira e casca de bracinga, *Mimosa scabrella* Benth. **Ciência e Natura**, Santa Maria, v. 17, p. 115-132, 1995.
- _____. Anatomia do xilema secundário de *Mimosa incana* (Spreng.) Benth. **Ciência Florestal**, Santa Maria, v.6, n.1, p. 53-63, 1996a.
- _____. Anatomia do xilema secundário de *Mimosa uruguensis* Hook. et Arn.. **Ciência e Natura**, Santa Maria, v. 18, p. 103-115, 1996b.

- _____. Anatomia do xilema secundário de *Mimosa berroi* Burk. **Ciência e Natura**, Santa Maria, v. 18, p. 117-129, 1996c.
- MARCHIORI, J. N. C.; MUNIZ, G. I. B. Estudo anatômico do xilema secundário de *Mimosa trachycarpa* Benth. **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 27, n. 2, p. 223-228, 1997a.
- _____. Anatomia do xilema secundário de *Mimosa pilulifera* Benth. **Ciência Florestal**, Santa Maria, v. 6, n. 1, p. 65-75, 1997b.
- MATTAGAJASINGH, I.; ACHARYA, L.; MUKHERJEE, A. K.; PANDA, P. C.; DAS, P. Genetic relationships among nine cultivated taxa of *Calliandra* Benth. (Leguminosae: Mimosoideae) using random amplified polymorphic DNA (RAPD) markers. **Scientia Horticulturae**, Netherlands, v. 110, p. 98-103, 2006.
- MEDEIROS, R. M. T.; FIGUEIREDO, A. P. M.; BENÍCIO, T. M. A.; DANTAS, F. P. M.; RIET-CORREA, F. Teratogenicity of *Mimosa tenuiflora* seeds to pregnant rats. **Toxicon**, Oxford, v.51, n.2, p.316-319, 2008.
- MELARAGNO, J. E.; MEHROTRA, B.; COLEMAN, A. W. Relationship between endopolyploidy and cell size in epidermal tissue of *Arabidopsis*. **Plant Cell**, Waterbury, v. 5, 1661-1668, 1993.
- MELO, N. F.; GUERRA, M. Variability of the 5S and 45S rDNA sites in *Passiflora* L. species with distinct base chromosome numbers. **Annals of Botany**, Oxford, v. 92, p. 309-316, 2003.
- MILACH, S. C. K. **Marcadores de DNA em plantas**. Porto Alegre: UFRGS, 1998. 141 p.
- MORALES, M.; WULFF, A.F.; FORTUNATO, R. H.; POGGIO, L. Chromosome and morphological studies in the *Mimosa debilis* complex (Mimosoideae, Leguminosae) from southern South America. **Australian Journal of Botany**, Austrália, v. 58, p. 12-22, 2010.
- MORETI, A. C. C. C.; CARVALHO, C. A. L.; MARCHINI, L. C.; OLIVEIRA, P. C. F. Espectro Polínico de Amostras de Mel de *Apis Mellifera* L., Coletadas na Bahia. **Bragantia**, Campinas, v.59, p.1-6, 2000
- NAGL, W. DNA endoreduplication and polyteny understood as evolutionary strategies. **Nature**, London, v. 261, p. 614-615, 1976.
- NAIR, P. K. R. **An introduction to agroforestry**. Dordrecht: Kluwer Academic, 1993. 499 p.
- NERO-BUFFALINO, D. L.; WITKUS, R. The first appearance of polyploidy nuclei in primary roots of two diploid angiosperms. **Annals of Botany**, Oxford, v. 53, p. 53-58, 1984.

- OLKOSKI, D.; SCHIFINO-WITTMANN, M. T. Cytogenetics of *Mimosa bimucronata* (DC.) O. Kuntze (Mimosoideae, Leguminosae): chromosome number, polysomaty and meiosis. **Crop Breeding and Applied Biotechnology**, Viçosa, 2011. [no prelo]
- PAGLIARINI, M. S.; POZZOBON, M. T. Meiose vegetal: um enfoque para a caracterização de germoplasma. In: CURSO DE CITOGENÉTICA APLICADA A RECURSOS GENÉTICOS VEGETAIS, 2., 2004, Brasília. **Anais...** Brasília, 2004. p. 24-41.
- PAYNTER, Q. Integrated weed management: effect of herbicide choice and timing of application on the survival of a biological control agent of the tropical wetland weed, *Mimosa pigra*. **Biological Control**, Saint Paul, v. 26, p. 162-167, 2003.
- _____. Evaluating the impact of a biological control agent *Carmentis mimosa* on the woody wetland weed *Mimosa pigra* in Australia. **Journal of Applied Ecology**, Oxford, v. 42, p. 1054-1062, 2005.
- _____. Evaluating the impact of biological control against *Mimosa pigra* in Australia: Comparing litterfall before and after the introduction of biological control agents. **Biological Control**, Saint Paul, v. 38, p. 166-173, 2006.
- PAYNTER, Q.; FLANAGAN, G. J. Integrating herbicide and mechanical control treatments with fire and biological control to manage an invasive wetland shrub, *Mimosa pigra*. **Journal of Applied Ecology**, Oxford, v. 41, p. 615-629, 2004.
- PIJNACKER, L. P. Flow cytometric and karyological analysis of polysomaty and polyploidization during cell callus formation from leaf segments of various potato genotypes. **Theoretical and Applied Genetics**, Germany, v. 77, p. 102-110, 1989.
- POLHILL, R. M.; RAVEN, P. H.; STIRTON, C. H. Evolution and systematics of the Leguminosae. In: POLHILL, R. M.; RAVEN, P. H. (Ed.). **Advances in Legumes Systematics**. Kew: Royal Botanic Gardens, 1981. v. 1, p. 1-26.
- RAMBO, B. **Leguminosae Riograndense**. São Leopoldo: Instituto Anchieta de Pesquisas, 1966. 166 p. [Boletim, 23]
- RAVEN, P. H.; EVERT, R. F.; EICHORN, S. E. **Biologia vegetal**. 5 ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 1996. 728 p.
- REWERS, M.; SADOWSKI, J.; SLIWNSKA, E. Endoreduplication in cucumber (*Cucumis sativus*) seeds during development, after processing and storage, and during germination. **Annals of Applied Biology**, London, v. 155, n. 3, p. 431-438, 2009.
- RIVERA-ARCE, E.; CHÁVEZ-SOTO, M. A.; HERRERA-ARELLANO, A.; ARZATE, S.; AGÜERO, J.; FERIA-ROMERO, I. A.; CRUZ-GUZMÁN, A.; LOZOYA, X.

- Therapeutic effectiveness of a *Mimosa tenuiflora* cortex extract in venous leg ulceration treatment. **Journal of Ethnopharmacology**, Limerick, v. 109, p. 523-528, 2007.
- RODRIGUES, R. S.; CORRÊA, A. M.; FORNI-MARTINS, E.; TOZZI, A. M. G. A. Números cromossômicos em espécies de *Acosmium* Schott e *Leptolobium* Vogel (Leguminosae, Papilionoideae). **Acta Botanica Brasilica**, São Paulo, v. 23, n. 3, p. 902-906, 2009.
- RODRIGUES, T. M.; MACHADO S. R. Pulvinus functional traits in relation to leaf movements: a light and transmission electron microscopy study of the vascular system. **Micron**, Oxford, v. 39, p. 7-16, 2008.
- ROHLF, F. J.; NTSYS, P. C. **Numerical taxonomy and multivariate analysis system**: version 2.1. New York: Exeter Software, 2001.
- ROMERO-DUQUE, L. P.; JARAMILLO, V. J.; PÉREZ-JIMENEZ, A. Structure and diversity of secondary tropical dry forests in Mexico, differing in their prior land-use history. **Forest Ecology and Management**, Netherlands, v. 253, p. 38-47, 2007.
- ROY, A.; FRASCARIA, N.; MACKAY, J.; BOUSQUET, J. Segregation random amplified polymorphic DNAs (RAPDs) in *Betula alleghaniensis*. **Theoretical and Applied Genetics**, Berlin, v. 85, p.173-180, 1992.
- SCHIFINO-WITTMANN, M. T.; MORAIS-FERNANDES, M. I. B.. Chromosome numbers, karyotypes and meiotic behavior of populations of some *Trifolium* (Leguminosae) species. **Brazilian Journal of Genetics**, Ribeirão Preto, v. 11, p. 379-390, 1988.
- SEIJO, G. Números cromosômicos en especies argentinas del género *Mimosa* (Leguminosae). **Boletín de la Sociedad Argentina de Botánica**, Buenos Aires, v. 29, p. 219-223, 1993.
- _____. Chromosome studies in Argentinean species of *Mimosa*. **Cytologia**, Tóquio, v. 64, p. 241-246, 1999.
- _____. Números cromosômicos en especies de *Mimosa* de Paraguay. **Bonplandia**, Corrientes, v. 10, p. 163-167, 2000.
- SEIJO, G., FERNÁNDEZ, A. Chromosome numbers of some southernmost species of *Mimosa* L. (Leguminosae). **Cytologia**, Tóquio, v. 66, p. 19-23, 2001.
- SEIJO, G.; NEFFA, V. G. S. The cytological origin of the polyads and their significance in the reproductive biology of *Mimosa bimucronata*. **Botanical Journal of the Linnean Society**, London, v. 144, p. 343-349, 2004.
- SHIBATA, K. Estudos citológicos de plantas colombianas silvestres y cultivadas.

Journal of Agricultural Science, London, v. 8, p. 139-146, 1962.

SIMON, M. **Systematics and evolution of *Mimosa* L. (Leguminosae) and the assembly of a neotropical plant diversity hotspot**. 2009. 255 f. Tese (Doutorado) — Mathematical Physics and Life Sciences Division, University of Oxford, 2009.

SIMON, M. F.; HAY, J. D. Comparison of a common and rare species of *Mimosa* (Mimosaceae) in Central Brazil. **Australian Ecology**, Adelaide, v. 28, p. 315-326, 2003.

SIMON, M. F.; PROENÇA, C. Phytogeographic patterns of *Mimosa* (Mimosoidae, Leguminosae) in the Cerrado biome of Brazil: na indicator genus of high-altitude centers of endemism? **Biological Conservation**, Boston, v. 96, p. 279-296, 2000.

SINGH, R. J. **Plant cytogenetics**. Boca Raton: CRC Press, 2002. 463 p.

SLIWINSKA, E.; LUKASZEWSKA, E. Polysomaty in growing in vitro sugar-beet (*Beta vulgaris* L.) seedlings of different ploidy level. **Plant Science**, Columbus, v. 168, p. 1067-1074, 2005.

SMULDERS, M. J. M.; RUS-KORTEKAAS W.; GILISSEN, L. J. W. Development of polysomaty during differentiation in diploid and tetraploid tomato (*Lycopersicon esculentum*) plants. **Plant Science**, Columbus, v. 97, n. 1, p. 53-60, 1994.

SMULDERS, M. J. M.; RUSKORTEKAAS, W.; GILISSEN, L. J. W. Natural variation in patterns of polysomaty among individual tomato plants and their regenerated progeny. **Plant Science**, Columbus, v. 106, p. 129-139, 1995.

SOBIERAJSKI, G. R. **Estrutura genética em populações de bracinga (*Mimosa scabrella* Benth.) por marcador isoenzimático e caracteres quantitativos**. 2004. 128 f. Dissertação (Mestrado - Recursos Florestais)— Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo, Piracicaba, 2004.

SOBIERAJSKI, G. R.; KAGEYAMA, P. Y.; SEBBENN, A. M. Sistema de reprodução em nove populações de *Mimosa scabrella* Bentham (Leguminosaceae). **Scientia Forestalis**, Piracicaba, v. 71, p. 37-49, 2006.

SOUZA, R. S. O. Jurema-Preta (*Mimosa tenuiflora* [Willd.] Poir.): a review of its traditional use, phytochemistry and pharmacology. **Brazilian Archives of Biology and Technology**, Curitiba, v. 51, n. 5, p. 937-947, 2008.

SPRENGEL, C. Octandria. Monogynia. *Mimosa*. In: LINNAEUS, C. **Systema vegetabilium**. 16.ed. Gottingae: Sumtibus Librariae Dieterichianar, 1826. v. 3, p. 137.

- STACE, C. A. Cytology and cytogenetics as a fundamental taxonomic resource for the 20st and 21st centuries. **Taxon**, Netherlands, v. 49, p. 451-476, 2000.
- STEINER, J. J.; DELOS SANTOS, G. Adaptive ecology of *Lotus corniculatus* L. Genotypes: I. Plant morphology and RAPD marker characterizations. **Crop Science**, Madison, v. 41, p. 552-563, 2001.
- STEBBINS, G. L. **Chromosomal evolution in higher plant**. London: Addison – Wesley, 1971. 216 p.
- SULAIMAN, S. F.; CULHAM, A.; HARBORNE, J. B. Molecular phylogeny of Fabaceae based on *rbcL* sequence data: with special emphasis on the tribe Mimosae (Mimosoideae). **Asia Pacific Journal of Molecular Biology and Biotechnology**, Kuala Lumpur, v. 11, p. 9-35, 2003.
- SYBENGA, J. Forty years of cytogenetics in plant breeding: a personal view. In: LELLEW, T. (Ed.). **Current topics in plant cytogenetics related to plant improvement**. [S.I.] : Tullen, 1998. p. 22-32.
- TEDESCO, S. B.; SCHIFINO-WITTMANN, M. T.; DALL'AGNOL, M. Meiotic behaviour and pollen fertility in the seventeen Brazilian species of *Adesmia* DC. (Leguminosae). **Caryologia**, Firenze, v. 55, n. 4, p. 341-347, 2002.
- TORIYAMA, H.; JAFFE, M. J. Migration of calcium and its role in the regulation of seismonasty in the motor cell of *Mimosa pudica* L. **Plant Physiology**, Waterbury, v. 49, p. 72-81, 1972.
- TOURNEFORT, J. P. **Institutiones Rei Herbariæ**. Parisiis: Editio Altera; [S.I.] : Gallia longe Audictior, [1700-1703]. v. 4.
- TRAAS, J.; HÜLSKAMP, M.; GENDREAU, E.; HÖFTE, H. Endoreduplication and development: rule without dividing? **Current Opinion in Plant Biology**, London, v. 1, n. 6, p. 498-503, 1998.
- UEDA, M.; NAKAMURA, Y. Chemical basis of plant leaf movement. **Plant and Cell Physiology**, Kyoto, v. 48, p. 900-907, 2007.
- UEDA, M.; YAMAMURA, S. The Chemistry of Leaf-movement in *Mimosa pudica* L. **Tetrahedron**, Oxford, v. 55, p. 10937-10948, 1999.
- ULLOA, O.; ORTEGA, F.; CAMPOS, H. Analysis of genetic diversity in red clover (*Trifolium pratense* L.) breeding populations as revealed by RAPD genetic markers. **Genome**, Cidade de publicação, v. 46, p. 529-535, 2003.
- VERGAMINI, S. M.; RAMOS, A. J. K.; DUSO, L.; SBERSI, F.; MAFFAZZIOLI, T. F. Identificação de tipos polínicos não registrados nos estudos aeropalinológicos do Brasil. **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 36, n. 6, p. 1927-1930, 2006.

- VIEIRA, E. L. **Composição química e digestibilidade in situ de forrageiras e seletividade de bovinos em bosque de sabiá (*Mimosa caesalpinifolia* Benth.), nos períodos chuvoso e seco.** 2000. 56 f. Dissertação (Mestrado em Zootecnia)— Universidade Federal Rural de Pernambuco, Recife, 2000.
- VIEIRA E. L.; CARVALHO, F. F. R.; BATISTA, A. M. V.; FERREIRA, R. L. C.; SANTOS M. V. F.; LIRA, M. A.; SILVA, M. J.; SILVA, E. M. B. **Composição Química de Forrageiras e Seletividade de Bovinos em Bosque-de-Sabiá. Revista Brasileira de Zootecnia**, Viçosa, v. 34, n. 5, p. 1505-1511, 2005.
- WEED MANAGEMENT GUIDE: Global Invasive Species Database. Disponível em: <<http://www.issg.org/database/reference/index.asp>>. Acesso em: 10 out. 2010.
- WELSH, J.; MCCLLAND, M. Fingerprinting genomes using PCR with arbitrary primers. **Nucleic Acids Research**, Oxford, v. 18, p. 7213-7218, 1990.
- WILLDENOW, C. L. *Mimosa*. **Species plantarum**, Paris, v. 4, n. 1, p. 885-1093, 1805.
- WILLIAMS, J. G. K. et al. DNA polymorphisms amplified by arbitrary primers are useful as genetic markers. **Nucleic Acids Research**, Oxford, v. 18, p. 6531-6535, 1990.
- WIRF, L. A. The effect of manual defoliation and *Macaria pallidata* (Geometridae) herbivory on *Mimosa pigra*: Implications for biological control. **Biological Control**, Saint Paul, v. 37, p. 346-353, 2006.
- WITKUS, E. R.; BERGUER, C. A. Polyploid mitosis in the normal development of *Mimosa pudica*. **Bulletin of the Torrey Botanical Club**, New York, v. 74, n. 4, p. 179-182, 1947.
- WYATT, R.; BROYLES, S. B.; LIPOW, S. R. Pollen ovules ratios in milkweeds (Asclepiadaceae): an exception that probes the rule. **Systematic Botany**, Kent, v. 25, p. 171-180, 2000.
- YANAKA, F.; DALL'AGNOL, M.; SCHIFINO-WITTMANN, N. T.; DIAS, P. M. B.; GOMES, K. E. Variabilidade Genética em populações naturais de *Bromus auleticus* Trin. ex Nees (Poaceae) com base em isoenzimas e marcadores RAPD. **Revista Brasileira de Zootecnia**, Viçosa, v. 34, n. 6, p. 1897-1904, 2005.
- ZIMBACK, L. et al. Estrutura genética de populações de *Trichillia pallida* Swartz (Meliaceae) por marcadores RAPD. **Scientia Florestalis**, Piracicaba, n. 65, p. 114-119, 2004.

7. APÊNDICES

APÊNDICE 1. Número cromossômico e polissomatia em espécies de *Mimosa*.

| Espécies | Acessos | 2n * | Polissomatia* |
|-------------------------------------------------|---------------------|---------|-----------------|
| <i>M. acantholoba</i> var. <i>acantholoba</i> | Sarkinen, T.E. 2150 | 26 (25) | 0 |
| <i>M. acutistipula</i> var. <i>acutistipula</i> | Way, M.J.2438 | 52 (35) | 78 (7) |
| <i>M. adenocarpa</i> | Coradin, L. 8532 | 26 (36) | 52 (15) |
| <i>M. adenocarpa</i> | Simon, M.F. 728 | 26 (36) | 0 |
| <i>M. aff. Bathyrrhena</i> | Simon, M.F. 874 | 52 (34) | 0 |
| <i>M. affinis</i> | Martinez-Romero,E. | 26 (11) | 0 |
| <i>M. albida</i> var. <i>albida</i> | Way, M.J. 158 | 26 (10) | 0 |
| <i>M. albolanata</i> | Simon, M.F. 677 | 26 (26) | 52 (9) |
| <i>M. antrorsa</i> | Fagg, C.W. 1747 | 26 (12) | 0 |
| <i>M. apodocarpa</i> | Simon, M.F. 635 | 26 (17) | 52 (8); 104 (4) |
| <i>M. artemisiana</i> | Faria, S.M. 138 | 26 (13) | 52 (4) |
| <i>M. bahamensis</i> | Way, M.J. 100 | 26 (22) | 39 (4); 52 (4) |
| <i>M. benthamii</i> | James, E.K. 335 | 26 (30) | 0 |
| <i>M. berroi</i> | Dahmer, N. 11 | 52 (24) | 0 |
| <i>M. berroi</i> | Dahmer, N. 12 | 52 (65) | 0 |
| <i>M. berroi</i> | Dahmer, N. 13 | 52 (57) | 0 |
| <i>M. bimucronata</i> var. <i>bimucronata</i> | Simon, M.F. 301 | 26 (11) | 0 |
| <i>M. bimucronata</i> | Dahmer, N. 46 | 26 (16) | 0 |
| <i>M. bimucronata</i> | Dahmer, N. 48 | 26 (14) | 0 |
| <i>M. biuncifera</i> | Newman, M. 284 | 52 (48) | 104 (6) |
| <i>M. blanchetii</i> | Coradin, L. 6204 | 26 (30) | 0 |
| <i>M. borealis</i> | Simon, M.F. 873 | 26 (18) | 0 |

* Entre parênteses o número de células observadas

APÊNDICE 1. Continuação. Número cromossômico e polissomatia em espécies de *Mimosa*.

| Espécies | Acessos | 2n * | Polissomatia* |
|-----------------------------------------------|------------------------|---------|----------------|
| <i>M. caesalpiniiifolia</i> | Dahmer, N. 50 | 26 (11) | 0 |
| <i>M. caesalpiniiifolia</i> | Dahmer, N. 35 | 26 (10) | 0 |
| <i>M. caesalpiniiifolia</i> | Dahmer, N. 29 | 26 (15) | 0 |
| <i>M. caesalpiniiifolia</i> | Kamiski, P. | 26 (34) | 0 |
| <i>M. campicola</i> var. <i>planipes</i> | Simon, M.F. 692 | 26 (20) | 0 |
| <i>M. camporum</i> | Sanou, L. 315 | 26 (11) | 0 |
| <i>M. camporum</i> | Bako, B. 282 | 26 (18) | 0 |
| <i>M. camporum</i> | Faria, S.M. 729 | 26 (18) | 52 (4) |
| <i>M. candollei</i> | Simon, M.F. 644 | 52 (25) | 0 |
| <i>M. cisparanensis</i> | Simon, M.F. 568 | 52 (11) | 0 |
| <i>M. clausseii</i> | Simon, M.F. 303 | 26 (15) | 0 |
| <i>M. clausseii</i> | Simon, M.F. 308 | 26 (32) | 52 (6); 78 (5) |
| <i>M. cordistipula</i> | Simon, M.F. 693 | 26 (21) | 0 |
| <i>M. cryptothamnos</i> | Simon, M.F. 738 | 26 (32) | 52 (3) |
| <i>M. debilis</i> var. <i>debilis</i> | Simon, M.F. 778 | 26 (10) | 0 |
| <i>M. debilis</i> | Simon, M.F. 790 | 26 (35) | 52 (4) |
| <i>M. debilis</i> var. <i>vestita</i> | Simon, M.F. 783 | 26 (14) | 0 |
| <i>M. delicatula</i> | Sutherland J.M. 262 | 26 (20) | 52 (3) |
| <i>M. depauperata</i> | Simon, M.F. 801 | 26 (26) | 39 (1); 52 (2) |
| <i>M. diplotricha</i> var. <i>diplotricha</i> | Simon, M.F. 304 | 26 (54) | 52 (5) |
| <i>M. diplotricha</i> | Simon, M.F. 877 | 26 (15) | 52 (6) |

* Entre parênteses o número de células observadas

APÊNDICE 1. Continuação. Número cromossômico e polissomatia em espécies de *Mimosa*.

| Espécies | | 2n * | Polissomatia* |
|------------------------------------------------|------------------|---------|-------------------|
| <i>M. dominarum</i> | Simon, M.F. 776 | 26 (10) | 0 |
| <i>M. dutrae</i> | Dahmer, N. 05 | 52 (13) | 104 (3) |
| <i>M. dutrae</i> | Dahmer, N. 21 | 52 (19) | 104 (3) |
| <i>M. dutrae</i> | Dahmer, N. 25 | 52 (24) | 104 (4) |
| <i>M. dutrae</i> | Dahmer, N. 80 | 52 (18) | 104 (42) |
| <i>M. dutrae</i> | Dahmer, N. 81 | 52 (12) | 78 (16); 104 (20) |
| <i>M. dysocarpa</i> | Newman, M. 296 | 26 (24) | 39 (7); 52 (6) |
| <i>M. echinocaula</i> | Simon, M.F. 312 | 26 (64) | 52 (24) |
| <i>M. flocculosa</i> | CNPF/sn° | 26 (25) | 0 |
| <i>M. foliolosa</i> | Simon, M.F. 321 | 26 (33) | 52 (21) |
| <i>M. foliolosa</i> | Simon, M.F. 663 | 26 (22) | 52 (5); 104 (5) |
| <i>M. foliolosa</i> | Simon, M.F. 672 | 26 (31) | 0 |
| <i>M. goldmanii</i> | James, E. K. 326 | 52 (34) | 104 (31) |
| <i>M. gracilis</i> | Simon, M.F. 323 | 26 (12) | 0 |
| <i>M. hamata</i> | Simon, M.F. 876 | 26 (22) | 0 |
| <i>M. heringeri</i> | Proença, C.2138 | 26 (47) | 52 (17) |
| <i>M. hexandra</i> | Way, M.J. 2440 | 26 (18) | 0 |
| <i>M. hypoglauca</i> var. <i>hypoglauca</i> | Simon, M.F. 723 | 26 (10) | 0 |
| <i>M. honesta</i> | Simon, M.F. 720 | 26 (11) | 0 |
| <i>M. incana</i> | Dahmer, N. 01 | 52 (30) | 104 (2) |
| <i>M. incana</i> | Dahmer, N. 02 | 52 (16) | 104 (3) |
| <i>M. incana</i> | Dahmer, N. 17 | 52 (30) | 78 (1); 104 (3) |

* Entre parênteses o número de células observadas

APÊNDICE 1. Continuação. Número cromossômico e polissomatia em espécies de *Mimosa*.

| Espécies | | 2n * | Polissomatia* |
|-------------------------------------|----------------------|---------|------------------------------|
| <i>M. incana</i> | Dahmer, N. 18 | 52 (30) | 104 (4) |
| <i>M. incana</i> | Dahmer, N. 22 | 52 (15) | 78 (2); 104 (3) |
| <i>M. incana</i> | Dahmer, N. 26 | 52 (17) | 104 (5) |
| <i>M. incana</i> | Dahmer, N. 51 | 52 (13) | 78 (2); 104 (4) |
| <i>M. incana</i> | Dahmer, N. 53 | 52 (40) | 104 (3) |
| <i>M. incana</i> | Dahmer, N. 84 | 52 (17) | 78 (7); 104 (5) |
| <i>M. incana</i> | Dahmer, N. 86 | 52 (24) | 104 (3) |
| <i>M. invisá</i> var. <i>invisá</i> | Feltwell, J. 19 | 26 (21) | 0 |
| <i>M. lacerata</i> | Simon, M.F. 806 | 26 (10) | 52 (32); 78 (27); 104 (8) |
| <i>M. latispinosa</i> | Sutherland J.M. 206 | 26 (14) | 0 |
| <i>M. luisana</i> | Way, M.J. 09 | 26 (22) | 52 (10); 104 (2) |
| <i>M. melanocarpa</i> | Simon, M.F. 675 | 26 (14) | 0 |
| <i>M. misera</i> | Simon, M.F. 703 | 26 (13) | 0 |
| <i>M. monancistra</i> | Simon, M.F. 809 | 26 (45) | 52 (5) |
| <i>M. neptuniodes</i> | Wood, J.R.I. 22123 | 26 (45) | 0 |
| <i>M. niederleinii</i> | Dahmer, N. 23 | 52 (37) | 0 |
| <i>M. nuda</i> var <i>nuda</i> | Simon, M.F.793 | 52 (10) | 0 |
| <i>M. nuttallii</i> | Simon, M.F. 875 | 26 (18) | 0 |
| <i>M. nuttallii</i> | Allen, B.CBG. 05-100 | 26 (23) | 0 |
| <i>M. ophthalmocentra</i> | Way, M.J. 2434 | 26 (52) | 52 (11) |
| <i>M. orthocarpa</i> | Grether, R. 2907 | 26 (44) | 52 (10) |
| <i>M. orthocarpa</i> | Simon, M.F. 855 | 26 (78) | 52 (8) |

* Entre parênteses o número de células observadas

APÊNDICE 1. Continuação. Número cromossômico e polissomatia em espécies de *Mimosa*.

| Espécies | | 2n * | Polissomatia* |
|--------------------------------------------------|---------------------|---------|-------------------------------|
| <i>M. papposa</i> var. <i>papposa</i> | Proença, C 3431 | 26 (35) | 52 (34); 78 (23); 104 (12) |
| <i>M. pigra</i> var. <i>dehiscens</i> | Dahmer, N. 28 | 52 (15) | 0 |
| <i>M. pigra</i> var. <i>dehiscens</i> | Dahmer, N. 32 | 52 (27) | 0 |
| <i>M. pigra</i> var. <i>dehiscens</i> | Sarkinen, T.E. 2059 | 26 (11) | 0 |
| <i>M. pigra</i> var. <i>dehiscens</i> . | Simon, M.F. s.n. | 26 (75) | 52 (10) |
| <i>M. pigra</i> var. <i>dehiscens</i> | Simon, M.F. 799 | 52 (21) | 0 |
| <i>M. pilulifera</i> var. <i>pilulifera</i> | Dahmer, N. 83 | 52 (10) | 0 |
| <i>M. pilulifera</i> var. <i>pseudoincana</i> | Dahmer, N. 70 | 52 (50) | 0 |
| <i>M. pilulifera</i> var. <i>pseudoincana</i> | Simon, M.F. 878 | 52 (31) | 0 |
| <i>M. polyantha</i> | Simon, M.F. 827 | 26 (22) | 52 (6) |
| <i>M. polyantha</i> | Way, M.J. 021 | 26 (19) | 0 |
| <i>M. polycarpa</i> var. <i>subandina</i> | Sarkinen, T.E. 2061 | 26 (15) | 52 (2) |
| <i>M. polydactyla</i> | Tomas, S.M. 30/3 | 26 (23) | 0 |
| <i>M. polydactyla</i> | Coradin, L. 8682 | 26 (28) | 52 (4) |
| <i>M. polydidyma</i> | Simon, M.F. 719 | 26 (46) | 52 (7) |
| <i>M. pteridifolia</i> | Simon, M.F. 311 | 26 (41) | 52 (4) |
| <i>M. pudica</i> | MSB 19956 | 52 (23) | 78 (5); 104 (4) |
| <i>M. pudica</i> var. <i>hispida</i> | Simon, M.F. 893 | 52 (10) | 104 (2) |
| <i>M. pudica</i> | Beer, L. 394 | 52 (10) | 0 |
| <i>M. pycnocomma</i> | Simon, M.F. 868 | 52 (20) | 0 |

* Entre parênteses o número de células observadas

APÊNDICE 1. Continuação. Número cromossômico e polissomatia em espécies de *Mimosa*.

| Espécies | | 2n * | Polissomatia* |
|------------------------------------------------|---------------------|---------|-----------------|
| <i>M. quadrivalvis</i> | Simon M. F. 644 | 52 (10) | 0 |
| <i>M. radula</i> | Simon, M.F. 296 | 26 (42) | 52 (11) |
| <i>M. revoluta</i> | Sarkinen, T.E. 2074 | 26 (12) | 52 (4) |
| <i>M. robusta</i> | Simon, M.F. 863 | 52 (41) | 0 |
| <i>M. rubicaulis</i> ssp. <i>himalayana</i> | Thomas, S.M. 24/1 | 26 (36) | 0 |
| <i>M. scabrella</i> | Dahmer, N. 14 | 52 (32) | 0 |
| <i>M. scabrella</i> | Lima, H.C. 4055 | 52 (28) | 0 |
| <i>M. schomburgkii</i> | Hellin, J.J. 15 | 26 (20) | 0 |
| <i>M. sensitiva</i> var. <i>sensitiva</i> | Conceição, S.F. 284 | 26 (10) | 0 |
| <i>M. sericantha</i> | Simon, M.F. 410 | 26 (40) | 52 (7) |
| <i>M. setistipula</i> | Biondo, E. 503 | 26 (32) | 0 |
| <i>M. setistipula</i> | Biondo, E. 504 | 26 (12) | 0 |
| <i>M. setosa</i> var. <i>paludosa</i> | Simon, M.F. 306 | 26 (25) | 0 |
| <i>M. setosa</i> var. <i>paludosa</i> | Simon, M.F. 666 | 52 (16) | 78 (3); 104 (2) |
| <i>M. setosa</i> var. <i>paludosa</i> | Dahmer, N. 27 | 52 (21) | 0 |
| <i>M. setosa</i> var. <i>paludosa</i> | Dahmer, N. 49 | 52 (25) | 0 |
| <i>M. setosa</i> var. <i>urbica</i> | Simon, M.F. 730 | 26 (31) | 52 (6) |
| <i>M. setosissima</i> | Simon, M.F. 290 | 26 (10) | 52 (4) |
| <i>M. similis</i> | James, E.K. 229 | 26 (56) | 0 |
| <i>M. similis</i> | Simon, M.F. 807 | 26 (35) | 0 |
| <i>M. skinneri</i> var. <i>skinneri</i> | James, E.K. 244 | 52 (21) | 0 |

* Entre parênteses o número de células observadas

APÊNDICE 1. Continuação. Número cromossômico e polissomatia em espécies de *Mimosa*.

| Espécies | | 2n * | Polissomatia* |
|---------------------------------------------|-------------------------|---------|---------------|
| <i>M. somnians</i> | Grether, R. 2901 | 52 (11) | 104 (27) |
| <i>M. somnians</i> | | 26 (11) | 52 (8) |
| <i>M. somnians</i> | Way, M.J. 2476 | 52 (32) | 104 (5) |
| <i>M. somnians</i> var. <i>viscida</i> | Simon, M.F. 863 | 26 (21) | 52 (17) |
| <i>M. sparsiformis</i> | Dahmer, N. 15 | 39 (43) | 0 |
| <i>M. sparsiformis</i> | Dahmer, N. 52 | 39 (57) | 0 |
| <i>M. splendida</i> | Simon, M.F. 316 | 26 (10) | 52 (4) |
| <i>M. tenuiflora</i> | Camargo Ricalde, S.L.98 | 26 (14) | 0 |
| <i>M. tenuiflora</i> | Way, M.J. 2441 | 26 (10) | 0 |
| <i>M. ulei</i> var. <i>ulei</i> | Simon, M.F. 758 | 26 (42) | 0 |
| <i>M. uraguensis</i> | Simon, M.F.862 | 26 (25) | 0 |
| <i>M. ursina</i> | Simon, M.F. 704 | 26 (28) | 0 |
| <i>M. velloziana</i> var. <i>velloziana</i> | Dahmer, N. 45 | 52 (19) | 0 |
| <i>M. velloziana</i> var. <i>velloziana</i> | Simon, M.F. 302 | 52 (28) | 0 |
| <i>M. velloziana</i> var. <i>velloziana</i> | Simon, M.F. 665 | 52 (72) | 0 |
| <i>M. verrucosa</i> | Conceição, A.A. 1522 | 26 (27) | 0 |
| <i>M. virgula</i> | Simon, M.F. 294 | 26 (51) | 0 |
| <i>Mimosa</i> sp. | Grings, M. 928 | 52 (85) | 0 |
| <i>Mimosa</i> sp. | Grings, M. 980 | 26 (26) | 0 |
| <i>Mimosa</i> sp. | Grings, M. 352 | 26 (55) | 0 |

* Entre parênteses o número de células observadas

APÊNDICE 2. Número cromossômico e ocorrência de polissomatia em *M. scabrella*

| População | Individuo | 2n* | Polissomatia* |
|-----------|-----------|---------|------------------|
| 54 | 1 | 52 (21) | 0 |
| | 3 | 52 (10) | 0 |
| | 4 | 52 (11) | 0 |
| 55 | 1 | 52 (7) | 0 |
| | 4 | 52 (13) | 0 |
| | 9 | 52 (18) | 0 |
| 56 | 2 | 52 (11) | 0 |
| | 3 | 52 (10) | 0 |
| | 8 | 52 (19) | 0 |
| 57 | 7 | 52 (16) | 0 |
| | 8 | 52 (13) | 0 |
| | 12 | 52 (31) | 0 |
| 58 | 3 | 52 (15) | 0 |
| | 4 | 52 (17) | 0 |
| | 6 | 52 (12) | 0 |
| 59 | 2 | 52 (14) | 104 (5) |
| | 5 | 52 (22) | 78 (2); 104 (11) |
| | 7 | 52 (17) | 78 (6); 104 (4) |
| 60 | 3 | 52 (16) | 0 |
| | 4 | 52 (25) | 0 |
| | 6 | 52 (13) | 0 |

* Entre parênteses o número de células analisadas

APÊNDICE 2. Continuação. Número cromossômico e ocorrência de polissomatia em *M. scabrella*

| População | Indivíduo | 2n* | Polissomatia* |
|-----------|-----------|---------|---------------|
| 61 | 1 | 52 (23) | 0 |
| | 2 | 52 (11) | 0 |
| 62 | 3 | 52 (12) | 0 |
| | 5 | 52 (31) | 0 |
| | 7 | 52 (10) | 0 |
| 63 | 2 | 52 (12) | 0 |
| | 5 | 52 (14) | 0 |
| | 6 | 52 (10) | 0 |
| 64 | 3 | 52 (16) | 0 |
| | 4 | 52 (10) | 0 |
| | 9 | 52 (15) | 0 |
| 65 | 1 | 52 (13) | 104 (4) |
| | 2 | 52 (11) | 104 (3) |
| | 4 | 52 (16) | 104 (9) |
| 66 | 1 | 52 (12) | 0 |
| | 3 | 52 (10) | 0 |
| | 4 | 52 (11) | 0 |
| 67 | 1 | 52 (22) | 0 |
| | 2 | 52 (16) | 0 |
| | 7 | 52 (19) | 0 |
| 68 | 1 | 52 (25) | 0 |

* Entre parênteses o número de células analisadas

APÊNDICE 2. Continuação. Número cromossômico e ocorrência de polissomatia em *M. scabrella*

| População | Indivíduo | 2n* | Polissomatia* |
|-----------|-----------|---------|------------------|
| 68 | 2 | 52 (17) | 0 |
| | 3 | 52 (22) | 0 |
| 69 | 1 | 52 (11) | 0 |
| 71 | 5 | 52 (21) | 0 |
| | 7 | 52 (18) | 0 |
| | 8 | 52 (10) | 0 |
| 72 | 1 | 52 (13) | 104 (7) |
| | 3 | 52 (18) | 78 (7); 104 (11) |
| | 4 | 52 (14) | 78 (9); 104 (6) |
| 73 | 1 | 52 (11) | 0 |
| | 2 | 52 (17) | 0 |
| | 3 | 52 (16) | 0 |
| 74 | 1 | 52 (23) | 0 |
| | 3 | 52 (11) | 0 |
| | 4 | 52 (10) | 0 |
| 75 | 1 | 52 (20) | 0 |
| | 4 | 52 (10) | 0 |
| | 9 | 52 (9) | 0 |
| 76 | 1 | 52 (21) | 0 |
| | 2 | 52 (13) | 0 |
| | 3 | 52 (7) | 0 |

* Entre parênteses o número de células analisadas

APÊNDICE 2. Continuação. Número cromossômico e ocorrência de polissomatia em *M. scabrella*

| População | Indivíduo | 2n* | Polissomatia* |
|-----------|-----------|---------|------------------|
| 76 | 1 | 52 (21) | 0 |
| | 2 | 52 (13) | 0 |
| | 3 | 52 (7) | 0 |
| 77 | 1 | 52 (25) | 0 |
| | 6 | 52 (14) | 0 |
| | 8 | 52 (18) | 0 |
| 78 | 1 | 52 (10) | 104 (12) |
| | 2 | 52 (10) | 104 (9) |
| 79 | 1 | 52 (18) | 78 (4); 104 (10) |

* Entre parênteses o número de células analisadas

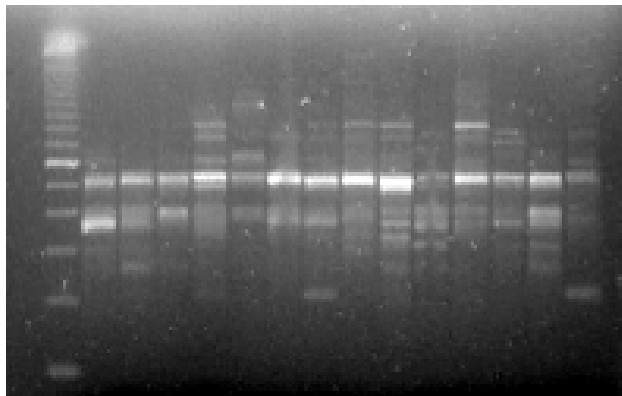
APÊNDICE 3. Número de células analisadas com e sem pré-tratamento PDB

| Espécie | Sem PDB | | Com PDB | |
|-----------------------------|---------|---------------|---------|------------------|
| | 2n | Polissomatia | 2n | Polissomatia |
| <i>M. apodocarpa</i> , 635 | 26 (42) | 52 (7) | 26 (17) | 52 (8); 104 (4) |
| <i>M. diplotricha</i> , 304 | 26 (29) | 52 (11) | 26 (54) | 52 (7) |
| <i>M. echinocaula</i> , 312 | 26 (41) | 52 (3) | 26 (64) | 52 (27) |
| <i>M. foliolosa</i> . 321 | 26 (14) | 52 (7); 78(1) | 26 (33) | 52 (41) |
| <i>M. heringeri</i> , 2138 | 26 (24) | 52 (7) | 26 (47) | 52 (27) |
| <i>M. orthocarpa</i> , 2907 | 26 (14) | 52 (1) | 26 (44) | 52 (18) |
| <i>M. orthocarpa</i> , 855 | 26 (39) | 52 (23) | 26 (78) | 52 (9) |
| <i>M. polyantha</i> , 827 | 26 (17) | 52 (3) | 26 (22) | 52 (21) |
| <i>M. scabrella</i> , 4055 | 52 (27) | 78 (4) | 52 (28) | 78 (18); 104 (2) |
| <i>M. setosissima</i> , 290 | 26 (37) | 52 (12) | 26 (10) | 52 (28) |

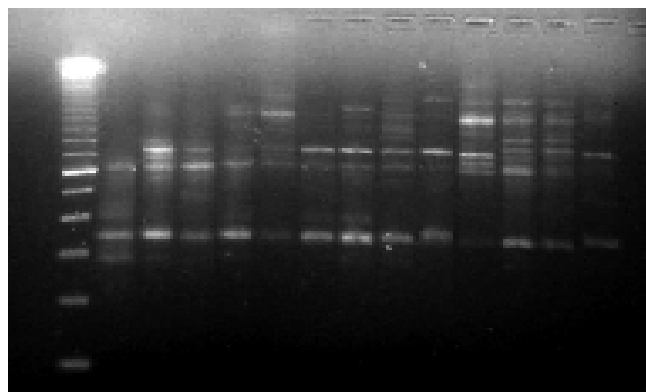
APÊNDICE 4. Primer RAPD utilizados na análise, sua seqüência, número de bandas obtidas por primer, variação do tamanho das bandas.

| Nome do <i>Primer</i> | Seqüência (5' - 3') | Número total de bandas | | Tamanho (pb) min – max |
|-----------------------|------------------------|---------------------------|----------|---------------------------|
| | | Polim. | Monom. | |
| RAPD-1 | GGTGGGGGAA | 6 | 2 | 320 – 1600 |
| RAPD-2 | GTAGACCCGT | 12 | 0 | 180 – 1100 |
| RAPD-3 | TCGGCGATAG | 11 | 0 | 210 – 1500 |
| OPA-02 | TGCCGAGCTG | 17 | 1 | 350 – 1500 |
| OPA-03 | AGTCAGCCAC | 18 | 0 | 280 – 1500 |
| OPA-04 | AATCGGGCTG | 13 | 0 | 300 – 1500 |
| OPA-07 | GAAACGGGTG | 14 | 0 | 280 – 1600 |
| OPA-08 | GTGACGTAGG | 14 | 0 | 200 – 1500 |
| OPA-09 | GGGTAACGCC | 12 | 0 | 200 – 1300 |
| OPA-10 | GTGATCGCAG | 09 | 1 | 340 – 1000 |
| OPA-11 | ACGCGTCTGG | 12 | 0 | 200 – 910 |
| OPA-12 | GGGTAACGCC | 10 | 0 | 280 – 1300 |
| OPA-13 | AGTCAGCCAC | 13 | 0 | 280 – 1200 |
| OPN-02 | ACCAGGGGCA | 09 | 0 | 350 – 1500 |
| OPN-03 | GGTACTCCCC | 12 | 0 | 220 – 900 |
| OPN-04 | GACCGACCCA | 11 | 0 | 210 – 1100 |
| OPN-05 | ACTGAACGCC | 09 | 0 | 350 – 1500 |
| OPN-06 | GAGACGCACA | 10 | 1 | 210 – 1100 |
| OPN-08 | ACCTCAGCTC | 16 | 0 | 170 – 1400 |
| OPN-09 | TGCCGGCTTG | 11 | 0 | 280 – 1200 |
| OPN-10 | ACAACGGGG | 16 | 0 | 100 – 1300 |
| OPB-14 | TCCGCTCTGG | 10 | 0 | 380 – 1500 |
| TOTAL | 22 | 272 | 5 | 100 – 1600 |

APÊNDICE 5. Padrões de bandas obtidos para as 14 populações de *M. scabrella*, em gel de agarose 1,8%. A esquerda padrão de fragmentos conhecido (PM=100pb).

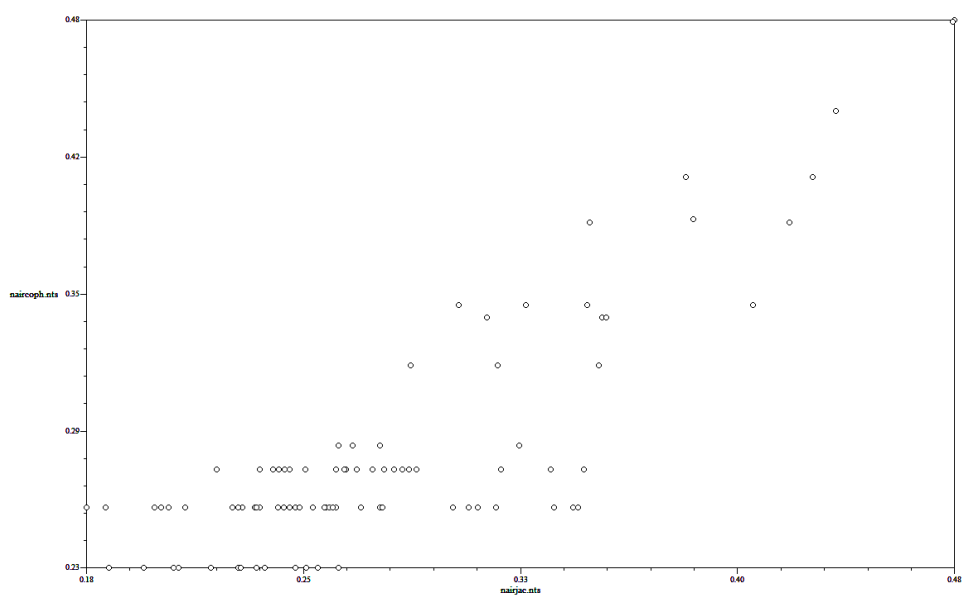


Primer OPN-04



Primer OPB-14

APÊNDICE 6. Matriz de correlação $r=0.84269$ (=Normalized Mantel Statistic Z)



8. VITA

Nair Dahmer, filha de Fredolino Dahmer e Otelina Schmitt Dahmer nasceu em 26 de setembro de 1975. Estudou da primeira a quinta série na Escola Estadual de 1º Grau Incompleto Monteiro Lobato e da sexta ao primeiro ano do 2º Grau na Escola Estadual de 1º e 2º graus República Argentina, ambas de Porto Lucena. Em 1994 concluiu o 2º Grau no Colégio Getúlio Vargas de Três de Maio.

Em 1998 ingressou na Faculdade de Ciências Biológicas da Universidade de Santa Maria. Trancou o curso por dois anos, iniciando em 2000 e graduando-se em 2003. Em março de 2005 iniciou o Mestrado no curso de Pós Graduação em Zootecnia, Área de Concentração Plantas Forrageiras no Programa de Pós-Graduação da Faculdade de Agronomia da Universidade Federal do Rio Grande do Sul. Em março de 2007 iniciou o Curso de Doutorado no mesmo Programa de Pós-Graduação e instituição.