

**UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA “JULIO DE MESQUITA FILHO”  
FACULDADE DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS E VETERINÁRIAS  
CÂMPUS DE JABOTICABAL**

**CARACTERIZAÇÃO MORFOLÓGICA E CITOGENÉTICA DE  
SEMENTES E PLÂNTULAS DE ALGUMAS ESPÉCIES DE PLANTAS  
TÓXICAS**

**DÉBORA APARECIDA VERDE DE ANDRADE**

**Jaboticabal – SP  
Maio/2007**

**UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA “JULIO DE MESQUITA FILHO”  
FACULDADE DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS E VETERINÁRIAS  
CÂMPUS DE JABOTICABAL**

**CARACTERIZAÇÃO MORFOLÓGICA E CITOGENÉTICA DE  
SEMENTES E PLÂNTULAS DE ALGUMAS ESPÉCIES DE PLANTAS  
TÓXICAS**

**Débora Aparecida Verde de Andrade**  
**Orientadora: Profa. Dra. Fabíola Vitti Môro**

Dissertação de Mestrado apresentada à Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias – Unesp, Câmpus de Jaboticabal, como parte das exigências para a obtenção do título de Mestre em Agronomia – Área de concentração em Genética e Melhoramento de Plantas.

**Jaboticabal – SP**  
**Maio/2007**

## **DADOS CURRICULARES DO AUTOR**

**DEBORA APARECIDA VERDE DE ANDRADE-** nascida em 6 de novembro de 1969 na cidade de São Paulo (SP), Brasil. Graduiu-se em Biologia pelo Centro Universitário Barão de Mauá – Ribeirão Preto, em novembro de 1992. Ocupa o cargo de Professora Efetiva do Estado de São Paulo, desde 2001.

Dedico :

Em primeiro lugar a DEUS , pois sem ele não estaria aqui;

Em segundo lugar aos meus pais ALCEU e APARECIDA que me deram a vida;

Em terceiro lugar ao meu amado marido RICARDO, razão do meu viver, que nos momentos difíceis estava sempre presente, dando-me amor, carinho e segurança;

E em ultima e talvez uma das pessoas mais importantes na minha vida, minha filha MARIA CLARA que durante toda a gravidez me acompanhou nas aulas.

## **AGRADECIMENTOS**

**À Profa. Dra. Fabíola Vitti Moro, pela amizade, atenção e orientação recebida.**

**Ao Prof. Dr. José Roberto Moro pela colaboração, e empréstimo dos materiais.**

**À Flavia Aparecida Ortolani, amiga que muito me ajudou e me ensinou nesta caminhada, e que talvez sem ela esse trabalho não seria possível.**

**MUITO OBRIGADA!!!!!!!**

## SUMÁRIO

Página

|                                 |    |
|---------------------------------|----|
| RESUMO.....                     | v  |
| ABSTRACT.....                   | vi |
| INTRODUÇÃO.....                 | 1  |
| REVISÃO DA LITERATURA.....      | 3  |
| MATERIAL E MÉTODO.....          | 11 |
| RESULTADOS.....                 | 12 |
| DISCUSSÃO.....                  | 31 |
| CONCLUSÃO.....                  | 33 |
| REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS..... | 34 |

## CARACTERIZAÇÃO MORFOLÓGICA E CITOGENÉTICA DE SEMENTES E PLÂNTULAS DE ALGUMAS ESPÉCIES DE PLANTAS TÓXICAS.

**RESUMO:** Este trabalho teve como objetivo caracterizar morfológica e citogeneticamente as espécies de plantas tóxicas: *Crotalaria lanceolata* E. Mey., *Ricinus communis* L., *Cassia occidentalis* L., *Canavalia ensiformis* D.C. e *Amaranthus spinosus* L.. Para a morfologia utilizou-se sementes e plântulas que foram esquematizadas com auxílio de estereomicroscópio equipado com câmara clara. Para a citogenética utilizou-se pontas de raízes, hidroxiquinoleína e coloração Giemsa. *Crotalaria lanceolata* E. Mey. apresenta sementes com variados tons de castanhos. A germinação é epígea e fanerocotiledonar. O embrião é cotiledonar e o endosperma mucilaginoso. Apresenta número cromossômico  $2n = 16$  cromossomos, com comprimento médio geral de  $3,340\mu\text{m} \pm 0,689$ . *Ricinus communis* L. possui sementes com testa mesclada em tons castanhos, com carúncula visível localizada na parte inferior da semente, germinação epígea e fanerocotiledonar. O embrião é cotiledonar e o endosperma oleaginoso. O número cromossômico  $2n = 10$  cromossomos, com comprimento cromossômico médio de  $1,123\mu\text{m} \pm 0,327$ . *Cassia occidentalis* apresenta sementes com tons marrom-escuro, embrião cotiledonar e endosperma mucilaginoso. A germinação é epígea e fanerocotiledonar. Possui  $2n = 26$  cromossomos com comprimento cromossômico médio é de  $1,672\mu\text{m} \pm 0,400$ . *Canavalia ensiformis* D.C. apresenta sementes com uma coloração branca e lignificada, embrião cotiledonar e endosperma mucilaginoso. A germinação é do tipo epígea e fanerocotiledonar. Apresenta número cromossômico  $2n = 22$  cromossomos com comprimento médio de  $1,388\mu\text{m} \pm 0,249$ . *Amaranthus spinosus* possui sementes com testa clara e brilhante, embrião cotiledonar e endosperma farináceo. O número cromossômico é  $2n = 32$  cromossomos sendo o comprimento cromossômico médio geral de  $1,311\mu\text{m} \pm 0,150$ .

Palavras-chaves: cromossomos, citogenética, morfologia, plantas tóxicas

## MORPHOLOGICAL AND CITOGENETIC CHARACTERIZATION OF SEEDS AND SEEDLINGS OF SOMEONE SPECIES OF TOXIC PLANTS

**ABSTRACT:** This work had as objective to characterize morphologic and citogenetics some species of toxic plants: *Crotalaria lanceolata* E. Mey., *Ricinus communis* L., *Cassia occidentalis* L., *Canavalia ensiformis* D. C. and *Amaranthus spinosus* L.. For the morphological studies were used seeds and seedlings that were schematized with of stereomicroscoppe equipped with camera lucida. The cytogenetic already used points of rootses, Hidroxiquinoleina and Giemsa coloration. *Crotalaria lanceolata* E. Mey. present seeds with varied tones of chestnut . Its germination is phanerocotyledonar and epigeous. The seeds are kidney shaped and the embryo is cotyledonary with a mucilaginous endospermic. They present chromosome number  $2n = 16$  chromosomes, with general medium length of  $3,340\text{mm} \pm 0,689$ . *Ricinus communis* L. presents seeds with forehead several mixed many tones chestnut, wich visible caruncula located in the inferior part of the seed, germination is phanerocotyledonar and epigeous. The seeds are kidney shaped and the embryo is cotyledonary and an oleaginous endospermic. Its chromosome number is  $2n = 10$  chromosomes, with length medium chromossomic of  $1,123\text{mm} \pm 0,327$ . *Cassia occidentalis* presents seed with tones brown-darkness whose interior presents an embryo is cotyledonary and a mucilaginous endospermic. Its germination is phanerocotyledonar and epigeous. The evaluation cytogenetic shows us  $2n = 26$  chromosomes with length medium chromossomic are of  $1,672\text{mm} \pm 0,400$ . *Canavalia ensiformis* D.C presents seeds with a white coloration and lignification. In its interior it is located an embryo cotyledonary and an endospermic mucilaginous. Its germination is phanerocotyledonar and epigeous. They present number chromossomic is  $2n = 22$  chromosomes with mean length of  $1,388\text{mm} \pm 0,249$ . *Amaranthus spinosus* possesses seeds with clear and brilliant forehead. In its interior meets an embryo cotyledonary and an endospermic farinaceous. The evaluation cytogenetic shows us  $2n = 32$  chromosomes being the length general medium chromossomic of  $1,311 \text{ mm} \pm 0,150$ .

**Keywords:** chromosomes, citogenetic, morphology, toxic plants.

## INTRODUÇÃO

A família Fabaceae é uma das maiores representantes do grupo das dicotiledôneas. Compreende três subfamílias: Papilionoideae, Mimosoideae e Caesalpinioideae (BIONDO *et al.* 2005), espalhadas nas regiões tropicais e subtropicais do território brasileiro. São plantas de hábito muito variado, desde grandes árvores a ervas anuais ou perenes, vivendo nos mais variados ambientes. Apresentam folhas de disposição alterna, compostas paripenadas ou imparipenadas podendo modificar-se em gavinhas (JOLY, 2002).

A subfamília Caesalpinioideae apresenta 2.800 espécies e cerca de 154 gêneros (LEWIS 1987, LEWIS & POLHILL 1998). Este grupo pantropical ocorre nos mais variados habitats, com grande variabilidade de estruturas reprodutivas e vegetativas. A maioria dos gêneros encontra-se nos trópicos, na África, América e sudeste da Ásia, sendo bem representados no Brasil (RIBEIRO *et al.* 1999), onde são encontrados 14 gêneros e cerca de 56 espécies nativas (BORTOLUZZI 2004). Alguns gêneros têm seus centros de diversidade e radiação no Brasil, como por exemplo, *Chamaecrista* Moench (CONCEIÇÃO *et al.* 2001). Segundo Polhill (1981) e Burkart (1987) Caesalpinioideae é considerada a subfamília mais primitiva e a menos entendida até o momento (HERENDEEN 2000). Lewis & Polhill (1998) dividiram-na em quatro tribos: Caesalpinieae, Cassieae, Cercideae e Detarieae, sendo que as duas primeiras são consideradas grupos não naturais.

Os táxons desta subfamília estão amplamente distribuídos em diversas formações vegetais ocorrentes na região Sul do Brasil como floresta estacional semidecidual, floresta estacional decidual, floresta ombrófila densa, floresta ombrófila mista, restingas, cerrado e campos sulinos. Apresentam hábitos variados, desde árvores com mais de 35 m de altura, como por exemplo, *Apuleia leiocarpa* (Vogel) J.F.Macbr. e *Schizolobium parahyba* (Vell.) S.F. Blake até subarbustos ou ervas, como *Chamaecrista rotundifolia* (Pers.) Greene, *C. repens* (Vogel) H.S.Irwin & Barneby e *Senna pilifera* (Vogel) H.S. Irwin & Barneby entre outras (BORTOLUZZI 2004). Possuem flores zigomorfas, diclamídeas, hermafroditas, pentâmeras, com cálice gamossépalo, corola dialipétala e estames variando em número de 10 até um só. As folhas são compostas e os frutos são na forma de legume, apresentando desde uma

semente até várias sementes (JOLY, 2002). No Brasil é a subfamília melhor representada. *Cassia* é o gênero com maior número de espécies (fedegoso, cigarreira, mata-pasto, sene, chuva-de-ouro), que tem em comum suas flores amarelas. Outros gêneros freqüentes são pau-brasil, sibipiruna, pau-ferro, falso-flamboyant ou chaguinha *Dimorphandra* (cinzeiro), *Bauhinia* (unhas-de-vaca), *Copaifera* (copaíba dos cerrado e matas) *Hymenaea* (jataí, jutaí ou jatobá).

A subfamília Papilionoideae compreende aproximadamente 600 espécies que ocupam regiões de savana e cerrado (POLHILL 1982; CUCO *et al.*, 2003) sendo a maior entre as leguminosas. Apresentam folhas trifolioladas, flores zigomorfas, pentâmeras, diclamídeas, hermafroditas, gamossépalas, dialipétalas, estames livres em número de 10 ou 9 soldados e 1 livre. Os frutos em geral são do tipo legume deiscente e raramente indeiscente. Destacam-se *Melilotus* e *Medicago* (alfafa) planta dita forrageiras. Já os gêneros *Crotalaria*, *Glycine* e *Dolicho* são utilizados na recuperação de solos empobrecidos (JOLY, 2002).

A família Euphorbiaceae é uma das maiores famílias dentro das dicotiledôneas, com cerca de 290 gêneros e aproximadamente 7.500 espécies, distribuídas em todo o mundo, principalmente nas regiões tropicais. Os maiores centros de dispersão encontram-se nas Américas e na África. A família está muito bem representada na flora brasileira. São plantas de hábito bastante variado existindo ervas, subarbustos, árvores e também trepadeiras, com folhas alternas inteiras ou partidas, em geral de sexos separados, monoclamídeas, ocorrendo também diclamídeas, em plantas monóicas, reunidas em inflorescências muito variadas, em geral do tipo cacho. Às vezes flores femininas acima (JOLY, 2002).

A família Amaranthaceae possui aproximadamente 60 gêneros, de distribuição em todo o mundo, predominando entretanto nas zonas tropicais e subtropicais. Compreende representantes predominantemente herbáceos, com folhas inteiras, de disposição espiralada ou opostas cruzadas. Flores pequenas não vistosas, em geral secas, reunidas em inflorescências capituliformes ou em espiga ou cacho, monoclamídeas, geralmente hermafroditas, de simetria radial. Tepálas em geral secas, em número de 4 ou 5, livres ou soldadas. Estames em número igual ao das tépalas ou menor, livres ou com filetes soldados em um tudo coroliforme. Ovário súpero, unicarpelar e unilocular com um único óvulo. Fruto em geral seco (JOLY, 2002).

A caracterização morfológica das sementes e plântulas de espécies tóxicas permite que se faça uma identificação precoce da presença dessas plantas em pastagens e a sua conseqüente eliminação, constituindo uma medida preventiva contra a intoxicação dos animais. As características morfológicas das sementes não variam muito com as modificações ambientais e podem ser usadas tão seguramente quanto às de uma planta inteira, para se chegar até a identificação da espécie (EUA, 1953; MARTIN & BARKLEY, 1961; MUSIL, 1963).

O início do desenvolvimento de uma planta é de suma importância, pois é um período crítico para o ciclo de vida de diversas espécies vegetais. Qualquer falha na capacidade adaptativa da planta no estágio de plântula pode acarretar na extinção total da espécie (SOUZA & OLIVEIRA, 2004). A caracterização morfológica facilita também a compreensão e o entendimento do ciclo de vida e crescimento das espécies (MOURÃO *et al.*, 2002). Além disso, os aspectos morfológicos podem atuar como ferramenta de auxílio na interpretação de testes de germinação em laboratório, além de ampliar o conhecimento sobre a produção de mudas, auxiliar a identificação de espécies no campo, bem como facilitar o reconhecimento de estágios iniciais de crescimento em trabalhos de regeneração natural (BOTELHO *et al.*, 2000).

Já a Citogenética atua como instrumento auxiliar na identificação taxonômica, pois permite esclarecer, em muitos casos, os fundamentos citológicos e genéticos da variabilidade e sua evolução (MARTINEZ, 1976). O estudo cariológico apresenta capacidade de reunir espécies com grau de parentesco, em um número menor de táxons, portanto, uma análise diversificada ao nível infra-específico (nível que reúne todos os indivíduos capazes de reformular as bases genômicas comum ao grupo), permite a avaliação do grau de parentesco pela similaridade entre os indivíduos, análise de híbridos e variabilidade dentro de uma espécie ou táxon (GUERRA, 1988).

## REVISÃO DA LITERATURA

Denomina-se planta tóxica todos os vegetais que, introduzido no organismo dos homens ou de animais domésticos, em condições naturais, é capaz de causar danos que se refletem na saúde e vitalidade desses seres. Elas ocasionam um desequilíbrio que se traduz no paciente como sintomas de intoxicação (HARAGUCHI, 2003).

Segundo Afonso e Pott (2000), planta tóxica não é só a que mata, mas também a que provoca perturbações diretas ou indiretas na saúde do gado, às vezes pouco percebidas, como o aborto. Consideram-se tóxicas as plantas que, ingeridas em condições de pastagem, causam danos. A maioria, não é palatável aos bovinos. Porém, a fome, causada por seca ou cheia, superlotação, queimada, mudança de pastagens, viagem e deficiências minerais, levam o animal a ingeri-las.

Gorniak *et al.* (1987) afirmaram ser possível encontrar o princípio tóxico de uma planta consumida por bovinos, no leite consumido pelo homem. Algumas plantas são ricas em alcalóides pirrolizidínicos, podendo provocar efeitos tóxicos e carcinogênicos no fígado do homem (ALLEN *et al.*, 1975).

Segundo Paulino *et al.* (2002), as pastagens representam uma fonte de alimento de menor custo, eficiente energeticamente e de acordo com a demanda da sociedade, que exige que a qualidade e o modo de produção da carne e do leite atendam às exigências de preservação dos recursos ambientais e de sustentabilidade dos sistemas de produção. Estima-se que 80% dos quase 60 milhões de hectares das áreas de pastagens na região de cerrados apresentam algum estágio de degradação (MACEDO *et al.*, 2000). Um dos problemas resultantes da degradação pelo manejo inadequado das pastagens é a infestação por plantas daninhas, que, devido à sua capacidade de interferência, reduzem a produtividade das forrageiras. Ao competir pelos fatores de crescimento, as plantas daninhas promovem queda da capacidade de suporte da pastagem, aumentam o tempo de formação e de recuperação do pasto, podendo causar ferimentos e/ou intoxicação aos animais e comprometendo a estética da propriedade (ROSA, 2001; SILVA *et al.*, 2002; PEREIRA & SILVA, 2000).

Para Boswell (1962), as invasoras são comumente as que produzem maior quantidade de sementes, em relação às plantas que com tanto afinco são cultivadas. Cita ainda que algumas espécies sobrevivem enterradas no solo seco ou úmido por dez a 20 anos e algumas mais de 70, esperando condições favoráveis para iniciar a germinação.

As principais práticas recomendadas de controle de plantas daninhas em pastagens são: mecânicas (corte, anelamento do caule, desenraizamento, queima etc.), químicos (herbicidas) e biológicos, sob orientação técnica. Roçar é paliativo e, com a rebrota, o problema de intoxicação tende a se agravar, e, ainda, as folhas de certas plantas tóxicas tornam-se mais palatáveis quando murchas ou secas (por exemplo,

mamona). Após a queimada, também, a rebrota aumenta o risco de intoxicação (AFONSO e POTT 2000).

Evitar excesso de lotação é o ponto-chave para reduzir a incidência de intoxicação, porque, não passando fome, os bovinos têm maior oportunidade de selecionar apenas plantas forrageiras, e as pastagens não degradadas têm menor infestação de plantas invasoras e tóxicas; portanto, os pastos degradados devem ser recuperados.

A espécie *Cassia occidentalis*, popularmente conhecida como fedegoso é uma das plantas infestantes mais comuns também considerada tóxica para bovinos, eqüinos, ovinos e caprinos, devendo ser erradicada nas áreas de pastagens. Seu efeito é cumulativo nos animais, sendo os eqüinos mais sensíveis que os bovinos, podendo se intoxicar com o consumo de 1,5 a 3,0 g por quilo de peso vivo (AFONSO e POTT 2000).

No Brasil, apesar de toda a evolução no setor agropecuário, muito pouco é conhecido sobre os prejuízos econômicos causados em nosso rebanho, decorrentes da intoxicação por ingestão de plantas. Estima-se que cerca de 100-150 mil cabeças/ano morrem devido a essa intoxicação (GÓRNIAK *et al*, 1987).

Diversos autores classificaram e descreveram muitas dessas plantas, porém com maior ênfase para as características morfológicas de plantas adultas e os sintomas de intoxicação apresentados pelos animais (HOEHNE, 1939; LORENZI, 1982;).

Estudos morfológicos e citogenéticos de plantas tóxicas têm atraído a atenção de alguns pesquisadores (GROTH *et al*, 1988 ; FERRO, 2001; SILVA *et al*. 2002; MACIEL & SCHIFINO-WITTMANN, 2002; MENDONÇA FILHO *et al* 2002; SCHIFINO-WITTMANN 2004).

Assim pelo exposto acima, o presente trabalho teve por objetivo a caracterização morfológica e citogenética de algumas espécies de plantas tóxicas.

## ESPÉCIES

### 1. *Crotalaria lanceolata* E. Mey ( Fabaceae)

O gênero possui cerca de 600 espécies nos trópicos e subtrópicos do mundo, principalmente no hemisfério sul, sendo mais numeroso na África e na Índia (POLHILL, 1982). As espécies são comumente encontradas em ambientes perturbados como, por

exemplo, beira de estradas, terrenos abandonados e pastagens, reproduzindo-se por sementes (LORENZI, 1982).

As várias espécies de *Crotalaria* são altamente importantes na agricultura, sendo utilizadas como plantas forrageiras e em consórcio de culturas (LEIHNER, 1983), pois atenuam os problemas de erosão e melhoraram a fertilidade do solo (AMABILE *et al.* 1984). A espécie *Crotalaria lanceolata*, vulgarmente conhecida como guizo-de-cascavel, chocalho-de-cobra ou xique-xique, é originária da África e foi introduzida no Brasil com a finalidade de servir para cultivo de cobertura de solo e fornecimento de adubo verde e, hoje, é considerada uma planta invasora em face de sua ampla disseminação natural (LEITÃO FILHO *et al.* 1975; LORENZI, 2000). Em função da sua grande adaptabilidade às nossas condições, se encontra hoje espalhada por quase todo território brasileiro, porém raramente formando densas infestações e sendo mais freqüente na região Sudeste. Esta espécie vem sendo muito utilizada em consorciamento com a cultura de mandioca, em Santa Catarina, com o intuito de promover maior eficiência no controle de plantas espontâneas e melhor equilíbrio da população de pragas e doenças, além de proporcionar melhor exploração de água e de nutrientes, melhor proteção do solo pela cobertura foliar e maior retorno econômico (LEIHNER 1983; MATTOS & DANTAS 1981). É uma herbácea ereta, pouco ramificada, de caule glabro com vagens cilíndricas de 4 a 6 cm de comprimento e propaga-se por sementes. Suas flores estão reunidas em inflorescências. Apresentam brácteas que se destacam das inflorescências quando as flores se abrem e com cicatrizes glandulares responsáveis por secretar néctar que atraem as formigas protegendo assim as inflorescências (MCKEY, 1989).

Um único fruto pode conter cerca de quarenta e oito sementes, as quais apresentam variações na cor do tegumento (CARVALHO & NAKAGAWA 1988). Estas sementes são consideradas venenosas porque possuem em sua composição alcalóides pirrolizidínicos (APs) que formam uma classe de compostos secundários com cerca de 360 estruturas conhecidas (HARTMANN & WITTE 1995). Essas substâncias desempenham um importante papel na defesa química da planta, sendo tóxica para os vertebrados e impalatáveis para insetos herbívoros (CULVENOR *et al.* 1976).

## 2. *Ricinus communis* L. (Euphorbiaceae)

A mamona é também conhecida como carrapateiro, palma-de-cristo, castor, bojureira. É uma planta de hábito arbustivo, com diversas colorações de caule, folha palmatilobadas de pecíolo longo, medindo até 60cm de comprimento. Suas flores estão dispostas em racemos terminais com 15 a 50 cm de comprimento, sendo que as femininas localizam-se na parte superior e as masculinas na parte inferior das inflorescências. Apresentam frutos do tipo cápsula, com deiscência explosiva, apresentando espinhos. Suas sementes são lisas e brilhantes, com manchas escuras, de diferentes tamanhos, formatos e grande variabilidade de coloração, extraído-se delas um óleo de excelentes propriedades e de largo uso como insumo industrial (LORENZI,1982; RODRIGUES FILHO, 2000). As sementes são extremamente atrativas para crianças, levando-as a ingerir quantidades consideráveis, causando assim sérias intoxicações. Os sintomas aparecem depois de algumas horas, ou até mesmo dias após a ingestão. Neste intervalo de tempo, nota-se a perda do apetite, o aparecimento de náuseas, vômitos e diarreia. Subseqüentemente, estes sintomas se agravam. Os vômitos tornam-se persistentes e a diarreia passa a ser sanguinolenta (ELLENHORN & BARCELOUX, 1988). A mamoneira apresenta uma ampla capacidade de adaptação (MAZZANI, 1983 e AMORIM NETO *et al.* 2001), necessitando de chuvas regulares durante a fase vegetativa e de períodos secos na maturação dos frutos (SEARA, 1989). De acordo com Távora (1982) e Bahia (1995) a maior exigência de água pela mamoneira ocorre no início da fase vegetativa. Para Silva (1981) esta oleaginosa é muito exigente em calor e sensível ao excesso de umidade no solo, o que também é confirmado por MAZZANI (1893) e WEISS (1983). A mamoneira (*Ricinus communis*) é uma das principais oleaginosas do mundo, com a singularidade de que o óleo, seu principal produto, não é comestível, sendo solúvel em álcool e constituindo, em média, nos cultivares comerciais, cerca de 48%, em termos de produto bruto nas sementes (WEISS, 1983, FREIRE, 2001).

Apesar da alta toxicidade das sementes de mamona, o óleo de rícino não é tóxico, visto que a ricina, proteína tóxica das sementes, não é solúvel em lipídios, ficando todo o componente tóxico restrito á torta (GAILLARD & PEPIN, 1999). A toxicidade da planta é conhecida desde tempos remotos. Segundo Lord *et al.* (1994), há mais de um século atrás foi isolada das sementes da mamona uma proteína denominada ricina.

### 3. *Cassia occidentalis* L. (Fabaceae)

*Cassia occidentalis* é um arbusto anual nativo dos trópicos (BLANCO, 1978) da família Fabaceae, conhecida popularmente como fedegoso e mata-pasto. Tolerante solos pobres, erodidos e secos. Possui flores amarelo-ouro e vagens curvas, com ápices voltados para cima. Essa espécie é uma planta encontrada em pastagens, solos férteis, ao longo de estradas ou contaminando lavouras de soja, milho e sorgo (BARROS, 1993; TOKARNIA *et al.*, 2000) foi também assinalada como invasora de culturas de algodão, café, cana-de-açúcar e citros (BLANCO, 1978; COLVIN *et al.*, 1986). A colheita mecânica permite que o milho, a soja e o sorgo utilizados na alimentação animal sejam contaminados com a semente de fedegoso (SIMPSON *et al.*, 1971; COLVIN *et al.*, 1986). Pode-se eliminar a contaminação do milho e da soja através dos procedimentos de limpeza por peneiras comumente utilizados nas unidades de processamento. Porém, para o sorgo, a limpeza, tanto por peneiras como por ventilação, é ineficaz já que seus grãos são similares em tamanho e densidade aos do fedegoso (COLVIN *et al.*, 1986). A brotação ocorre na primavera e as inflorescências no início do verão. As intoxicações espontâneas têm sido descritas em bovinos, suínos e eqüinos (MARTINS *et al.*, 1986; BARTH *et al.* 1994; MÉNDEZ & RIET-CORREA, 2000). Sementes, vagens, folhas e caules são tóxicos; as sementes são a parte mais tóxica. A enfermidade ocorre pela ingestão de cereais ou feno contaminados com sementes ou outras partes da planta ou pela ingestão da planta por bovinos em pastoreio. A contaminação dos cereais ocorre durante a colheita mecânica de lavouras contaminadas por *C.occidentalis* (BARROS, 1993; MÉNDEZ & RIETCORREA, 2000; TOKARNIA *et al.*, 2000).

A intoxicação ocorre geralmente em bovinos maiores de um ano de idade, sob a forma de surtos, afetando de 10 a 60% do rebanho, com alta letalidade (BARROS, 1993). O princípio tóxico de *C. occidentalis* não foi identificado, mas a planta possui componentes potencialmente nocivos como uma albumina, alguns derivados antraquinônicos de forte ação catártica e um alcalóide volátil e termolábil (PULEO, 1966). As folhas e raízes da *C. occidentalis* contêm esses componentes, mas é nas sementes que eles mais se concentram (PULEO, 1966). O teor dos componentes potencialmente tóxicos das sementes pode variar de acordo com as condições do solo

(tipo, adubação, etc) e ambientais (temperatura, umidade) a que a planta foi submetida (ANTON & DUQUENÓIS, 1968, PULEO, 1966). Assim, plantas invasoras de culturas adubadas em regiões tropicais poderiam apresentar sementes com concentrações diferentes dos princípios tóxicos.

#### 4. *Canavalia ensiformis* D.C. ( Fabaceae)

Planta arbustiva, anual, formando dossel ao redor de 0,8 a 1,0 m de altura, recomendada para adubação verde no começo da floração, aproximadamente três meses após o plantio. Equivale a 158 kg/ha de N; 13 kg/ha de P; 99 kg/ha de K; 219 kg/ha de Ca e 24 kg/ha de Mg (LOPES, 1998). Suas sementes, brancas e graúdas, não são indicadas para consumo humano, pois contêm fatores antinutricionais, embora apresentem altos teores de proteína de excelente qualidade. A melhor época para semeadura com a finalidade de adubação verde é entre os meses de outubro a janeiro e para obtenção de sementes de outubro a dezembro (BRAGA *et al*, 2000). O valor principal dessa espécie consiste na sua notável rusticidade e adaptação aos solos de baixa fertilidade com a propriedade de imediatamente enriquecê-los, (CORRÊA, 1974).

O feijão de porco (*Canavalia ensiformis*), é uma leguminosa com larga distribuição no Brasil e em outros países tropicais. As sementes dessa planta contêm aproximadamente 2 - 3% de lectinas (ALVARES, 1989). A partir dessas sementes obtém-se a Concavalina A, de largo uso em pesquisas médicas, genéticas e como agente de proteção de plantas (CAVADA *et al.*, 1993).

Os efeitos das lectinas sobre fitonematóides foram primeiramente estudados por que constatou bloqueio das reações do sistema quimiorreceptor de nematóides, alterando o quimiotropismo. Segundo SILVA (1978), além dos efeitos alelopáticos é também supostamente tóxica ao gado por possuírem agentes cianogenéticos

No entanto, segundo LORENZI (1982), a ação alelopática é mais ou menos específica, ou seja, cada planta, tanto viva quanto em decomposição, exerce inibição apenas sobre determinadas espécies de plantas daninhas ou plantas cultivadas. Algumas leguminosas, por serem utilizadas como adubos verdes, têm sido objeto de estudo no que diz respeito ao controle alelopático de plantas daninhas. FONTANÉTTI & CARVALHO (1999), avaliando o potencial alelopático de feijão-de-porco (*Canavalia ensiformes*) e de mucuna-preta (*Stilozobium aterrimum*), verificaram que esses adubos

verdes apresentaram efeitos alelopáticos significativos na germinação de sementes de alface (planta-teste).

#### 5. *Amaranthus spinosus* L. (Amaranthaceae)

Também chamado de caruru-de-espinho, caruru-de-porco, bredo-branco é uma planta anual, herbácea, ereta, espinhenta, muito ramificada, de 50 a 100cm de altura, originária da América Tropical e disseminada em mais de 40 países. Apresenta propagação por sementes (LORENZI, 2000).

Trata-se de uma planta daninha amplamente disseminada por todo o território brasileiro, ocorrendo em áreas de pastagens próximas a estábulos e currais, em jardins, lavouras perenes, terrenos baldios e eventualmente em culturas anuais. Devido ao caráter espinhento, é bastante indesejável das lavouras em geral. Uma única planta pode produzir até 235 mil sementes (LORENZI, 2000).

O amaranto apresenta frutos do tipo pixídio, com apenas uma semente, que estão presos a uma panícula (inflorescência) apical, dividida em pequenos ramos (TAPIA, 1997). As sementes, de coloração clara, quando amadurecem, apresentam rápida germinação na presença de umidade.

Existem cerca de 60 espécies de plantas classificadas no gênero *Amaranthus* (carurus), e aproximadamente 10 destas têm importância como plantas daninhas das lavouras brasileiras (KISSMANN & GROTH, 1999). Os carurus estão presentes em grande parte das áreas agrícolas do país. Quando infestam as lavouras, os carurus competem com as culturas por água, luz e nutrientes; reduzem a quantidade e a qualidade do produto colhido e, principalmente as espécies de grande porte, interferem nos procedimentos de colheita (KNEZEVIC *et al.*, 1997; ROWLAND *et al.*, 1999).

Ainda, o manejo das espécies de *Amaranthus* pode ser dificultado em virtude de apresentarem extenso período de germinação, rápido crescimento, grande produção e viabilidade de sementes (HORAK & LOUGHIN, 2000).

Devido à dificuldade de identificação das plantas jovens, em geral, as diferentes espécies dessas plantas daninhas são generalizadas simplesmente como “carurus” (AHRENS *et al.*, 1981; MAYO *et al.*, 1995).

No Brasil, foi relatada a intoxicação natural em bovinos, determinada pela ingestão de *A. hybridus*, *A. blitum* e *A. spinosus* e em suínos ligada à ingestão de *A. viridis* e *A. quitensis* sempre cursando com nefrose tubular tóxica (LEMOS *et al.* 1993).

## Material e Métodos

### Morfologia

Sementes de *Crotalaria lanceolata*, *Ricinus communis* e *Cassia occidentalis* foram coletadas no município de Matão (SP), Brasil. As sementes de *Amaranthus spinosus* e *Canavalia ensiformis* foram coletadas na UNESP campus de Jaboticabal. Cinquenta sementes foram caracterizadas quanto às suas dimensões segundo Damião Filho (1997). Esses exemplares foram postos para germinar em placas de Petri forradas com papel de filtro umedecido com nistatina 3% e mantidas em temperatura ambiente. As fases de desenvolvimento morfológico das plântulas foram esquematizadas e caracterizadas de acordo com o período de germinação de cada espécie. Todas estas fases foram documentadas em desenhos realizados com auxílio de um estereomicroscópio equipado com câmara clara. As plântulas foram descritas quanto às estruturas constituintes da parte aérea e do sistema radicular, de acordo com o proposto por HICKEY (1973) E ESAÚ (1987).

As sementes foram analisadas quanto à forma, embrião e forma dos cotilédones, com base em DAMIÃO FILHO (1997). Com relação à biometria das mesmas, foram obtidas as medidas de comprimento, largura e espessura, com auxílio do paquímetro digital.

### Citogenética

A caracterização citogenética foi feita utilizando-se pontas de raízes. Sementes foram postas para germinar em placas de Petri forradas com papel filtro umedecida com solução de nistatina 3%, sendo regadas periodicamente, com a mesma solução, até obtenção de raízes com cerca de 2 cm de comprimento. Essas raízes foram coletadas e tratadas com 8-hidroxiquinoleína 0,003 M por 3 horas à 36° C. Em seguida, foram fixadas em solução Carnoy (3 metanol: 1 ácido acético glacial) e mantidas em geladeira por, no mínimo, 24 horas. As raízes passaram por 3 lavagens seguidas, em água destilada, com duração de cinco minutos cada. Posteriormente, foram hidrolisadas em HCl 1N à 60°C, por 12 minutos e maceradas em ácido acético 45%. Após secagem

as lâminas foram coradas em solução Giemsa 2% por 6 minutos. A observação do material foi feita em microscópio Zeiss com aumento de até 1000x. A contagem dos cromossomos e a cariologia foram auxiliadas pelo sistema de imagem Ikaros (Metasystems) utilizando-se 10 metáfases, enquanto a biometria cromossômica foi efetuada com KS-300, versão 2.02 da Kontron Elektronik. O comprimento cromossômico médio e seu desvio-padrão foram obtidos com a utilização do programa Excel (Windows).

## RESULTADOS

### 1. *Crotalaria lanceolata*

#### MORFOLOGIA

As sementes de *Crotalaria lanceolata* possuem hilo e micrópila visíveis (Figura 1). Apresentam comprimento médio de  $3,04\text{mm} \pm 0,34$ , largura média de  $2,09\text{mm} \pm 0,26$  e espessura média de  $1,14\text{mm} \pm 0,15$ . No seu interior há um embrião cotiledonar e um tecido de reserva do tipo mucilaginoso (Figura 2). A germinação é do tipo fanerocotiledonar e epígea, iniciando-se por volta do sétimo dia após a semeadura, com a protrusão da raiz primária e por maior desenvolvimento do hipocótilo, de modo que os cotilédones ficam acima da superfície do solo. A fase inicial do desenvolvimento pós-seminal é marcada pelo rompimento do tegumento da semente com a emissão da raiz primária, glabra, de coloração amarelo-esverdeada e de forma cilíndrica. Posteriormente, o crescimento do hipocótilo, cilíndrico e verde claro, proporciona a emergência dos dois cotilédones, livres, maciços e de coloração verde clara. Os cotilédones são crassos, clorofilados, elípticos e peciolados (Figura 3).



Figura 1: Aspecto externo da semente em vista lateral e ventral de *Crotalaria lanceolata* E. Mey evidenciando o hilo (H) e a micrópila (M). Barra = 3 mm.

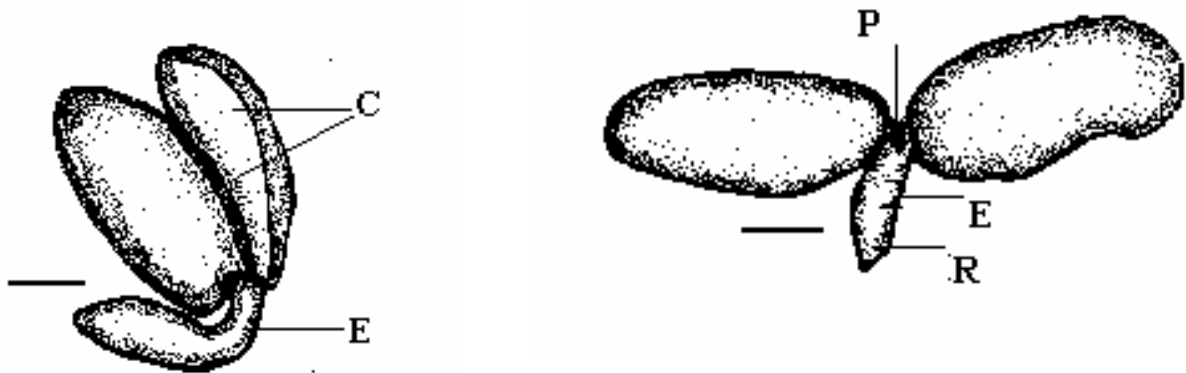


Figura 2: Embrião de *Crotalaria lanceolata* E. Mey. E = eixo embrionário C = cotilédones; R = radícula; P = plúmula. Barra = 3 mm.

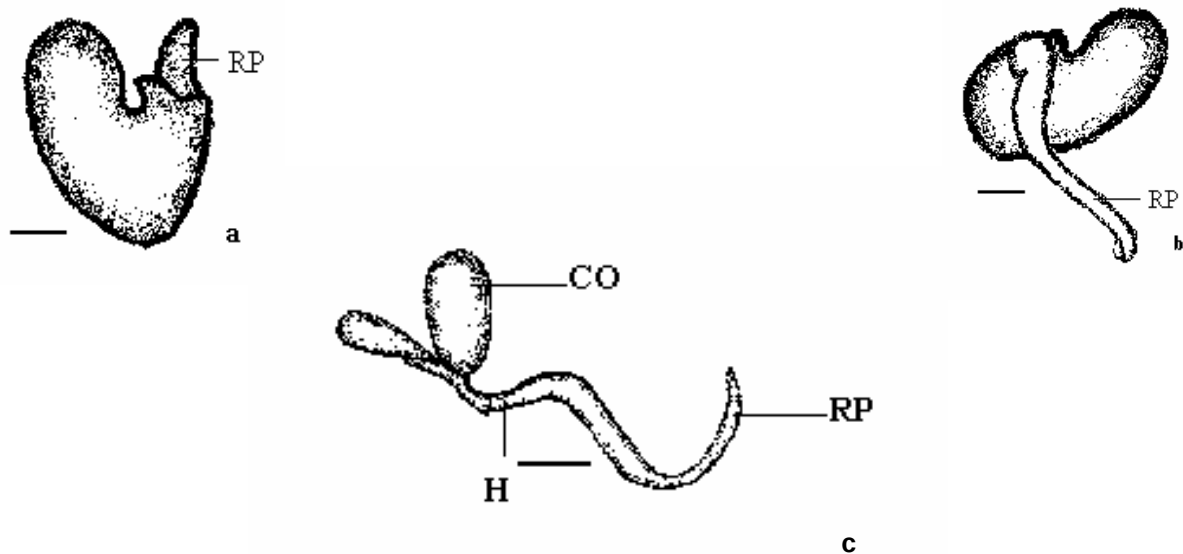


Figura 3:

Plântulas em crescimento de *Crotalaria lanceolata* E. Mey aos: a – 7 dias; b – 15 dias e c - 21 dias de idade. RP = raiz primária, CO = cotilédones, H = hipocótilo. . Barra = 3mm

## CITOGENÉTICA

Para obter metáfases mais visíveis o tempo na solução de 8-hidroxiquinoleína 0,003 M foi de 90 minutos. Todas as metáfases analisadas apresentaram número cromossômico mitótico  $2n = 16$  cromossomos (Figura 4). O comprimento cromossômico médio total é de  $3,340\mu\text{m} \pm 0,689$  (Tabela 1). A evidenciação do centrômero permitiu o pareamento cromossômico (Fig. 5) revelando formulação cariotípica  $12\text{M} + 4\text{SM}$  (Tabela 2).



Figura 4: Metáfase mitótica de *C. lanceolata* E. Mey, evidenciando  $2n = 16$  cromossomos. Barra =  $3\mu\text{m}$ .

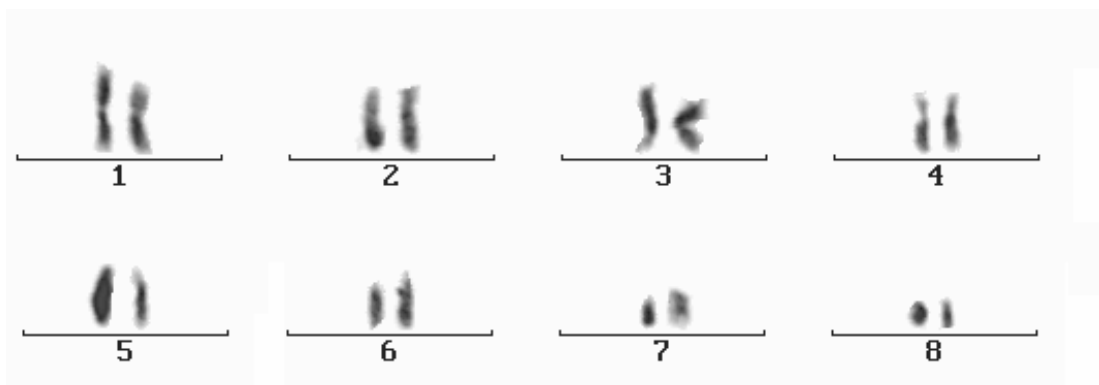


Figura 5: Cariótipo mitótico de *C. Lanceolata* evidenciando os pares cromossômicos.

Tabela 1: Valores médios do comprimento cromossômico de *Crotalaria lanceolata* E. Mey.

| Par cromossômico                                       | *CM   | $\sigma$ |
|--------------------------------------------------------|-------|----------|
| 1                                                      | 5,483 | 1,31     |
|                                                        | 4,91  | 1,295    |
| 2                                                      | 4,453 | 0,934    |
|                                                        | 4,003 | 0,719    |
| 3                                                      | 3,881 | 0,713    |
|                                                        | 3,709 | 0,706    |
| 4                                                      | 3,637 | 0,648    |
|                                                        | 3,432 | 0,651    |
| 5                                                      | 3,28  | 0,613    |
|                                                        | 3,123 | 0,548    |
| 6                                                      | 2,828 | 0,547    |
|                                                        | 2,672 | 0,579    |
| 7                                                      | 2,466 | 0,546    |
|                                                        | 2,162 | 0,544    |
| 8                                                      | 1,889 | 0,377    |
|                                                        | 1,512 | 0,301    |
| Comprimento médio cromossômico geral ( $\mu\text{m}$ ) | 3,34  |          |
| Desvio padrão geral                                    |       | 0,689    |

\*CM = comprimento cromossômico médio ( $\mu\text{m}$ );  $\sigma$  = desvio padrão.

Tabela 2: classificação cromossômica de *Crotalaria lanceolata* E. Mey.

| <i>Par Cromossômico</i> | *T   | *CB  | *IC   | Classificação |
|-------------------------|------|------|-------|---------------|
| 1                       | 3,99 | 1,84 | 46,12 | M             |
|                         | 3,07 | 1,33 | 43,32 | M             |
| 2                       | 3,07 | 1,23 | 40,07 | M             |
|                         | 2,96 | 1,43 | 48,31 | M             |
| 3                       | 3,07 | 1,43 | 46,58 | M             |
|                         | 2,91 | 1,23 | 42,27 | M             |
| 4                       | 2,87 | 1,33 | 46,34 | M             |
|                         | 2,45 | 1,02 | 41,63 | M             |
| 5                       | 2,66 | 0,92 | 34,59 | SM            |
|                         | 2,15 | 0,62 | 28,84 | SM            |
| 6                       | 2,15 | 1,03 | 47,91 | M             |
|                         | 2,45 | 1,12 | 45,71 | M             |
| 7                       | 1,23 | 0,51 | 41,46 | M             |
|                         | 1,64 | 0,65 | 39,63 | M             |
| 8                       | 1,23 | 0,41 | 33,33 | SM            |
|                         | 1,23 | 0,41 | 33,33 | SM            |

\*T = comprimento total cromossômico; CB = comprimento do braço curto; IC = índice centromérico; M = metacêntrico; SM = submetacêntrico

## 2. *Ricinus communis* L.

### MORFOLOGIA

A semente da mamoneira é caracterizada por apresentar um tegumento externo mesclado com vários nuances de marrom, forma ovalada apresentando a carúncula visível e irregular na base da semente (Figura 6). Possui um endosperma oleaginoso que não é digerido pelo embrião, permanecendo como tecido de reserva da semente madura. Apresenta em seu interior um embrião cotiledonar (Figura 7), com cotilédones foliáceos, arredondados e clorofilados. As sementes apresentam um comprimento médio de  $11,65\text{mm} \pm 0,77$  largura média de  $7,68\text{mm} \pm 0,60$  e espessura média de  $4,85\text{mm} \pm 0,54$ . A germinação é do tipo fanerocotiledonar e epígea, iniciando-se por volta do terceiro dia após a semeadura. A fase inicial do desenvolvimento pós-seminal é marcada pelo rompimento do tegumento da semente com a emissão da raiz primária, glabra, de coloração esbranquiçada e de forma cilíndrica. Posteriormente, o crescimento do hipocótilo, cilíndrico e verde claro, proporciona a emergência dos dois cotilédones, livres, foliáceos e de coloração verde clara. Os cotilédones são clorofilados, elípticos e peciolados. Após a abertura dos cotilédones, ocorre a emissão do primeiro par de eófilos, de consistência membranácea, clorofilados, orbiculares, peciolados e com inserção oposta. (Figura 8).

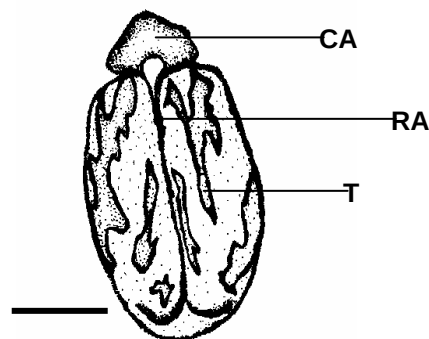


Figura 6: Vista externa da semente de mamoeira , evidenciando CA = carúncula; RA = Rafe; T = Testa. Barra = 1cm

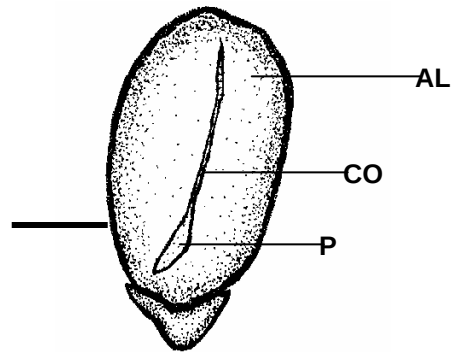


Figura 7: Vista interna da semente de mamoeira evidenciando: AL = albume; CO = cotilédones; P = plúmula. Barra 1 cm

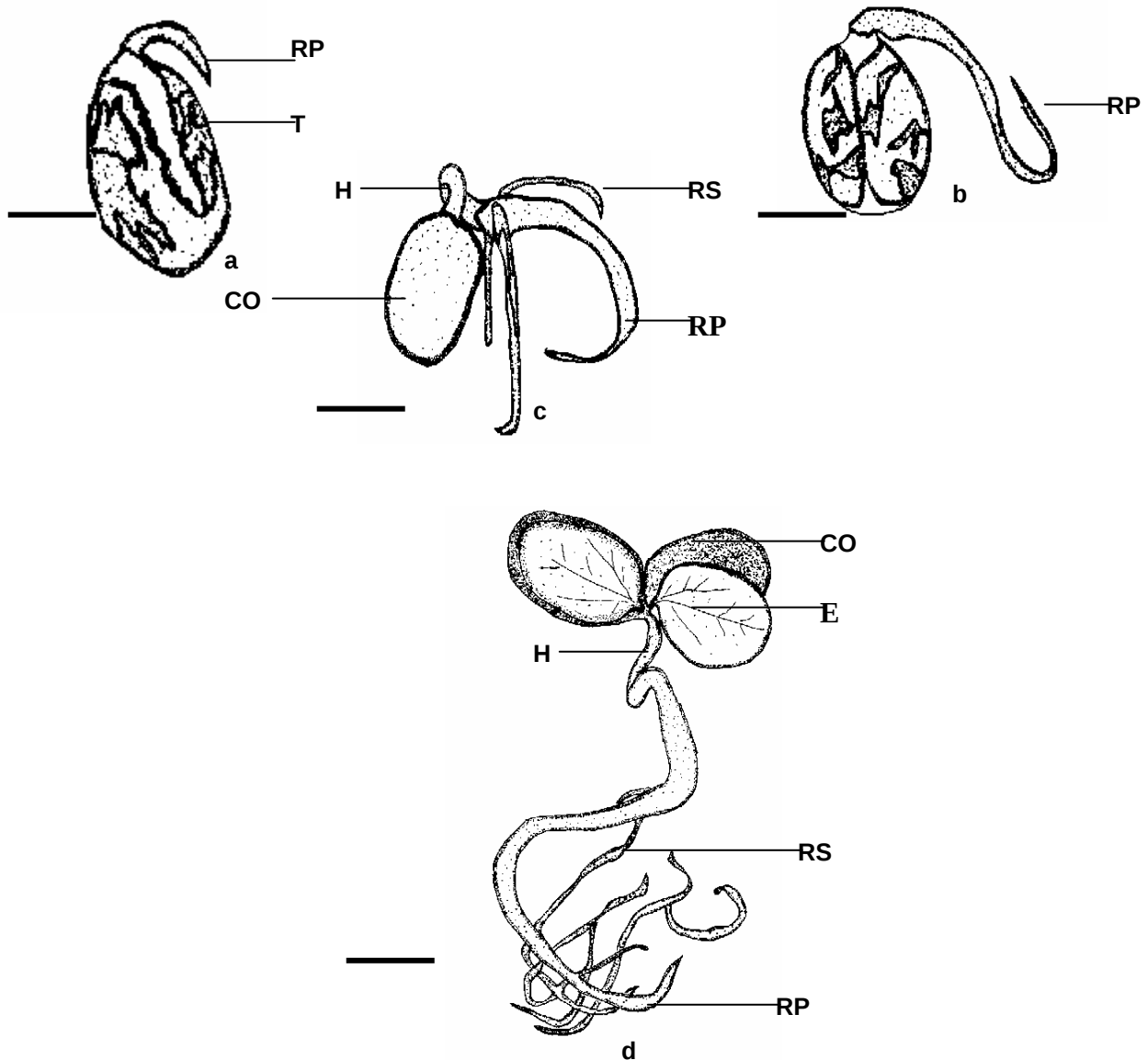


Figura 8: Germinação de *Ricinus communis* L. aos: a – 3 dias; b – 5 dias ; c – 12 dias e d - 20 dias após a sementeira. RP = raiz primária, RS = raiz secundária, CO = cotilédones, H = hipocótilo , E= eófilo. Barra = 1cm.

## CITOGENÉTICA

A obtenção de melhores metáfases deu-se com um tempo de 2 horas na solução de 8-hidroxiquinoleína 0,003 M .

Todas as metáfases analisadas apresentaram número cromossômico mitótico  $2n = 10$  cromossomos (Figura 9). Não houve evidência do centrômero não sendo possível a classificação cromossômica (Fig. 10) O comprimento cromossômico médio total é de  $4,189\mu\text{m} \pm 1,091$  (Tabela 3).



Figura 9: Metáfase mitótica de *R.communis* evidenciando  $2n = 10$  cromossomos. Barra 3  $\mu\text{m}$ .

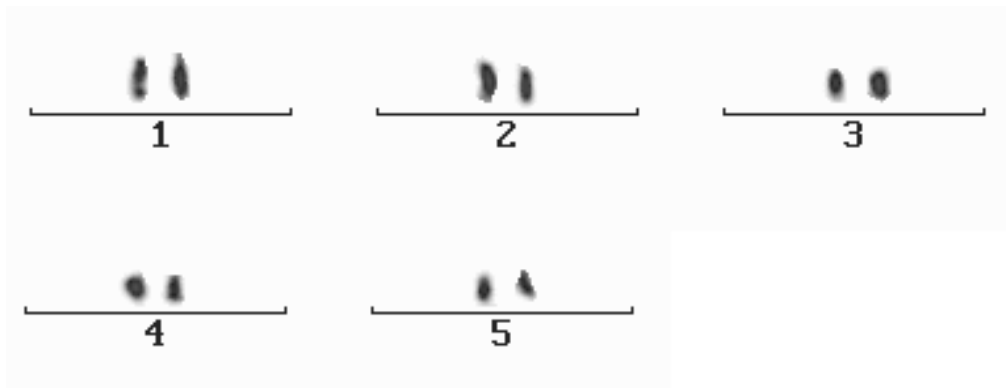


Figura 10: Cariótipo mitótico de *R. communis* evidenciando  $2n = 10$  cromossomos

Tabela 3: Valores médios do comprimento cromossômico de mamoeira.

| Par cromossômico                                       | *CM   | $\sigma$ |
|--------------------------------------------------------|-------|----------|
| 1                                                      | 1,252 | 0,374    |
|                                                        | 1,242 | 0,372    |
| 2                                                      | 1,123 | 0,308    |
|                                                        | 1,113 | 0,195    |
| 3                                                      | 1,116 | 0,353    |
|                                                        | 0,893 | 0,276    |
| 4                                                      | 0,888 | 0,229    |
|                                                        | 1,158 | 0,389    |
| 5                                                      | 1,043 | 0,321    |
|                                                        | 1,029 | 0,372    |
| Comprimento médio cromossômico geral ( $\mu\text{m}$ ) |       | 1,123    |
| Desvio padrão geral                                    |       | 0,327    |

\*CM = comprimento cromossômico médio ( $\mu\text{m}$ );  $\sigma$  = desvio padrão

### 3. *Cassia occidentalis*

#### MORFOLOGIA

As sementes têm forma que varia de circular a oval e um hilo bem visível. Apresentam coloração castanha escura, faces planas a convexas, bordas arredondadas e hilo basal-lateral, puntiforme (Figura 11). Em seu interior encontramos um embrião cotiledonar e um endosperma mucilaginoso (Figura 12). O comprimento médio é de  $2,6\text{mm} \pm 0,51$ , largura de  $2,2\text{mm} \pm 0,48$  e espessura de  $1,5\text{mm} \pm 0,32$ . Os cotilédones têm forma arredondada, são clorofilados, peciolados e de filotaxia oposta. Após o terceiro dia de semeadura ocorre o rompimento do tegumento e a emissão da raiz primária, de coloração amarela clara, inicialmente glabra e cilíndrica. Entre o quinto e sétimo dia ocorre um maior crescimento do hipocótilo fazendo com que os cotilédones fiquem acima do solo caracterizando assim uma germinação fanerocotiledonar. Nessa fase a raiz começa a apresentar pêlos absorventes e ocorre o início do desenvolvimento da plúmula e do primeiro par de eófilos. (Figura 13).

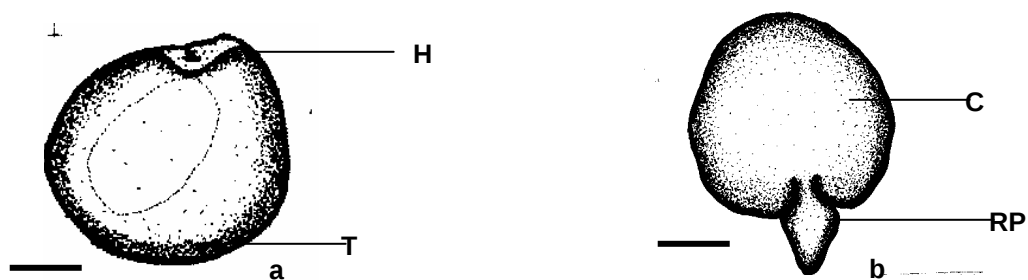


Figura 11: Vista externa da semente de *Cássia occidentalis* ; Figura a = aspecto da semente com tegumento ; Figura b = semente sem tegumento. H = hilo; T = tegumento; RP = raiz primaria; C = cotilédones. Barra = 3mm.

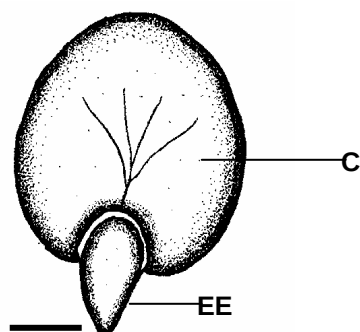


Figura 12: Embrião da semente de *Cássia occidentalis*. EE = eixo embrionário; C = cotilédones. Barra de 3 mm.

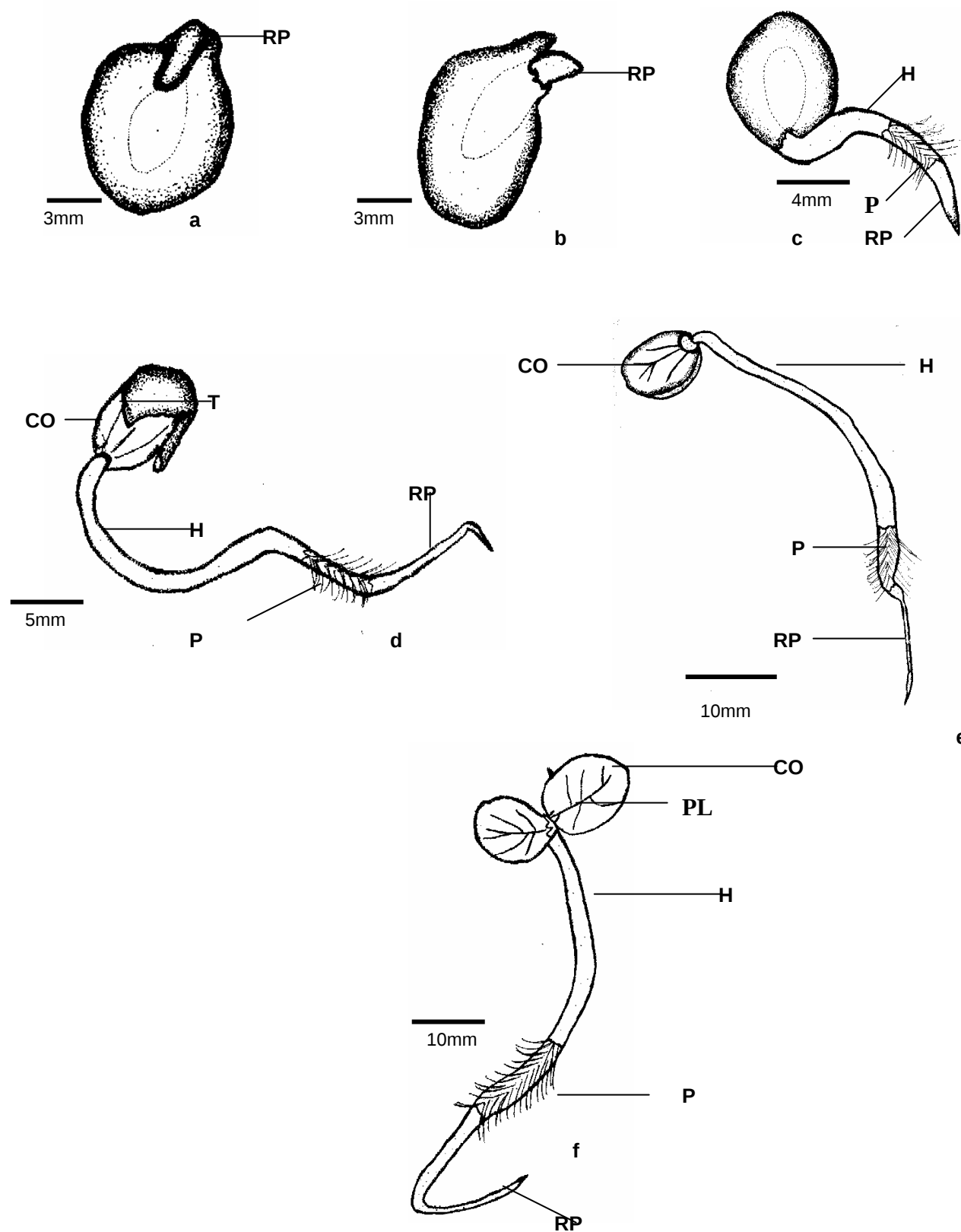


Figura 13: Plântulas em crescimento de *Cássia occidentalis* aos: a – 3 dias; b – 5 dias e c - 7 dias; d – 15 dias; e – 18 dias ; f – 21 dias. de idade. RP = raiz primária, CO = cotilédones, H= hipocótilo, P = pêlos radiculares.

## CITOGENÉTICA

A maioria das metáfases encontradas evidenciou  $2n = 26$  cromossomos (Figura 14). Observou-se a presença de um provável cromossomo satélite no par número três. O comprimento cromossômico médio total é de  $1,67\mu\text{m} \pm 0,400$  (Tabela 4).

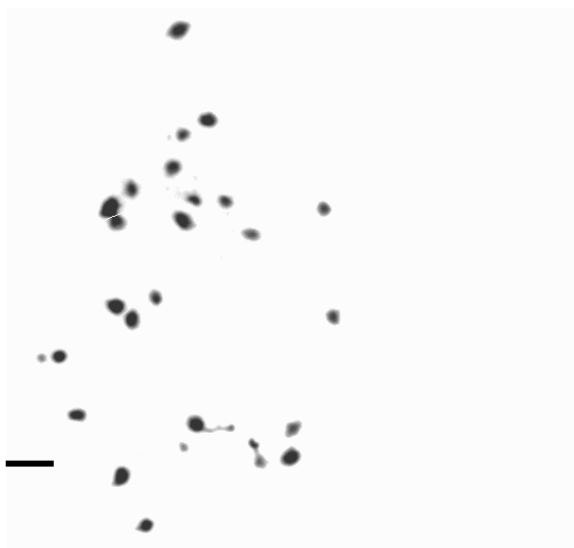


Figura 14: Metáfase mitótica de *C. occidentalis* evidenciando  $2n = 26$  cromossomos. Barra  $3\mu\text{m}$ .

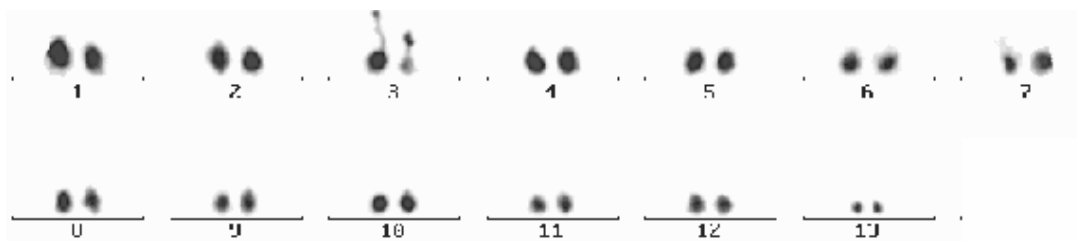


Figura 15: Cariótipo mitótico de *C. occidentalis* evidenciando  $2n = 26$  cromossomos.

Tabela 4: Valores médios do comprimento cromossômico de *Cássia occidentalis*.

| Par cromossômico                                       | *CM   | $\sigma$ |
|--------------------------------------------------------|-------|----------|
| 1                                                      | 2,554 | 0,530    |
|                                                        | 2,362 | 0,308    |
| 2                                                      | 2,122 | 0,270    |
|                                                        | 2,012 | 0,319    |
| 3                                                      | 1,930 | 0,236    |
|                                                        | 1,890 | 0,312    |
| 4                                                      | 1,830 | 0,301    |
|                                                        | 1,804 | 0,312    |
| 5                                                      | 1,750 | 0,321    |
|                                                        | 1,720 | 0,325    |
| 6                                                      | 1,714 | 0,331    |
|                                                        | 1,658 | 0,301    |
| 7                                                      | 1,628 | 0,304    |
|                                                        | 1,598 | 0,289    |
| 8                                                      | 1,564 | 0,307    |
|                                                        | 1,538 | 0,328    |
| 9                                                      | 1,490 | 0,324    |
|                                                        | 1,464 | 0,296    |
| 10                                                     | 1,432 | 0,288    |
|                                                        | 1,394 | 0,245    |
| 11                                                     | 1,362 | 0,251    |
|                                                        | 1,312 | 0,224    |
| 12                                                     | 1,232 | 0,183    |
|                                                        | 1,186 | 0,235    |
| 13                                                     | 0,938 | 0,172    |
|                                                        | 0,872 | 0,098    |
| Comprimento médio cromossômico geral ( $\mu\text{m}$ ) | 1,672 |          |
| Desvio padrão geral                                    |       | 0,400    |

\*CM = comprimento cromossômico médio ( $\mu\text{m}$ );  $\sigma$  = desvio padrão

#### 4. *Canavalia ensiformis* D.C.

##### MORFOLOGIA

A sementes apresentam testa lignificada, rígida e de coloração branca. O hilo é central de forma elíptica (Figura 16). O comprimento médio da semente é de  $17,46\text{mm} \pm 1,25$ , largura de  $11,79\text{mm} \pm 1,09$  e espessura de  $8,01\text{mm} \pm 0,90$ . O embrião é do tipo

cotiledonar. Os cotilédones são elípticos e amiláceos (Figura 17). Aos 21 dias ocorre a expansão do primeiro par de eófilos, opostos, ovados e clorofilados e com um par de estípulas na base dos pecíolos. (Figura 18). A germinação é do tipo fanerocotiledonar e epígea, ocorrendo por volta do quinto dia após a semeadura com o rompimento do tegumento liberando a raiz primária. Ocorre um maior crescimento do hipocótilo fazendo com que os cotilédones se elevem acima do solo

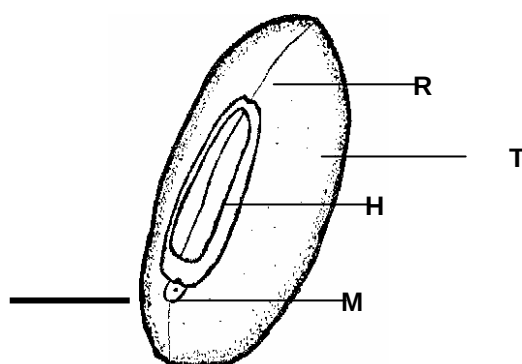


Figura 16. Vista externa da semente de *C. ensiformis* evidenciando o hilo, a micrópila e a rafe. H= hilo; R = rafe; M = micrópila; T= testa. Barra = 1 cm.

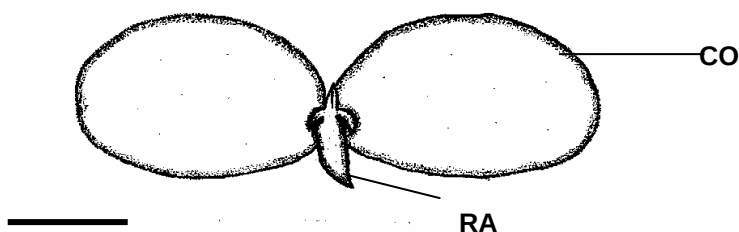


Figura 17. Vista interna do embrião de *C. ensiformis* evidenciando: CO = cotilédones; RA = radícula; PL = plúmula. Barra de 1 cm.

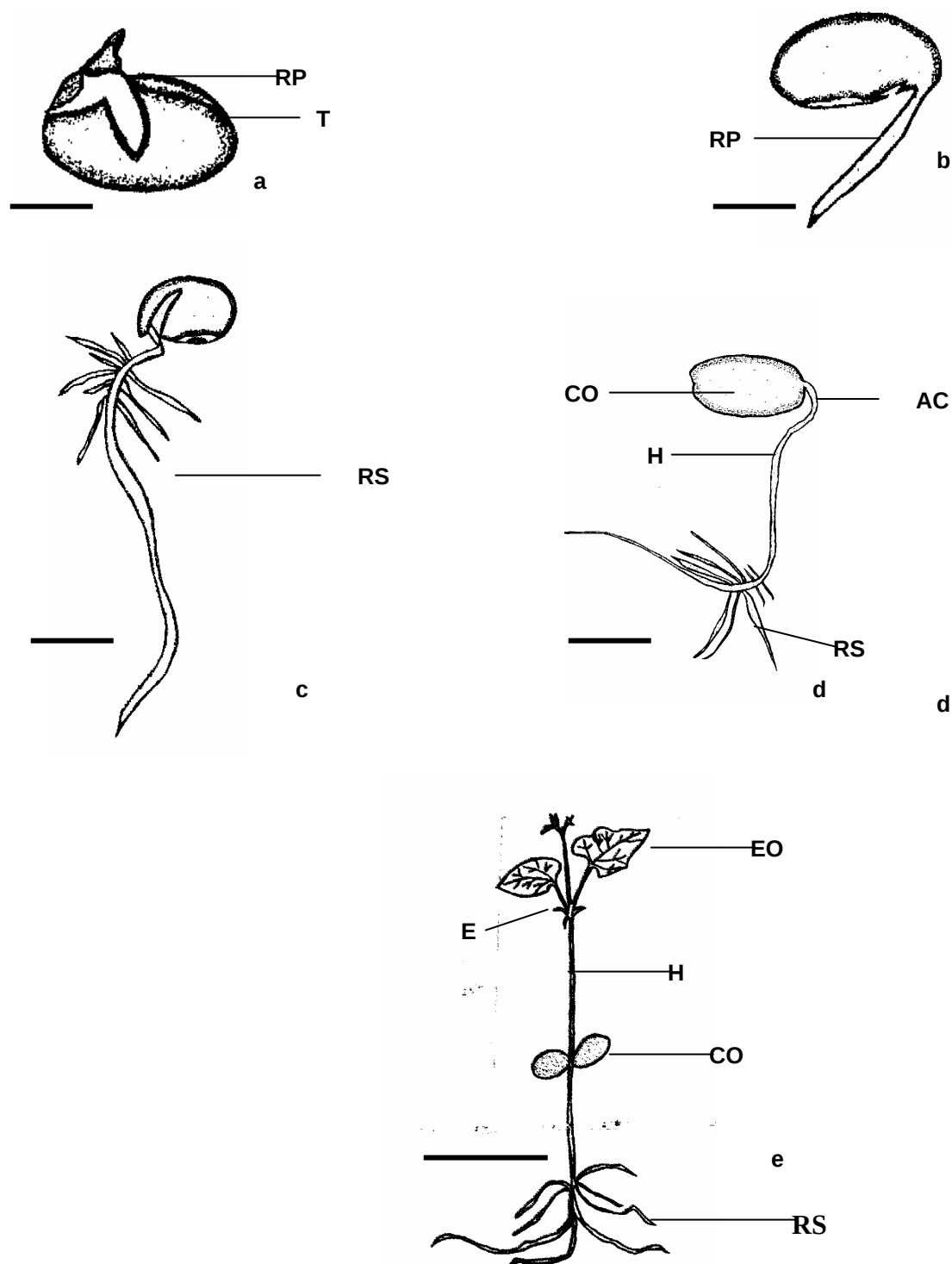


Figura 18: Plântula em crescimento de *C. ensiformis* aos: a - 5 dias; b - 7 dias; c - 10 dias; d - 15 dias; e - 21 dias. CO = cotilédones; AC = alça cotiledonar; RP = raiz primária; RS = raiz secundária; H = hipocótilo ; T = tegumento; E = eófilos Barra = 1cm

## CITOGENÉTICA

Todas as metáfases analisadas apresentaram número cromossômico mitótico  $2n = 22$  cromossomos (Figura 19). Não houve evidenciação do centrômero (Figura 20). O comprimento cromossômico médio total é de  $1,988\mu\text{m} \pm 0,249$ . (Tabela 5).



Figura 19: Metáfase mitótica de *C. ensiformis* evidenciando  $2n = 22$  cromossomos. Barra =  $3\mu\text{m}$ .

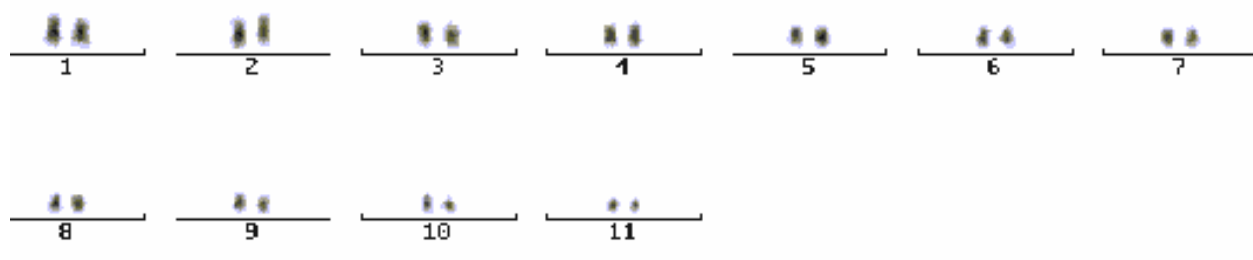


Figura 20: Cariótipo mitótico de *C. ensiformis* evidenciando  $2n = 22$  cromossomos.

**Tabela 5** Valores médios do comprimento cromossômico de *Canavalia ensiformis* D.C.

| Par cromossômico                                       | *CM   | $\sigma$ |
|--------------------------------------------------------|-------|----------|
| 1                                                      | 2,417 | 0,663    |
|                                                        | 2,142 | 0,577    |
| 2                                                      | 1,967 | 0,499    |
|                                                        | 1,844 | 0,455    |
| 3                                                      | 1,756 | 0,397    |
|                                                        | 1,679 | 0,351    |
| 4                                                      | 1,57  | 0,316    |
|                                                        | 1,514 | 0,311    |
| 5                                                      | 1,402 | 0,203    |
|                                                        | 1,372 | 0,181    |
| 6                                                      | 1,309 | 0,182    |
|                                                        | 1,27  | 0,157    |
| 7                                                      | 1,256 | 0,138    |
|                                                        | 1,206 | 0,151    |
| 8                                                      | 1,126 | 0,128    |
|                                                        | 1,096 | 0,128    |
| 9                                                      | 1,078 | 0,115    |
|                                                        | 1,024 | 0,098    |
| 10                                                     | 0,963 | 0,101    |
|                                                        | 0,931 | 0,104    |
| 11                                                     | 0,86  | 0,126    |
|                                                        | 0,748 | 0,109    |
| Comprimento médio cromossômico geral ( $\mu\text{m}$ ) | 1,388 |          |
| Desvio padrão geral                                    |       | 0,249    |

### 5. *Amaranthus spinosus*

#### MORFOLOGIA

As sementes de *Amaranthus spinosus* apresentam forma ovalada, coloração clara e brilhante, com tegumento delgado e liso, com presença de pleurograma. O hilo é basal e apresenta pequena fenda circular na sua borda. A saliência da radícula é visível através da testa (Figura 21). No interior da semente encontra-se um endosperma central, abundante, duro e farináceo. O embrião é periférico, curvo, contínuo, pequeno, semicarnoso e branco (Figura 22). Os cotilédones são lineares, clorofilados e

peciolados. Seu comprimento médio é igual a  $0,7\text{mm} \pm 0,4$  largura de  $0,6\text{mm} \pm 0,4$  e espessura igual a  $0,4\text{mm} \pm 0,3$ . Sua germinação é do tipo epígea e fanerocotiledonar. A emissão da raiz primária se dá por volta do terceiro dia. Ocorre um rompimento da testa fazendo com que ocorra a protusão da raiz. Esta, tem coloração amarela clara, glabra e cilíndrica. Há um crescimento do hipocótilo fazendo com que os cotilédones fiquem acima do solo (Figura 23).

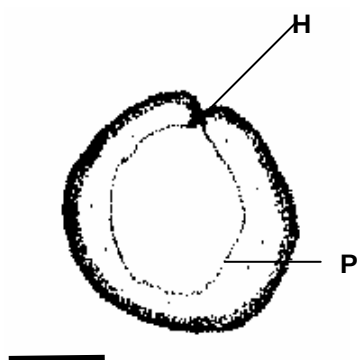


Figura 21: Vista externa da semente de *A. spinosus* evidenciando o hilo e o pleurograma. H = hilo P = pleurograma . Barra = 1 mm.

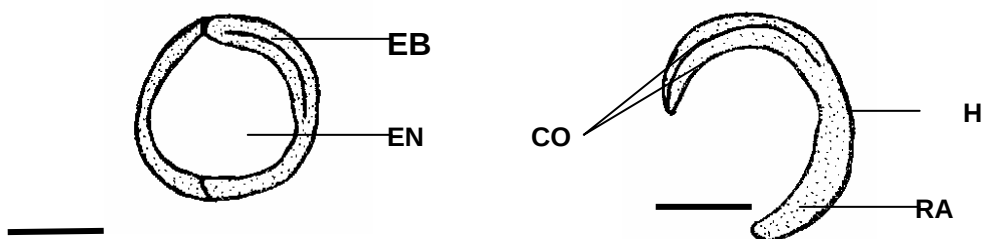


Figura 22: : Vista interna da semente de *A. spinosus* evidenciando o En =endosperma; EB= embrião; CO = cotilédones; RA = radícula e H = hipocótilo - eixo embrionário; E = eixo embrionário. Barra = 1mm

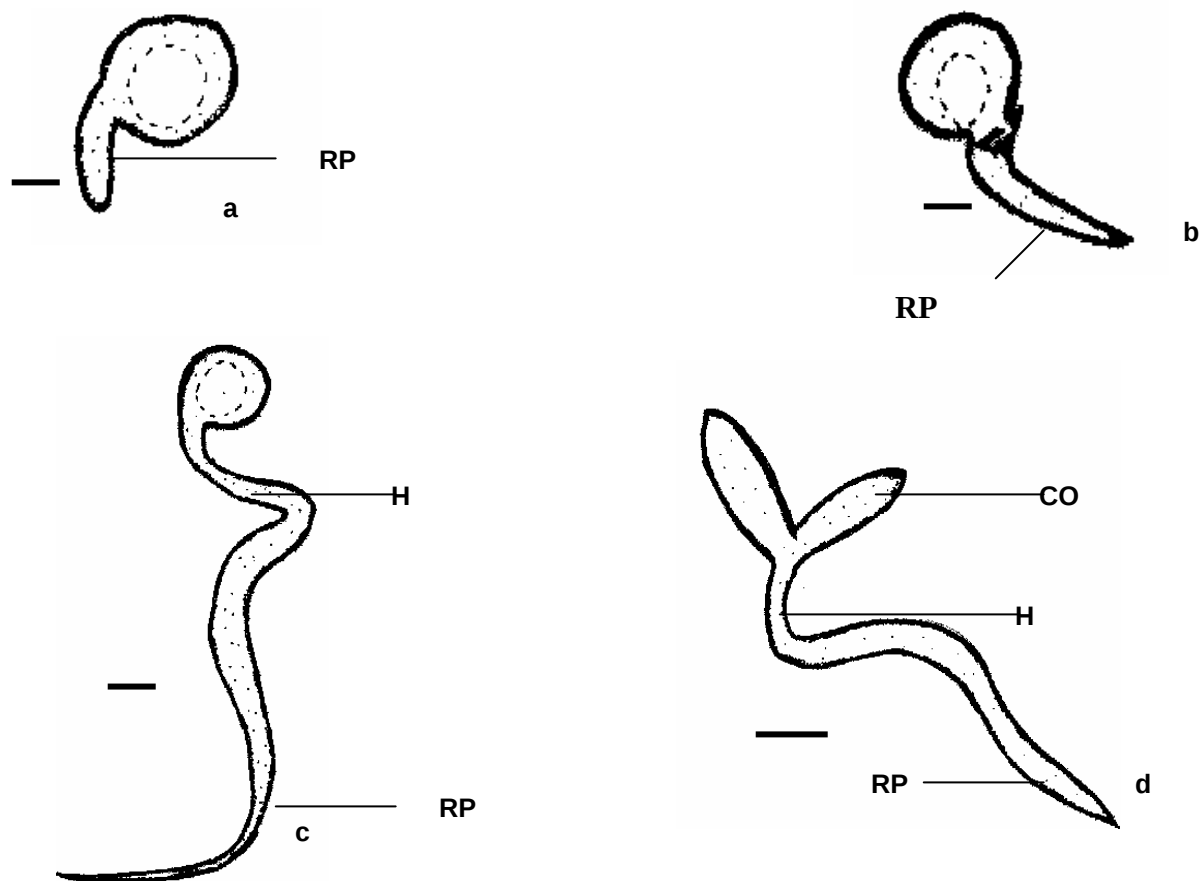


Figura 23. Plântulas de *A. spinosus* em crescimento aos: a – 3 dias; b – 7 dias; c – 15 dias ; d – 20 dias. H = hipocótilo, RP = raiz primaria; CO = cotilédones. Barra = 1 mm.

## CITOGENÉTICA

Todas as metáfases observadas evidenciaram um número cromossômico igual a  $2n = 32$  cromossomos (Figura 24). Não houve evidenciação do centrômero (Figura 25). O comprimento cromossômico médio é de  $1,311 \mu\text{m} \pm 0,150$  (Tabela 6).



Figura 24: Metáfase mitótica de *A. spinosus* evidenciando  $2n = 32$  cromossomos.  
Barra =  $3\mu\text{m}$ .

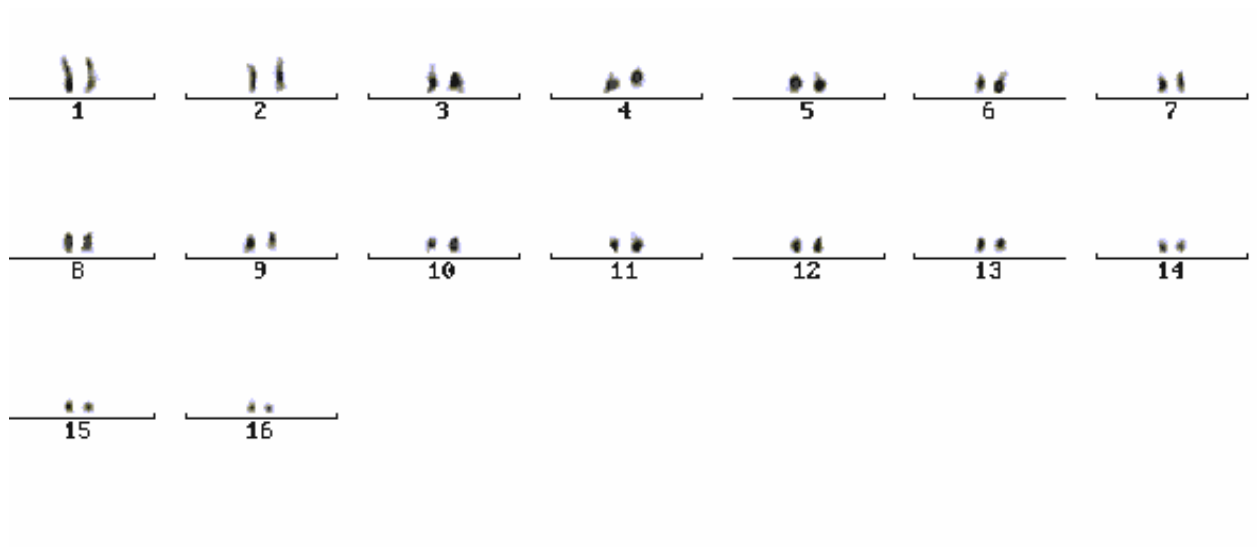


Figura 25: Cariótipo mitótico de *A. spinosus* evidenciando  $2n = 32$  cromossomos

**Tabela 6: Valores médios do comprimento cromossômico de *Amaranthus***

| Par Cromossômico                                       | *CM   | $\sigma$ | Par Cromossômico | *CM   | $\sigma$ |
|--------------------------------------------------------|-------|----------|------------------|-------|----------|
| 1                                                      | 2,559 | 0,725    | 9                | 1,218 | 0,214    |
|                                                        | 2,255 | 0,665    |                  | 1,173 | 0,220    |
| 2                                                      | 1,982 | 0,491    | 10               | 1,144 | 0,202    |
|                                                        | 1,916 | 0,475    |                  | 1,125 | 0,185    |
| 3                                                      | 1,717 | 0,458    | 11               | 1,092 | 0,201    |
|                                                        | 1,668 | 0,424    |                  | 1,076 | 0,192    |
| 4                                                      | 1,639 | 0,418    | 12               | 1,032 | 0,189    |
|                                                        | 1,554 | 0,365    |                  | 0,985 | 0,205    |
| 5                                                      | 1,514 | 0,357    | 13               | 0,973 | 0,188    |
|                                                        | 1,474 | 0,325    |                  | 0,963 | 0,169    |
| 6                                                      | 1,445 | 0,329    | 14               | 0,923 | 0,167    |
|                                                        | 1,390 | 0,286    |                  | 0,884 | 0,160    |
| 7                                                      | 1,362 | 0,279    | 15               | 0,85  | 0,164    |
|                                                        | 1,322 | 0,246    |                  | 0,786 | 0,112    |
| 8                                                      | 1,301 | 0,254    | 16               | 0,729 | 0,131    |
|                                                        | 1,263 | 0,220    |                  | 0,647 | 0,152    |
| Comprimento médio cromossômico geral ( $\mu\text{m}$ ) |       |          |                  | 1,311 |          |
| Desvio-padrão médio geral                              |       |          |                  |       | 0,150    |

## DISCUSSÃO

Em relação à germinação GATES (1951) afirmou que as espécies de Caesalpinioideae e Mimosoideae pareciam ser todas epígeas, enquanto que, algumas tribos de Faboideae (como Dalbergieae) eram epígeas, outras (como Sophoreae) eram hipógeas e outras ainda (como Phaseoleae) representavam transições, apresentando tanto germinação epígea quanto hipógea; Estes dados corroboram com os dados encontrados neste trabalho que afirma ser a germinação de *Cassia occidentalis* L. Do tipo epígea. Existem vários trabalhos que confirmaram que as espécies de Caesalpinioideae e Mimosoideae são fundamentalmente epígeas, com cotilédones de curta duração, foliáceo, que podem também conter alguma reserva ou absorvê-la do endosperma. Segundo Polhill (1981) nas Faboideae, no entanto, prevalecem espécies hipógeas, que exibem cotilédones carnosos. Estas afirmações não corroboram com o trabalho pois as espécies estudadas apresentam germinação epígea.

DUKE & POLHILL (1981) consideram as plântulas de Faboideae extremamente variadas, especialmente nas tribos que abrangem espécies lenhosas. Em Tephrosieae, é comum o primeiro eófilo ser unifoliolado, tendência que se estende a algumas tribos mais avançadas, como é o caso de Phaseoleae (POLHILL 1981). Estas podem ser fanerocotiledonares ou criptocotiledonares, mas sempre com cotilédones carnosos e os primeiros eófilos opostos e unifoliolados (DUKE & POLHILL 1981).

Segundo KUMARI & KOHLI (1984) as sementes de fedegoso apresentam uma dormência tegumentar, o que é um empecilho para a produção de mudas. Na Índia, para superar a dormência de sementes de fedegoso, testaram tratamentos pré-germinativos baseados em água à temperatura ambiente, água em ebulição, reguladores de crescimento, álcoois e ácido sulfúrico. Os melhores resultados foram obtidos com ácido sulfúrico concentrado. Estes dados entretanto, não corroboram com as sementes em estudo, que obtiveram um alto índice de germinação, sem nenhum pré-tratamento.

Para as Amaranthaceae, o único registro na literatura consultada sobre a morfologia de plântula e a morfoanatomia de cotilédones e eófilos foi realizado por MUSSURY (2003) com *Pfaffia glomerata* (Spreng.).

Na literatura encontram-se relatos citológicos de 195 espécies de *Crotolarias*, o que representa 28% de todo o gênero, que apresenta número cromossômico meiótico  $n = 7, 8, 16, 21$  (PALOMINO e VÁSQUEZ 1991), sendo  $n = 8$  o número mais encontrado, sugerindo que  $n = x = 8$  é o número básico desse gênero. Estes relatos confirmam os dados encontrados no presente trabalho. Segundo PALOMINO (1995) *apud* SCHIFINO-WITTMANN (2004) o número cromossômico diplóide de espécies do gênero *Leucaena* (Leguminosae) pode ser de  $2n = 52, 56, 104$  ou  $112$  com cromossomos pequenos, menores que  $1\mu m$ . Essas diferenças no número cromossômico podem ter surgido através de uma disploidia nas espécies diplóides e, conseqüentemente na espécies tetraplóides.

A subfamília Caesalpinioideae apresenta grande variabilidade intergenérica, interespecífica e intraespecífica de números cromossômicos, sendo citados para espécies brasileiras  $2n = 14, 16, 22, 24, 26, 28, 32, 48$  e  $52$  (COVAS 1949, IRWIN & TURNER 1960, BANDEL 1974, COLEMAN & DE MENEZES 1980, GIBBS & INGRAM 1982, ALVES & CUSTÓDIO 1989, BELTRÃO & GUERRA 1990, AULER et al. 1998, SOUZA & BENKO-ISEPPON, 2004). Estes dados corroboram com os dados

encontrados neste trabalho em relação à espécie *Cássia occidentalis*. A poliploidia deve ter sido importante na diversificação inicial do grupo (BANDEL 1974, GOLDBLATT 1981), sendo que a ocorrência de disploidia é citada como mecanismo de variação do número de cromossomos (IRWIN & TURNER 1960, BANDEL 1974, GOLDBLATT 1981, SOUZA & BENKO -ISEPPON, 2004).

Mesmo assim, muitas espécies ainda não tiveram seus números cromossômicos determinados. A subfamília Caesalpinioideae é, juntamente com Mimosoideae, muito pouco estudada citogeneticamente (GUERRA 1988), sendo que muitas espécies têm seus números cromossômicos incorretos ou até mesmo desconhecidos, devido ao pequeno número de trabalhos publicados.

No gênero *Senna* pode-se observar predomínio do número cromossômico  $2n = 28$ , encontrado em mais de 65% das espécies analisadas e da grande maioria das espécies de *Senna* estudadas citogeneticamente (GOLDBLATT 1981). Devido a isto, reforça-se a hipótese, já proposta em diversos trabalhos, de que  $x = 14$  seja o número básico deste gênero (IRWIN & TURNER 1960, IRWIN 1964, GOLDBLATT 1981). Estes relatos não confirmam os dados encontrados neste trabalho. Os demais números cromossômicos  $2n = 26$ ,  $24$  e  $22$  provavelmente evoluíram por disploidia, ocorrida durante a diversificação do grupo. Estes dados confirmam o encontrado neste trabalho que é  $2n = 26$  cromossomos para *Cassia occidentalis*. Entretanto, considerando que este gênero é composto de um grande número de espécies, aproximadamente 260, (IRWIN & BARNEBY 1982) ainda é necessária prudência nas considerações evolutivas.

Para *S. occidentalis*, subespontânea na região Sul do Brasil, quatro diferentes números cromossômicos são citados  $2n = 24$ ,  $26$ ,  $28$  e  $56$ , sendo que, freqüentemente, são citados  $n = 13$  e  $14$  cromossomos para esta espécie (BURKART 1952, COLEMAN & DE MENEZES 1980). Ambas as espécies acima estão amplamente distribuídas pelo mundo (IRWIN & BARNEBY, 1982), o que poderia justificar o grande número de análises realizadas com estas duas espécies em comparação com as demais espécies da subfamília. Devido à grande variabilidade intraespecífica constatada para estas espécies em diversos trabalhos, é possível que contagens incorretas também tenham sido realizadas

.

## Conclusão

A caracterização morfológica das espécies estudadas nos permite o reconhecimento e a eliminação precoce das plantas, evitando assim uma possível intoxicação de animais domésticos.

Dentro da família Fabaceae encontra-se uma heterogeneidade em relação ao número cromossômico das espécies; e dentro de uma mesma subfamília observa-se esta mesma heterogeneidade

#### Referências Bibliográficas

AFONSO, E.; POTT, A. 2000. Plantas tóxicas para bovinos. Embrapa Campo Grande, MS, dez. nº 44

AHRENS, W. H.; WAX, L. M.; STOLLER, E. W. 1981 Identification of triazine-resistant *Amaranthus* spp. Weed Sci., v. 29, n. 3, p. 345-348.

ALLEN, J.R., HSU, I.C., CARSTENS, L. A. 1975. Dehydroretronecine induced rhabdomyosarcomas in rats. Cancer Res., 35:997-1002.

ALVARES, N.G. 1989 La rotación con leguminosas como alternativa para reducir el daño causado por fitopatógenos del suelo y elevar la productividad del agro ecosistema maíz en el trópico húmedo. (Tese de Mestrado). Montecillo. México, Colégio de Posgraduados.

ALVES, M.A.O. & CUSTÓDIO, A.V.C. 1989. Citogenética de Leguminosas coletadas no estado do Ceará. Revista Brasileira de Genética 12:81-92.

AMABILE, R. F; CORREIA, J. R; FREITAS, P. L. de; BLANCENEUX, P; GAMALIEL, J. 1984 Efeito do manejo de adubos verdes na produção de mandioca (*Manihot esculenta* Crantz). Pesq. Agrop. Bras. Brasília, v. 29, n. 8, p1199

AMORIM NETO, M. DA S.; ARAÚJO, A. E. DE; BELTRÃO, N. E. DE M. CLIMA E SOLO. IN: AZEVEDO, D. M. P. DE; LIMA, E. F. 2001 (Ed. Téc.) O agronegócio da mamona no Brasil. Brasília: Embrapa Informação Tecnológica.3, p. 63-76.

ANTON, R.; DUQUENÓIS, P.1968. Contribution a l'étude chimique du *Cassia occidentalis* L. Annales Pharmaceutiques Françaises, Paris, v.26, n.II, p.673-680.

AULER, N. M. F., BATTISTIN, A. & BIONDO, E. 1998. Análise do cariótipo de *Apuleia leiocarpa* (Vogel) Macbr. Genetics and Molecular Biology 21 (3- supplement):163.

BAHIA. 1995 Secretaria da Indústria, Comércio e Mineração. Diagnósticos e oportunidades de investimento à mamona. Salvador: CICM/ SEBRAE, [s.d.].

BANDEL, G. 1974. Chromosome numbers and evolution in the Leguminosae. Caryologia 27:17-32.

BARROS, C.S.L. 1993. Intoxicações por plantas que afetam o sistema muscular. Intoxicação por *Senna occidentalis*. In: RIET-CORREA, F., MÉNDEZ, M.C., SCHILD, A.L. Intoxicações por plantas e micotoxicoses em animais domésticos. Rev. Fac. Zoo. Vet. Agro. Uruguaiana, Vol. 10, pág. 58 - 64, 2003 Publicado em 23-07-2004- 62 - Pelotas : Hemisferio Sul do Brasil,p .201-213.

BARTH, A.T., KOMMERS, G.D.,SALLES, M.S., *et al.* 1994 Coffee senna (*Senna occidentalis*) poisoning in cattle. Vet Human Toxicol, v.36, n.6, p.541-545.

BELTRÃO, G.T.A. & GUERRA, M. 1990. Citogenética de angiospermas coletadas em Pernambuco – III. Ciência e Cultura 42:839-845.

BIONDO, E.; MIOTTO, S. T. S.; SCHIFINO-WITTMANN, M. T. 2005. Citogenética de espécies arbóreas da subfamília Caesalpinioideae – Leguminosae do sul do Brasil. Ciência Florestal, 15(3): 241-248.

BLANCO, H.C. 1978 Catálogo das espécies de mato infestantes das áreas cultivadas no Brasil - Família do amendoim do campo (*Leguminosae*). O Biológico, São Paulo, v.44, p.33-90.

BORTOLUZZI, R.L.C. 2004. A subfamília Caesalpinioideae (Leguminosae) em Santa Catarina, Brasil. Tese de doutorado, Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre.

BOSWELL, V.R. 1962. Que son las semillas y que hacen introducción. In: ESTADOS UNIDOS. Departamento de Agricultura. Semillas, México, Continental. cap.1, p. 19-36.

BOTELHO, S. A.; FERREIRA, R. A.; MALAVASI, M. M.; DAVIDE, A. C. 2000. Aspectos morfológicos dos frutos, sementes, plântulas e mudas de Jatobá-do-cerrado (*Hymenaea stigonocarpa* Mart. ex Hayne) – Fabaceae. Revista Brasileira de Sementes, v.22, n.1, p.144-152.

BRAGA, N. R.; WUTKE, E. B.; AMBROSANO, E. J.; BULISANE, E. A. 2000. Instituto Agrônômico –IAC Centro de Análise e Pesquisa Tecnológica do Agronegócio dos Grãos.

BURKART, A. 1987. Leguminosae. In Flora Ilustrada de Entre Rios (Argentina) (N.S.T. Burkart & N.M. Bacigalupo, eds.). Buenos Aires, Colección Científica del I.N.T.A., v.6, p.695-704.

CARVALHO, N. M.; NAKAGAWA, J. 1988. Sementes: ciência, tecnologia e produção. Campinas: Fundação Cargill, 424p.

CAVADA, B.S., MOREIRA, R.A., OLIVEIRA, J.T.A. & GRANJEIRO, T.B. 1993 Primary structures and functions of plants lectins. Revista Brasileira de Fisiologia Vegetal 5:193-201.

COLEMAN, J.R. & DE MENEZES, E.M. 1980. Chromosome numbers in Leguminosae from the state of São Paulo, Brazil. *Rhodora* 82:474-475.

COLVIN, B.M.; HARRISON, L.R.; SANGSTER, L.T 1986. *Cássia occidentalis* toxicosis in growing pigs. *Journal of the American Veterinary Medical Association* Chicago, v.189, n.4, p.423-426.

CONCEIÇÃO, A.S., QUEIRÓZ, L.P. & LEWIS, G.P. 2001. Novas espécies de *Chamaecrista* Moench (Leguminosae -Caesalpinioideae) da Chapada Diamantina, Bahia, Brasil. *Sitientibus série Ciências Biológicas* 1:112-119.

CORRÊA, M.P. 1974 *Dicionário das plantas úteis do Brasil e das exóticas cultivadas*, Rio de Janeiro: S/A. v.3.

COVAS, G. 1949. Estudios cariológicos en antófitas. *Darwiniana* 9:158-162.

CUCO, S. M.; MODIN, M.; VIEIRA, M. L. C.; AGUIAR -PERECIN, M. L. R. 2003. Técnicas para a obtenção de preparações citológicas com alta frequência de metáfases mitóticas em plantas: *Passiflora* (Passifloraceae) e *Crotalaria* (Leguminosae). *Acta Botanica Brasilica*, 17(3):363-370.

CULVENOR, C. C. J.; EDGAR, J. A.; JAGO, M. V.; OUTERIDGE, A.; PETERSON, J. E.; SMITH, L. W. 1976 Hepato and pneumotoxicity of pyrrolizidine alkaloids and derivates in relation to molecular struture. *Chem. Ecol. Inter.* 12: 299-324.

DAMIÃO FILHO, C. F. 1997. *Morfologia e anatomia de sementes*. Jaboticabal. S. P. 108 p. mimeografado.

DUKE, J.A. & POLHILL, R.M. 1981. Seedlings of Leguminosae. *In* *Advances in legume systematics* (R.M. Polhill & P.H. Raven, eds.). Royal Botanic Gardens, Kew, p.941-949.

ELLENHORN, M. J. & BARCELOUX, D. G. 1988. *Medical Toxicology: diagnosis and treatment of human poisoning*. Elsevire, New York.

ESAU, K. 1987. Anatomy of seed plants. 2<sup>nd</sup> ed. John Wiley & Sons, New York.

ESTADOS UNIDOS. 1953. Department of Agriculture. Manual for testing agriculture and vegetable seeds. Washington, U.S.DA., . 440p. (Agriculture Handbook, 30).

FERRO , V. G. 2001.Padrões de Utilização de *Crotalaria* ssp. ( Leguminosae, Papilionoideae, Crotalariaeae) por larvas de *Utetheisaornatrix* ( Lepidoptera, Arctiidae). Campinas: Unicamp.(Tese MS).

FONTANÉTTI, A.; CARVALHO,G. J. 1999 de.Potencialidades alelopáticas da mucuna-preta (*Stizolobium aterrimum*) e do feijão-de- porco (*Canavalia ensiformes*), em diferentes concentrações de matéria seca, na germinação de sementes de alface (*Lactuca sativa*). In: CONGRESSO DE INICIAÇÃO CIENTÍFICA DA UFLA-CICESAL,12. Lavras. Resumos... Lavras: UFLA, 1999. p. 84.

FREIRE, R.M.M. 2001. Ricinoquímica. In: AZEVEDO,D.M.P. de; LIMA, E.F. (eds. Tec.).O agronegócio da mamona no Brasil. Brasília: Embrapa Comunicação para Transferência de Tecnologia. p. 295- 334.

GAILLARD, Y. & PEPIN, G. 1999. Poisoning by plant material: review of human cases and analytical determination of main toxins by higher-performance liquid chromatography- (tandem) mass spectrometry. Journal of Chromatography B 733: 181-229.

GATES, R.R. 1951. Epigeal germination in the Leguminosae. Botanical Gazette 113:151-157.

GOLDBLATT, P. 1981. Cytology and the phylogeny of Leguminosae. *In* Advances in Legume Systematics (R.M. Polhill & P.H. Raven, eds.). Royal Botanical Gardens, Kew, part 2, p.427- 463.

GÓRNIAK, S.L., PALERMO NETO, J., SPINOSA, H.S. 1987. Plantas tóxicas de interesse agropecuário: *Palicourea marcgravii*. A Hora Veterinária, Ano 7, 39:40-44.

GROTH, D. & LIBERAL, O.H.T. 1988. Catálogo de identificação de sementes. Campinas, Fundação Cargil, 182 p.

GUERRA, M. S. Introdução à citogenética geral. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, p. 130, 1988.

HARAGUCHI, M. 2003. Plantas Tóxicas de Interesse na Agropecuária. Biológico, São Paulo, v.65, n.1/2, p.37-39, jan./dez..

HARTMANN, T.; WITTE, L. 1995. Chemistry, biology and chemoecology of the pyrrolizidine alkaloids. In: Pelletier S W (ed) Alkaloids – Chemical and biological perspectives 9. Pergamon Press: Oxford, 155-233

HERENDEEN, P.S. 2000. Structural evolution in the Caesalpinioideae (Leguminosae). In Advances in Legume Systematics (P.S. Herendeen & A. Bruneau, eds.). Royal Botanical Gardens, Kew, part 9, p.45-64. IRWIN, H.S. 1964. Monographic studies in *Cassia* (Leguminosae – Caesalpinioideae) I. Section *Xerocalyx*. Memoirs of the New York Botanical Garden 12:1-114.

HICKEY, L.J. 1973 . Classification of the architecture of dicotyledonous leaves. American Journal Botanic 60 (1):17-33.

HOEHNE, F. C. Plantas e substâncias vegetais tóxicas e medicinais. São Paulo, O Estado de São Paulo, 350 p., 1939

HORAK, M. J.; LOUGHIN, T. M. 2000 Growth analysis of four *Amaranthus* species. Weed Sci., v. 48, n. 3, p. 347-355.

IRWIN, H.S. & TURNER, B.L. 1960. Chromosomal relationships and taxonomic considerations in the genus *Cassia*. American Journal of Botany 47:309-318.

IRWIN, H.S. & BARNEBY, R.C. 1982. The American Cassiinae, a synoptical revision of Leguminosae Tribe Cassieae, subtribe Cassiinae in the New World. *Memoirs of the New York Botanical Garden* 35:1-918.

JOLY, A.B. 2002. *Introdução à Taxonomia Vegetal*, São Paulo: editora. nacional 777p.

KNEZEVIC, S. Z.; HORAK, M. J.; VANDERLIP, R. L. 1997. Relative time of redroot pigweed (*Amaranthus retroflexus*) emergence is critical in pigweed-sorghum [*Sorghum bicolor* (L.) Moench] competition. *Weed Sci.*, v. 45, n. 4, p. 502-508.

KISSMANN, K. G.; GROTH, D. 1999. *Plantas infestantes e nocivas*. 2.ed. São Paulo: BASF, v. 2. 978 p.

KUMARI, A.; KOHLI, R.K. 1984. Studies on dormancy and macromolecular drifts during germination in *Cassia occidentalis* L. seeds. *Journal of Tree Sciences*, v.3, n. 1/2, p.111-125, Resumo TREE-CD.

LEIHNER, D. 1983 Yuca en cultivos asociados: manejo e evaluación. Cali. CIAT, 80 p. apud ZANATA, J. C; SCHIOCCHJET, M. A ; NADAL, R. de 1993. Mandioca Consorciada com milho, feijão ou arroz de sequeiro no Oeste Catarinense. Florianópolis: EPAGRI, 37 p. (EPAGRI Boletim Técnico, 64)

LEITÃO FILHO, H. F.; ARANHA, C.; BACCHI, O. 1975. *Plantas invasoras de culturas no estado de São Paulo*. São Paulo: Hucitec, v.2, 577p.

LEMOES, R.A., BARROS, C.S.L., SALLES, M.S., BARROS, S.S., & PEIXOTO, P.V., 1993. Intoxicação espontânea por *Amaranthus spinosus* (Amaranthaceae) em bovinos. *Pesq. Vet. Bras.* 13(1/2):25-34.

LEWIS, G.P. 1987. *Legumes of Bahia*. Royal Botanic Gardens, Kew.

LEWIS, G.P. & POLHILL, R.M. 1998. A situação atual da sistemática de Leguminosae neotropicais. Monographs in Systematic Botany from the Missouri Botanical Garden 68:113-129.

LOPES, O.M.N. 1998 Efeito do feijão de porco no solo cultivado com pimenta-do-reino. Belém: EMBRAPA-CPATU, 1512(EMBRAPA-CPATU. Circular Técnica, 74).

LORD, J.M.; ROBERTS, L.M.; ROBERTUS, J.D. 1994. Ricin: structure, mode of action and some current applications. The FASEB Journal, v. 8, p. 201-208.

LORENZI, H. 2000. Plantas daninhas do Brasil: terrestres, aquáticas, parasitas e tóxicas, Nova Odessa: Plantarum, 624p.

LORENZI, H. 1982. Plantas daninhas do Brasil. Nova Odessa, São Paulo, H. Lorenzi 425 p.

MACEDO, M. C. M.; RICHEL, A. N.; ZIMMER, A. H. Z. 2000. Degradação e alternativas de recuperação e renovação de pastagens. Campo Grande: EMBRAPA-MCNP GC, 4 p. (Comunicado Técnico 62).

MACIEL, H.S.; SCHIFINO-WITTMANN, M.T. 2002. First chromosome number determination in southeastern South American species of *Lupinus* L. (Leguminosae). Botanical Journal of the Linnean Society, 139:395-400.

MARTIN, A.C.; BARKLEY, WJ. 1961. Seed identification manual. Berkley and Los Angeles: Univ. of Califórnia. 221p.

MARTINEZ, A. P. 1976. Procedimentos para facilitar el estudio de cromossomas en materials vegetales difíciles. Cuadernos G. Biological, 5: 53-60.

MARTINS, E., MARTINS, V.M.V., RIET-CORREA, F. *et al.* 1986. Intoxicação por *Cassia occidentalis* (Leguminosae) em suínos. Pesq Vet Bras, v.6, n.2, p.35-38.

MATTOS, P. L. P. de; DANTAS, J. L. L. 1981. *Utilização do cultivo da mandioca consorciada com feijão*. Cruz das Almas. EMBRAPA-CNPMF, . 22p. (EMBRAPA-CNPMF. Circular Técnica, 2)

MAYO, C. M. et al. 1995. Differential control of four *Amaranthus* species by six postmergence herbicides in soybean (*Glycine max*). Weed Technol., v. 9, n. 1, p. 141-147.

MAZZANI, MB. 1983. Euforbiaceas oleaginosas. Tártago. In: MAZZANI, B. Cultivo y mejoramiento de plantas oleaginosas. Caracas. Venezuela: Fondo Nacional de Investigaciones Agropecuárias. p.277-360

MCKEY, D., 1989 Interactions between ants and leguminous plants. Adv. Leg. Biol. 29:673-718

MÉNDEZ, M.C., RIET-CORREA, F. 2000. Plantas tóxicas e micotoxícoses. Pelotas: Universitária/UFPel. Plantas que causam necrose segmentar muscular: p.58-61.

MENDONÇA FILHO, C. V. M.; FORNI - MARTINS, E. R.; TOZZI, A. M. G. A. 2002. New chromosome counts in neotropical *Machaerium* Pers. Species (Leguminosae) and their taxonomic significance. Caryologia, 55(2): 111-114.

MOURÃO, K. S. M. et al. 2002. Morfo-anatomia da plântula e do tirodendro de *Trichilia catigua* A. Juss., *T. elegans* A. Juss. e *T. pallida* Sw. (Meliaceae). Acta Scientiarum, Maringá, v. 24, n.2, p. 601-610,

MUSIL, A.F. 1963. Identification of crop and weed seeds. Washington: Department of Agriculture, 171p. (Agriculture Handbook, 219).

MUSSURY, R.M. 2003. Caracterização morfo-anatômica dos órgãos vegetativos de *Pfaffia glomerata* (Spreng.) Pedersen 'ginseng-brasileiro' – *Amaranthaceae*. Tese (Doutorado)-Universidade Estadual Paulista Júlio de Mesquita Filho, Botucatu.

PALOMINO, G. & VÁZQUEZ, R. 1991. Cytogenetic studies in mexican populations of species of *Crotalaria* (Leguminosae – Papilionoideae). *Cytologia* 56:343-351.

PAULINO, M.F.; DETMANN, E.; VALADADRES FILHO, S.C. et al. 2002. Soja grão e caroço de algodão em suplementos múltiplos para terminação de bovinos mestiços em pastejo. *Revista Brasileira de Zootecnia*, v.31, n.1, p.484-491, (supl.).

PEREIRA J. R. P.; SILVA, W. 2000. Controle de plantas daninhas em pastagens. Instrução técnica para o produtor de leite. Juiz de Fora: EMBRAPA.

POLHILL, R. M. 1982. *Crotalaria* in Africa and Madagascar. A. A. Balkeama, Rotterdam.

POLHILL, R.M. 1981. Papilionoideae. In *Advances in legume systematics*(R.M. POLHILL & P.H. RAVEN, eds.). Royal Botanic Gardens,Kew p.192-208.

PULEO, L.E. 1966. Isolation of an alkaloid from *Cassia occidentalis*. Thesis (M.S.) - Texas A & M. University, College Station. 26p.

RIBEIRO, J. E. L. do S.; HOPKINS, M. J. G.; VICENTINI, A.; SOTHERS, C. A.; COSTA, M. A. da S.; BRITO, J. M.; SOUZA, M. A. D.; MARTINS, L. H. P.; LOHMANN, L. G.; ASSUNÇÃO, P. A. C. L.; PEREIRA, E. da C.; SILVA, C. F.; MESQUITA, M. R.; PROCÓPIO, L. C. 1999. Flora da Reserva Ducke: Guia de Identificação das plantas vasculares de uma floresta de terra firme na Amazônia Central. Manaus, INPA. 816p. il.

RODRIGUES FILHO, A. 2000. A cultura da mamona. Belo Horizonte: EMATER-MG. 20p. (Boletim técnico).

ROSA, B. 2001. Influência do uso de herbicidas na recuperação de pastagens de capim-braquiário. *J. Propasto Goiás*, v. 4, n. 1.

ROWLAND, M. W.; MURRAY, D. S.; VERHALEN, L. M. 1999. Full-season Palmer amaranth (*Amaranthus palmeri*) interference with cotton (*Gossipium hirsutum*). *Weed Sci.*, v. 47, n. 3, p. 305-309.

SEARA (Fortaleza, CE). 1989. Projeto recuperação da cotonicultura estadual. Fortaleza: p. 32-39.

SCHIFINO - WITTMANN, M.T. 2004. Citogenética do gênero *Leucaena* Benth. *Ciência Rural* 34(1)

SILVA, A. A.; WERLANG, R. C.; FERREIRA, L. R. 2002 Controle de plantas daninhas em pastagens. In: SIMPÓSIO SOBRE MANEJO ESTRATÉGICO DA PASTAGEM, 1., Viçosa. Anais...Viçosa: SBZ, 2002. p. 273-310.

SILVA, W.J. da. 1981 Aptidões climáticas para as culturas do girassol, da mamona e do amendoim, Belo Horizonte, v.7, n. 82, p. 24-28.

SILVA, Z. L. da. 1978 Alelopatia e defesa em plantas. *Boletim Geográfico*, Rio de Janeiro, v. 36, n. 258/259, p. 90-96, jul./dez .

SIMPSON, C.F.; DAMRON, B.L.; HARMS, R.H. 1971 Toxic myopathy of chicks fed *Cassia occidentalis* seeds. *Avian Diseases*, Ithaca, v.15, p.284-90.

SOUZA, L.A.de., & OLIVEIRA, J.H.G. 2004. Morfologia e Anatomia das plântulas de *Tabebuia avellanedae* Lor ex Griseb e *T. Chrysotricha* (mart ex Dc) Stande ( Bignoniaceae) *Acta Scientiarum Biological*.

SOUZA, M.G.C. & BENKO-ISEPPON, A.M. 2004. Cytogenetics and chromosome banding patterns in Caesalpinioideae and Papilionoideae species of Pará, Amazonas, Brazil. *Botanical Journal of the Linnean Society* 144:181-191.

TAPIA, M. 1997. Cultivos andinos subexplotados y su aporte a la alimentación. Santiago, Chile : Oficina Regional de la FAO para la América Latina y Caribe. 217 p.

TÁVORA, F.J.A.F. 1982. A cultura da mamona. Fortaleza: EPACE. 111p

TOKARNIA, C.H.; DÖBEREINER, J.; PEIXOTO, P.V. 2000. Plantas tóxicas do Brasil. Rio de Janeiro: Ed. Helianthus. 310p.

WEISS E. A. 1983. Oil seed crops. London: Longman. 659p.