



EAFI
Escola Agrotécnica Federal
Inconfidentes - MG

JEFERSON ALVES DOS SANTOS

**AVALIAÇÃO DO DESENVOLVIMENTO MORFOLÓGICO
INICIAL DE QUATRO ESPÉCIES DE LEGUMINOSAS ARBÓREAS
SOB DIFERENTES SUBSTRATOS**

INCONFIDENTES - MG
Outubro/2008

JEFERSON ALVES DOS SANTOS

**AVALIAÇÃO DO DESENVOLVIMENTO MORFOLÓGICO
INICIAL DE QUATRO ESPÉCIES DE LEGUMINOSAS ARBÓREAS
SOB DIFERENTES SUBSTRATOS**

Monografia apresentada à Escola Agrotécnica Federal de Inconfidentes, como parte das exigências para a obtenção do título de Tecnólogo em Gestão Ambiental.

Orientadora: Dr^a. Lílian Vilela Andrade Pinto

**INCONFIDENTES – MG
2008**

JEFERSON ALVES DOS SANTOS

**AVALIAÇÃO DO DESENVOLVIMENTO MORFOLÓGICO
INICIAL DE QUATRO ESPÉCIES DE LEGUMINOSAS ARBÓREAS
SOB DIFERENTES SUBSTRATOS**

Data de aprovação: 21 de Novembro de 2008

Dr.^a. Lílian Vilela Andrade Pinto

Orientadora

Dr. Ademir José Pereira

Co-orientador

Msc. Oswaldo Francisco Bueno

Membro

**INCONFIDENTES – MG
2008**

AGRADECIMENTOS

Primeiramente eu agradeço a Deus, por ele ter me dado força, saúde e entusiasmo para a realização deste trabalho, pois sem ele eu não o faria.

Aos meus pais, João Alves e Neuza Pereira, por sempre me apoiarem e por estarem do meu lado me incentivando mesmo distantes.

Aos meus irmãos, Edson, Gerson, Waldir e Wagner; e irmãs, Solange e Simone, também pelo apoio em todos os momentos.

À minha filha Gabrielly, por me fazer ter mais vontade ainda de lutar pelos meus objetivos e pelas minhas conquistas, sempre com seriedade e dedicação.

Aos meus sobrinhos e sobrinhas que sempre me ensinaram o quanto é importante dar valor às coisas simples e pequenas da vida, e que ao mesmo tempo se tornam as maiores e mais importantes.

À Escola Agrotécnica Federal de Inconfidentes por me dar a possibilidade de realizar este trabalho tão valioso e importante para a minha vida profissional e pessoal.

Aos meus amigos e companheiros, Gilberto, Adalberto, Ronaldo, Juliano, Jefferson, Milson, Olívio e Érika, pela boa convivência no dia-a-dia e pela amizade prestada.

Aos meus amigos Lucas Junqueira e Wellington Missasse, por me ajudarem nas medições do experimento e também pela amizade.

Ao professor Laércio e funcionários do viveiro de mudas da EAFI, pela boa vontade em colaborar com a instalação do experimento.

À minha orientadora e professora Lílian Vilela Andrade Pinto, pela paciência, atenção, dedicação e satisfação em fazer parte deste trabalho, me ajudando sempre nas horas que precisei.

Ao professor Ademir, pelas dicas, boa vontade e interesse por este trabalho realizado e também por aceitar fazer parte da banca.

Ao Oswaldinho também pelo aceite.

A todos, o meu “Muito Obrigado”!

A inteligência precisa nutrir-se de boas idéias. Contudo, a vida não melhora somente com o que se aprende, e sim com aquilo que se coloca em prática daquilo que se aprendeu.

As boas intenções, por si, não mudam a vida de ninguém.

Os ideais tornam-se realidade somente quando conseguimos concretizá-los.

Tarcila Tommasi

Aos meus pais, irmãos e irmãs, sobrinhos
e sobrinhas e, por fim, à minha filha
Gabrielly,

A minha infinita gratidão.

Dedico

SUMÁRIO

RESUMO	IX
SUMMARY	IX
1. INTRODUÇÃO	1
2. OBJETIVOS	2
2.1. Objetivo geral	2
2.2. Objetivos específicos	2
3. REFERENCIAL TEÓRICO	3
3.1. Características das leguminosas	3
3.2. Fixação biológica de nitrogênio em leguminosas.....	5
3.3. Características das espécies estudadas	5
3.3.1. <i>Cassia ferruginea</i>	5
3.3.2. <i>Senna macranthera</i>	6
3.3.3. <i>Centrolobium tomentosum</i>	6
3.3.4. <i>Platypodium elegans</i>	7
3.4. Parâmetros morfológicos e qualidade das mudas.....	7
3.4.1. Altura	8
3.4.2. Diâmetro do colo	9
3.4.3. Folha	9
3.5. Fatores que afetam a produção de mudas	10
3.5.1. Sementes	10
3.5.2. Dormência de sementes	11
3.5.2.1. Dormência exógena	11
3.5.2.2. Dormência endógena	12
3.5.3. Luz	12
3.5.4. Temperatura.....	13
3.5.5. Água	14
3.5.6. Substratos	15
3.5.6.1. Húmus.....	16
3.5.7. Recipientes	17
3.6. Repicagem das mudas	18
3.7. Irrigação.....	19
3.8. Adubação de cobertura	19
3.8.1. Adubos foliares.....	20
3.8.1.1. Sulfato de amônio.....	20
3.8.1.2. Cloreto de potássio	20
4. MATERIAL E MÉTODOS	21
4.1. Localização da área	21
4.2. Espécies estudadas.....	21
4.3. Coleta das sementes.....	21
4.4. Quebra de dormência.....	22
4.5. Semeadura	22
4.6. Substratos	23
4.6.1. Composição dos substratos.....	24
4.7. Repicagem e instalação do experimento	24
4.8. Adubação de cobertura	25
4.9. Avaliações dos parâmetros morfológicos.....	25
4.9.1. Diâmetro do colo	26
4.9.2. Altura	26

4.9.3. Número de folhas	27
4.10. Análise estatística	27
4.11. Registro fotográfico	27
5. RESULTADOS	28
5.1. Avaliação da espécie <i>Cassia ferruginea</i>	28
5.1.1. Diâmetro do colo para <i>C. ferruginea</i>	28
5.1.2. Altura e número de folhas para <i>C. ferruginea</i>	29
5.2. Avaliação da espécie <i>Senna macranthera</i>	31
5.2.1. Diâmetro do colo para <i>S. macranthera</i>	31
5.2.2. Altura para <i>S. macranthera</i>	32
5.2.3. Número de folhas para <i>S. macranthera</i>	33
5.3. Avaliação da espécie <i>Platypodium elegans</i>	34
5.3.1. Diâmetro do colo para <i>P. elegans</i>	34
5.3.2. Altura para <i>P. elegans</i>	35
5.3.3. Número de folhas para <i>P. elegans</i>	36
5.4. Avaliação da espécie <i>Centrolobium tomentosum</i>	37
5.4.1. Diâmetro do colo para <i>C. tomentosum</i>	37
5.4.2. Altura para <i>C. tomentosum</i>	38
5.4.3. Número de folhas para <i>C. tomentosum</i>	39
6. DISCUSSÃO	40
7. CONCLUSÕES.....	45
8. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	46

RESUMO

A família leguminosae é numerosa, sendo encontrada nos mais diversos tipos de ambientes. Muitas espécies desempenham um papel importante no meio em que se encontram associadas a determinados grupos de bactérias no solo, tornando possível o processo de fixação biológica de nitrogênio, melhorando as propriedades físicas, químicas e biológicas do solo. Para projetos de reflorestamento, recuperação de áreas degradadas, urbanização, dentre outros, torna-se relevante a preocupação em produzir mudas com qualidade e quantidade que possam atender positivamente esses projetos de interesse, dando atenção aos substratos a serem utilizados bem como a certos parâmetros morfológicos (diâmetro do colo, altura da parte aérea e número de folhas) durante a permanência das mudas no viveiro. Este trabalho objetivou avaliar os parâmetros morfológicos de mudas de quatro leguminosas arbóreas em três composições de substratos em sacolas de polietileno. O experimento foi instalado no viveiro de mudas da Escola Agrotécnica Federal de Inconfidentes, MG. Usou-se no ensaio os diferentes substratos: S₁- terra de subsolo + composto industrial + superfosfato simples (SS), S₂- somente composto industrial + SS e S₃- composto industrial + húmus de minhoca + terra de subsolo + SS. O experimento foi instalado no delineamento inteiramente casualizado com 5 repetições das quatro espécies avaliadas: *Cassia ferruginea* (canafístula), *Centrolobium tomentosum* (araribá), *Platypodium elegans* (jacarandá-branco) e *Senna macranthera* (manduirana). Para a espécie *C. ferruginea*, o substrato indicado foi o S₁. Para a espécie *C. tomentosum* os três substratos proporcionaram bons resultados em crescimento em diâmetro, altura e número de folhas, podendo os três substratos serem usados na produção de mudas desta espécie. Para a espécie *P. elegans* o substrato mais indicado foi o S₂ e para a espécie *S. macranthera* o mais ideal foi o S₁.

PALAVRAS-CHAVE: Produção de mudas; Sacolas plásticas.

SUMMARY

The family leguminosae is numerous, being found in the most several types of places. A lot of species play an important part where they're found associated to certain groups of bacteria in the soil, turning possible the process of biological fixation of nitrogen, improving the physical, chemical and biological properties of the soil. For reforestation projects, recovery of degraded areas, urbanization among other, it becomes important the concern in producing seedlings with quality and in amount that can assist those projects of interest positively, paying attention to the substrates used as well as certain morphologic parameters (diameter of stem, height of the aerial part and number of leaves) during the permanence of the seedlings in the nursery. This work aimed at to evaluate the morphologic parameters of seedlings of 4 leguminous trees in three compositions of substrates in recipients of polyethylene. The experiment was installed in the nursery of seedlings of the Federal Agrotecnic school of Inconfidentes, in Minas Gerais state. Different substrates were used: S₁ - underground earth + industrial substrate + simple superphosphate (SS); S₂ - only industrial substrate + SS and S₃ - industrial substrate + earthworm humus + underground earth + SS. The experiment was installed in a randomized design with 5 repetitions of the four appraised species: *Cassia ferruginea* (canafístula), *Centrolobium tomentosum* (araribá), *Platypodium elegans* (jacaranda-branco) and *Senna macranthera* (manduirana). For the species *C. ferruginea*, the suitable substrate was S₁. For the species *C. tomentosum* the three substrates provided good results in growth of diameter, height and number of leaves, and this species can be produced with the three substrates. For the species *P. elegans* the most suitable substrate was S₂ and for the species *S. macranthera* the best substrate was S₁.

KEY-WORDS: Seedlings production; Plastic bags.

1. INTRODUÇÃO

A família leguminosae é numerosa, sendo estimada em cerca de 20.000 espécies e cerca de 700 gêneros (LEWIS et al., 2003), e é encontrada em grande diversidade de climas (KIEHL, 1985). As plantas possuem folhas alternas, estipuladas, freqüentemente compostas; flores pentâmeras; ovário unicarpelar na maioria dos gêneros, com muitos óvulos; fruto com vagem ou samaróide (GEMTCHÚJNICOV, 1976).

Segundo Joly (1976), estas plantas são encontradas nos mais variados ambientes, em diferentes latitudes e altitudes, constituindo desde grandes árvores das matas tropicais a arbustos, subarbustos, ervas anuais ou perenes e também muitas trepadeiras. Algumas espécies podem ser citadas como, por exemplo, o feijão, ervilha, lentilha, fava, grão-de-bico, soja, tamboril, acácia, pata-de-vaca, amendoim, sabiá, etc.

As leguminosas são reconhecidas pelo efeito de melhoria de fertilidade de solos. Resultados obtidos pela Embrapa Agrobiologia têm mostrado o potencial de utilização de espécies desta família na recuperação de solos degradados (CABRAL, s/d). Em um estudo avaliando o efeito de leguminosas nas características químicas e matéria orgânica de um solo degradado, Nascimento et al. (2003) verificaram que as leguminosas contribuíram para a diminuição da acidez, elevando o pH do solo, e para a elevação dos teores dos nutrientes potássio e magnésio no solo na profundidade de 0-10 cm.

Para as espécies arbóreas há uma necessidade de se produzir mudas para plantio na recuperação de áreas degradadas tais como em áreas com solos degradados por contaminação com metais pesados, em solos com índice de erosão, em pastagens degradadas e em áreas mineradas (RESENDE & KONDO, 2000).

Santos et al. (2000) citam que, além da semente, alguns fatores influenciam na produção de mudas de espécies florestais, destacando-se o substrato e o recipiente utilizado, os quais refletem na qualidade do produto final. A qualidade da muda tem sido abordada em vários trabalhos de pesquisa que tem procurado definir os melhores tamanhos, tipos de recipientes e substratos, adequando-os à produção de mudas de qualidade desejável.

2. OBJETIVOS

2.1. Objetivo geral

Avaliar os parâmetros morfológicos de mudas de quatro espécies de leguminosas arbóreas sob três diferentes substratos.

2.2. Objetivos específicos

Avaliar qual das espécies de leguminosas arbóreas em estudo apresenta maior desenvolvimento dos parâmetros morfológicos na fase de muda.

Indicar qual o melhor substrato para a produção de mudas para as quatro espécies de leguminosas arbóreas em estudo.

3. REFERENCIAL TEÓRICO

3.1. Características das leguminosas

As leguminosas constituem a terceira maior família de plantas com flores, ficando atrás somente das famílias Orchidaceae e Asteraceae, dividindo-se em três subfamílias, sendo elas Caesalpinioideae, Mimosoideae e Papilionoideae, as quais diferem significativamente em relação ao crescimento de suas espécies entre outras características. As subfamílias Caesalpinioideae e Mimosoideae possuem cerca de 3.000 espécies cada, já a Papilionoideae representa o grupo mais numeroso com cerca de 14.000 espécies (MOREIRA & SIQUEIRA, 2006).

Elas fixam o nitrogênio do ar através da simbiose com bactérias conhecidas por “Rizóbio” que constitui os gêneros *Rhizobium*, *Bradyrhizobium*, *Azorhizobium*, *Sinorhizobium* e *Mezorhizobium* (BARBERI et al., 1998).

Estas bactérias vivem isoladas no solo, penetram na planta atingindo as células corticais da raiz provocando o desenvolvimento de nódulos. Uma planta adulta pode apresentar mais de mil nódulos e cada nódulo pode conter milhões de bactérias (KIEHL, 1985). Por isso são importantes sob os pontos de vistas econômico e ecológico contribuindo com a viabilização de reflorestamentos e minimizando os impactos decorrentes da utilização de fertilizantes nitrogenados (BARBERI et al., 1998). Muitas espécies não são capazes de formar simbiose e nodular como é o caso do Jatobá (*Hymenae courlbaril*) e o pau-brasil (*Caesalpinia echinata*) (MOREIRA & SIQUEIRA, 2006). Algumas espécies são escolhidas para se fazer adubação verde na agricultura, pois apresentam altas porcentagens de P, K e Ca (MALAVOLTA, 1967) e por serem plantas ricas em nitrogênio (KIEHL, 1985) e outros elementos minerais (MALAVOLTA, 1967).

A fixação biológica de nitrogênio assume relevância equiparada à da fotossíntese como processo essencial à vida no planeta. No solo, as formas de N disponíveis às plantas são facilmente perdidas, quando não absorvidas pelas raízes, o que restringe a capacidade de suprimento do nutriente mais exigido pelas plantas. Além disso, o maior reservatório de N no solo é representado pela matéria orgânica que ocorre principalmente nas camadas mais superficiais e que, normalmente, perde-se em função das atividades degradadoras (FRANCO et al., 1992 citados por RESENDE & KONDO, 2001).

Segundo Resende & Kondo (2001) há vantagens econômicas e ambientais relacionadas com o uso dessas espécies. Uma das vantagens é a redução da necessidade de correção do solo e fertilização por meio da seleção de plantas adaptadas e eficientes na aquisição e conversão de nutrientes em biomassa, minimizando assim o risco de contaminação do ecossistema, situação associada principalmente ao uso excessivo de N da adubação.

Os valores típicos estimados para os fluxos através de processos mais importantes da adição de N do solo são: a fixação biológica de N de 50 a 500 Kg.ha⁻¹, mineralização de 2 a 5% do N-orgânico, reposição pelas chuvas de 5 a 20 Kg.ha⁻¹. ano⁻¹, fertilização de 50 a 400 Kg.ha⁻¹.ano⁻¹ (MOREIRA & SIQUEIRA, 2006).

São inúmeras as vantagens do processo de fixação biológica de nitrogênio atmosférico em relação ao processo que se dá por meios industriais (Tabela 1). Os aspectos comparativos destes dois processos têm dados significativos.

TABELA 1: Aspectos comparativos do processo de fixação do N₂ atmosférico por via industrial e biológica (SIQUEIRA, 1997).

Industrial (fertilizantes)	Biológica (FBN*)
Processo caro, alta demanda energética, consome fósseis e é poluente.	Segundo processo biológico mais importante do planeta, é barato e sem impacto ambiental.
Baixo aproveitamento agrônomico e é poluente do solo e água.	Recurso natural renovável e de fácil manipulação.
Representa apenas 2% da absorção total de N pelas plantas.	Representa 8,5% da absorção natural de N pelas plantas.
São fixadas 49 milhões de toneladas de N ₂ por ano.	São fixadas 175 milhões de toneladas de N ₂ por ano (139 milhões de toneladas em ecossistemas terrestres).

* FBN: Fixação biológica do nitrogênio

Através da tabela nota-se a grande importância desse processo biológico (FBN), incluindo várias vantagens em relação ao processo industrial.

3.2. Fixação biológica de nitrogênio em leguminosas

A fixação biológica do nitrogênio (FBN) é um processo biológico de quebra da tripla ligação do N₂ através de um complexo enzimático denominado nitrogenase. Este processo ocorre no interior de estruturas específicas, denominadas de nódulos, onde bactérias do gênero *Rhizobium*, *Bradyrhizobium* e *Azorhizobium* (geralmente conhecidas por rizóbios) convertem o nitrogênio atmosférico em amônia, que é incorporada em diversas formas de N orgânico para utilização por plantas da família das leguminosas (ARAÚJO & CARVALHO, 2006).

Aproximadamente 80% da atmosfera se constituem por gás nitrogênio (N₂) (LINDEMANN & GLOVER, 2003). De acordo com Silva & Uchida (2000), toda a forma de vida requer nitrogênio. Ele é o elemento chave de aminoácidos (os blocos construtores de proteínas). O nitrogênio deve primeiro ser convertido ou fixado em formas que as plantas e animais possam utilizar.

3.3. Características das espécies estudadas

3.3.1. *Cassia ferruginea*

Mais conhecida como chuva-de-ouro e canafístula, a espécie tem ocorrência do estado do Ceará até Minas, Mato Grosso do Sul e Paraná (LORENZI, 2002). A árvore é de porte mediano a grande, alcançando 10 a 20 metros de altura e pode fornecer toras de 8-10 metros de comprimento por 15-70 centímetros de diâmetro, tem ramos tufo-tomentosos. A casca é pardo-acinzentada com manchas liquênicas com pequenas escamas mais ou menos quadradas, possui folhas compostas paripinadas e sementes episóides, escuras, lisas e duras. Um quilo de suas sementes contém até 7.500 sementes que germinam de 10 a 17 dias (RIZZINI, 1990).

Altamente decorativa, indica-se plenamente à ornamentação de parques e jardins. Apresenta caprichosa disposição de flores perfumadas em ramos pendentes. É, entre as espécies do gênero, a que mais se caracteriza pelo aroma (KUHLMANN, s/d).

De acordo com Lorenzi (2002), a madeirara é moderadamente pesada (densidade 0,50 g/cm³), porosa, mole, fibras grossas e baixa durabilidade quando em contato com umidade e solo. A planta é decídua, heliófila, ocorre frequentemente em floresta latifoliada

semidecídua de transição com a mata pluvial atlântica. Sua floração se dá ao final de setembro que se prolonga até dezembro, sendo em agosto e outubro que os frutos amadurecem.

3.3.2. *Senna macranthera*

Conhecida como manduirana, fedegoso, pau-fava, aleluia e cabo-verde, essa espécie tem ocorrência nos estados do Ceará, Minas Gerais e São Paulo em florestas semidecíduas de altitude. A árvore apresenta altura de 6 a 8 metros e tronco de 20 a 30 centímetros de diâmetro. Suas folhas são compostas de dois pares de folíolos opostos, tem flores amarelas e frutos com vagens cilíndricas e longas. Sua madeira é empregada em caixotaria, produção de brinquedos e lenha. A planta é semidecídua ou decídua no inverno, heliófita e pioneira. Floresce durante vários meses do ano iniciando de dezembro a abril. Esta espécie, devido ao pequeno porte e características ornamentais é ideal para arborização urbana, além de se prestar à composição de plantios em áreas degradadas por ser espécie pioneira e de rápido crescimento (LORENZI, 2002).

3.3.3. *Centrolobium tomentosum*

Mais conhecida como araribá-rosa, araribá-vermelho, arauva, óleo-amarelo, apresenta de 11 a 19 folíolos, obtusos ou apenas agudos, ferrugíneo-tomentosos. Os frutos apresentam asa idêntica, porém pilosa com acúleos pilosos e pode chegar até 2,5 centímetros. Sua madeira tem várias tonalidades de pardo-avermelhado-rosado com manchas purpúreas e reflexo alaranjado. A árvore floresce de janeiro a abril e frutifica em agosto-setembro. Um quilo de sementes contém até 75 sementes, as quais precisam de 20 a 28 dias para germinarem (RIZZINI, 1990). Sua altura pode atingir até 35 metros (CARVALHO, 2005).

O gênero *Centrolobium* tem dispersão limitada à América do Sul, e a espécie *C. tomentosum*, é encontrada desde Minas até o Rio Grande do Sul, ocorrendo nas florestas úmidas (Floresta Ombrófila Densa), de planalto (Florestas Estacionais Semidecíduais) e nas florestas de araucárias (Floresta Ombrófila Mista) (Bastos 1952 e IBGE 1992 citados por AIDAR & JOLY, 2003).

Lorenzi (2002) cita que a madeira é própria para construção naval, confecção de canoas, portas, carroceria, carpintaria e marcenaria em geral. A árvore é ornamental quando floresce. A espécie é pioneira, de crescimento rápido, servindo plenamente para a recomposição de áreas degradadas de preservação permanente.

3.3.4. *Platypodium elegans*

Mais conhecida como amendoim-do-campo, faveira, jacarandá-branco, amendoim-bravo, sucupira e jacarandá-bana, essa espécie pode ser encontrada no Piauí até São Paulo, Mato Grosso do Sul e Goiás, principalmente no cerrado. A árvore tem altura de 8 a 12 metros com tronco de 40 centímetros de diâmetro, folhas compostas pinadas, fruto sâmara mono-alada de cor paleácea. Sua madeira é moderadamente pesada com densidade de 0,82 cm³, dura, com tecido frouxo, sendo utilizada na carpintaria e marcenaria. A árvore apresenta características ornamentais e é recomendada para paisagismo e arborização urbana (LORENZI, 2002), bem como em restauração ecológica (GONÇALVES et al., 2005). A planta é semidecídua, heliófita, seletiva xerófita, características que se dão por estar localizada em terrenos bem drenados e em sua transição para floresta semidecídua. Floresce a partir de setembro, e tem prolongação até novembro, os frutos têm maturação entre os meses de setembro a outubro, permanecendo por mais tempo na árvore (LORENZI, 2002).

3.4. Parâmetros morfológicos e qualidade das mudas

Segundo Fonseca et al. (2002), um dos principais problemas dos viveiros produtores de mudas de espécies florestais é determinar quais os fatores, durante a fase de viveiro, alteram a sobrevivência e o desenvolvimento inicial das mudas no campo e quais características da planta se correlacionam melhor com essas variáveis. É importante para o silvicultor a obtenção de mudas de qualidade antes do plantio definitivo, e isto pode ser atingido de maneira prática, rápida e fácil observando-se os parâmetros morfológicos.

O êxito das plantações florestais depende das mudas utilizadas, mas a escolha dos parâmetros que avaliam as qualidades dessas mudas ainda não está definida e, quase sempre a sua mensuração não é operacional na maioria dos viveiros (GOMES et al., 2002).

O uso de mudas de melhor qualidade relaciona-se diretamente com a porcentagem de sobrevivência após o plantio, além de propiciar um crescimento inicial mais rápido, diminuindo capinas e reduzindo custos de implantação (CARNEIRO, 1995).

Os únicos parâmetros de qualidade que os viveiristas consideram são o aspecto nutricional (visual) e a altura das mudas que deve estar acima de 20 cm. A altura, por ser mais fácil de medir, isoladamente ela não é a melhor característica para a avaliação da qualidade de uma muda, por ser afetada pela densidade de encanteiramento. Porém, se as mudas forem produzidas em densidades maiores, isso prejudicará o crescimento em diâmetro do colo, o

qual levará a mudas estioladas, isto é, muito desenvolvidas na altura, mas com diâmetro do colo reduzido. Neste caso, o diâmetro do colo também deve ser avaliado, devendo se igualar ou ultrapassar os 3 mm, desse modo a muda estará apta para ser levada ao campo (CARNEIRO, 1995).

Um viveiro florestal deve sempre visar à produção de mudas saudáveis e vigorosas para posterior utilização em plantios. Elas devem apresentar: sistema radicular desenvolvido, raiz principal sem defeitos, parte aérea bem formada, caule ereto e não bifurcado, ramos laterais uniformes e distribuídos, folhas com coloração e formação normais e por fim, isenção de doenças (AMBIENTE BRASIL, 2007).

Segundo Oliveira et al. (s/d), os programas de implantação, revitalização e formação de florestas só obterão sucesso se os métodos empregados pelos viveiristas derem prioridade a qualidade de mudas a serem plantadas, pois essas terão de resistir a condições adversas no campo após o plantio, tendo produção com crescimento volumétrico desejado.

De acordo com Gomes et al. (2002), para a determinação do padrão de qualidade das mudas freqüentemente usam-se os parâmetros morfológicos por serem mais compreensivos por parte dos viveiristas.

Para o estudo da morfologia são avaliados: altura, diâmetro da haste, número de gemas, número de folhas, área foliar, peso da matéria seca da parte aérea e raiz, e os índices morfológicos, que compreendem a relação entre as medidas morfológicas (CARNEIRO, 1995 citado por JOSÉ, 2003).

3.4.1. Altura

Altura da parte aérea é a distância vertical entre a linha do solo, ou da cicatriz cotiledonar, até a gema terminal (meristema apical) (MEXAL & LANDIS, 1990 citados por JOSÉ, 2003).

Maior altura da planta implica numa maior área foliar disponível para a fotossíntese e transpiração. Indiretamente, a altura aumenta a área para a fotossíntese e transpiração (KIISKILA, 1999 citado por JOSÉ, 2003).

3.4.2. Diâmetro do colo

De acordo com Coutinho (1976), além de crescer em comprimento, os caules de muitas plantas crescem também em espessura, isto é, aumentam de diâmetro à medida que se tornam mais velhos. Isto é particularmente notável nas plantas arbóreas, onde os troncos dos indivíduos mais velhos atingem diâmetros excepcionais.

O diâmetro, também chamado de diâmetro do colo (DC), é comumente medido na cicatriz cotiledonar. Esta é dita como característica morfológica que melhor se ajusta aos modelos de predição da sobrevivência das mudas no campo (McTAGUE & TIUS, 1996 citados por JOSÉ, 2003).

O parâmetro diâmetro do colo, em geral é o mais indicado para observar a capacidade de sobrevivência da muda no campo (DANIEL et al., 1997). Esta é uma medida freqüentemente relacionada com o vigor da muda, pois, de certa forma, a média diamétrica de uma população de mudas a qualquer tempo é correlacionada com a média do tamanho do sistema radicular. Além do mais, hastes com maior diâmetro tendem a ter maior número de gemas e folhas (MEXAL & LANDIS, 1990 citados por JOSÉ, 2003).

3.4.3. Folha

Segundo Ferri (1983), a folha é um órgão da planta onde a elaboração dos alimentos orgânicos, em presença da luz (fotossíntese) se processa com maior intensidade. Para isso a folha é dotada de um pigmento verde, a clorofila, capaz de fixar energia luminosa utilizada no preparo de material orgânico, a partir de substâncias simples, como água e gás carbônico.

O desenvolvimento das folhas é contínuo na maioria das espécies herbáceas, desde o estágio primórdio até a completa distensão de suas lâminas. Já nas espécies perenes, o desenvolvimento folhear é feito em etapas. Inicialmente o primórdio se desenvolve de maneira muito lenta no interior da gema, aí permanecendo, então, em repouso. Em seguida quando a gema desabrocha, há então uma rápida distensão dos tecidos e a folha se expande, atingindo o seu tamanho adulto (COUTINHO, 1976).

3.5. Fatores que afetam a produção de mudas

3.5.1. Sementes

A semente é o fator principal no processo de produção de mudas, já que representa um pequeno custo no valor final da muda e tem importância fundamental no valor das plantações. Portanto, um cuidado especial deve ser tomado com a produção e aquisição de sementes (MACEDO, 1993).

Segundo Bewley & Black (1986) citados por Eschiapati-Ferreira & Perez (1997), no Brasil, a tecnologia de sementes agrícolas tem recebido atenção de muitos pesquisadores, enquanto as espécies florestais, que apresentam uma enorme diversidade de espécies têm sido bastante preferidas. Hoje em dia há uma preocupação com o perigo de extinção de muitas delas, bem como do vasto potencial econômico detectado nas matas nativas, por isso o interesse vem sendo dedicado não apenas à identificação das espécies, como à fisiologia e ecologia de suas sementes, incluindo tratamentos para superação de dormência, denominação do estado em que as sementes aptas a germinar suspendem temporariamente o processo de desenvolvimento, quando todas as condições externas ordinariamente consideradas necessárias ao seu crescimento são atendidas.

Estudos sobre a propagação de espécies são ainda escassos, mas vários trabalhos vêm sendo conduzidos com intuito de se conhecer os aspectos fundamentais relacionados à dormência, germinação, potencial de armazenamento de sementes e propagação vegetativa para serem aplicados em renovação de vegetação, recuperação de áreas degradadas, estabelecimento de bancos de germoplasma, programas de melhoramento e plantio para exploração econômica de frutos, madeiras e produtos medicinais (SCALON et al., 2007).

As sementes devem ser colhidas de árvores denominadas matrizes, que devem ter copa bem definida e boa exposição à luz, de maneira a poder apresentar abundante florescimento e frutificação, o que deverá torná-la boa produtora de sementes. A época de colheita é aquela em que as sementes atingem o ponto de maturidade fisiológica, e, no caso de sementes florestais, colhem-se os frutos antes que ocorra a dispersão natural das sementes (LEONHARDT et al., 1999).

3.5.2. Dormência de sementes

A dormência das sementes é um dos principais problemas para se produzir mudas principalmente para espécies florestais nativas e especificamente para as espécies de leguminosas (OLIVEIRA et al., 2003).

Dormência de sementes se dá pelo processo de atraso da germinação, mesmo quando as sementes encontram condição favorável do ambiente. Aproximadamente dois terços das espécies arbóreas apresentam algum tipo de dormência, fenômeno esse que se dá tanto em espécies de clima temperado quanto tropical e subtropical. É, portanto, um recurso que as plantas utilizam para germinarem em estações favoráveis, assim garantindo a perpetuação da espécie (VIEIRA & FERNANDES, 1997).

De acordo com Nikolaeva (1969 e 1977) a dormência em sementes é classificada em endógena e exógena.

3.5.2.1. Dormência exógena

Na dormência exógena, alguma característica da estrutura, incluindo endosperma, tegumento ou fruto cobrindo o embrião, previne a germinação. Esta dormência é conhecida por dormência mecânica e quando os embriões são isolados das sementes e embebidos em condições apropriadas, germinam (BEWLEY & BLACK, 1994).

A redução nas atividades fisiológicas integradas no processo de dormência relaciona-se com o desenvolvimento de tecidos protetores externos e com redução na hidratação do citoplasma. Assim, as sementes dormentes ficam mais resistentes a condições desfavoráveis (TOLEDO & FILHO, 1977).

Bleasdale (1973), afirma que sementes duras podem ser detectadas embebendo-as em pequenas amostras de água num período de doze horas. Se algumas não intumescem, supõe-se que algum tegumento impermeável esteja impedindo a embebição.

O maior número de sementes duras ocorre nas leguminosas e malváceas. As sementes de leguminosas podem apresentar maior longevidade por causa da impermeabilidade do tegumento, o qual possui características que contribuem para que a semente permaneça seca, isto é, com pouca atividade metabólica. Algumas práticas podem ser adotadas para eliminar a impermeabilidade dos tegumentos dessas sementes, sendo elas: a escarificação (que consiste no atrito da semente com uma superfície abrasiva), tratamento

com ácido sulfúrico concentrado, imersão em água quente, tratamento com solventes (éter, álcool e acetona) e incisão com lâmina ou estilete (TOLEDO & FILHO, 1977).

3.5.2.2. Dormência endógena

Na dormência endógena, algumas características do embrião previnem a germinação. Segundo Bewley (1997), o próprio embrião é dormente promovendo a dormência embrionária.

Acredita-se que a dormência do embrião deva-se à presença de inibidores, especialmente o ácido abscísico (ABA), bem como à ausência de promotores de crescimento, como a giberelina (TAIZ et. al., 2004).

3.5.3. Luz

Existe grande variação na resposta das sementes à luminosidade. A germinação das sementes de algumas espécies é inibida pela luz, enquanto que em outras a germinação é estimulada. Algumas germinam com extensa exposição à luz, outras com breve exposição e outras se apresentam indiferentes à luminosidade. Algumas germinam somente no escuro, outras necessitam de um longo ou curto fotoperíodo diário. A germinação está relacionada também com a qualidade de luz, esta, durante a maturação da semente, é um importante fator controlador da germinação. Geralmente os fatores luz e temperatura têm efeito interativo sobre a germinação de sementes fotossensíveis (NASSIF, 1998).

Já se tratando de plantas, os efeitos da luz sobre o crescimento das mesmas dependem da sua intensidade, comprimento de onda e sua duração (SOARES & BATISTA, 2004). Estas características quando variadas podem modificar o crescimento das plantas. A falta de luz impede a expansão foliar e sua intensidade pode afetar o crescimento, a fotossíntese, a abertura dos estômatos e a síntese de clorofila. O crescimento em altura, dimensão das folhas e caules podem ser afetados pelos efeitos na distensão e diferenciação das células em relação à intensidade de luz.

As elevadas intensidades de luz aumentam o desenvolvimento da raiz e da relação raiz/caule. As folhas das plantas a pleno sol são mais espessas que as das plantas à sombra. O fotoperíodo também influencia no desenvolvimento das plantas, sendo que as alterações em sua duração influenciam as fases vegetativas e reprodutivas das mesmas e os processos:

crescimento em altura e diâmetro das plantas; suspensão da dormência; queda das folhas; resistência à geadas; germinação das sementes; e floração (SOARES & BATISTA, 2004).

De acordo com Leite (2006), deve-se levar em consideração a necessidade de luz solar, evitando na locação do viveiro uma área inconveniente. O viveiro deve ser instalado em local totalmente ensolarado. Se houver necessidade de sombra, pode-se lançar mão de abrigos, como o sombrite. Em alguns casos, o sombreamento é necessário em certos períodos. As espécies umbrófilas exigem proteção contra a luz solar. Os raios solares concorrem para a rustificação dos tecidos, tornando as mudas mais robustas e resistentes. Em relação à exposição solar, deve-se colocar o comprimento dos canteiros voltado para a face norte. Contudo, tal medida para locação dos canteiros deve ser tomada, apenas se for possível, pois existem outros critérios prioritários.

3.5.4. Temperatura

A temperatura pode afetar as reações bioquímicas que determinam todo o processo germinativo. A germinação de cada espécie depende da temperatura e ocorre dentro de limites definidos (mínimo, ótimo e máximo), que caracterizam sua distribuição geográfica. Há espécies que respondem bem tanto à temperatura constante como à alternada (NASSIF, 1998).

A alternância de temperatura corresponde, provavelmente, a uma adaptação às flutuações naturais do ambiente. A temperatura ótima de germinação de espécies tropicais encontra-se entre 15° C e 30° C, a máxima entre 35° C e 40° C e a mínima pode chegar a 0° C. Desse modo, conclui-se que muitos processos fisiológicos nas plantas superiores ocorrem entre temperaturas de 0 a 40°C, existindo uma ampla faixa de temperaturas para o crescimento, mesmo que algumas plantas sejam mais adaptadas a temperaturas baixas, moderadas ou até mesmo altas (NASSIF, 1998 e MOTA, 1977).

De acordo com Soares & Batista (2004), as flutuações na temperatura do ar e do solo influenciam o crescimento alterando a intensidade de diversos processos fisiológicos muito importantes como a fotossíntese, respiração, divisão celular, atividade enzimática, síntese da clorofila e a transpiração.

As baixas temperaturas podem reduzir as taxas metabólicas até que as vias essenciais ao início da germinação não possam mais operar (HENDRICKS & TAYLORSON, 1976 citados por MELLO et al., 2007).

Em relação às plantas, altas temperaturas e em excesso podem causar lesões nos caules na região do colo, junto à superfície do solo onde as temperaturas são mais altas, e conseqüentemente podendo causar a morte das brotações novas e das mudas pequenas. Já temperaturas baixas podem causar folhas murchas, sem cor e morte dos brotos (SOARES & BATISTA, 2004).

3.5.5. Água

Por ser um fator limitante em relação à germinação, crescimento e desenvolvimento das mudas, assim como no controle de doenças no viveiro, a qualidade da água pode levar empreendimentos florestais ao fracasso (GONÇALVES, 1982).

Soares & Batista (2004) afirmam que a água desempenha papel fundamental no crescimento e produção vegetal, sendo o principal constituinte do tecido fisiológico vegetal e reagente na fotossíntese e que o crescimento em diâmetro de colo em relação ao crescimento em altura das plantas é mais afetado pela falta de umidade.

As espécies vegetais diferem consideravelmente em sua capacidade de resistir ao déficit hídrico, ou seja, diferem no ponto a partir do qual a fotossíntese é reduzida. A fotossíntese diminui muito após uma redução de 30% da água contida nas folhas e usualmente cessa quando a perda chega a 60% (MOTA, 1977).

Segundo Galetti (1983), 80 a 90% do total das plantas são representados por água, esta dá turgescência aos tecidos vegetais permitindo que as partes mais tenras da planta se mantenham erguidas e sua falta causa a murcha de ramos novos e folhas que se dobram.

Com a absorção de água, por embebição (em se tratando de sementes) ocorre a reidratação dos tecidos e, conseqüentemente, a intensificação da respiração e de todas as outras atividades metabólicas, que resultam com o fornecimento de energia e nutrientes necessários para a retomada de crescimento por parte do eixo embrionário, por outro lado o excesso de umidade pode provocar o decréscimo na germinação, pois impede a penetração do oxigênio e reduz todo o processo metabólico resultante. A embebição é essencialmente um processo físico relacionado às características de permeabilidade do tegumento e das propriedades dos colóides que constituem as sementes, cuja hidratação é uma de suas primeiras conseqüências (NASSIF, 1998).

3.5.6. Substratos

Os substratos são fatores determinantes do sucesso ou fracasso no processo de produção de mudas, havendo a necessidade de pesquisas para o conhecimento de quais os melhores materiais e suas proporções para a composição do substrato (ARRIGONI-BLANK et al., 2003; CARNEIRO, 1983).

O substrato é o meio no qual as raízes se desenvolvem formando um suporte estrutural, que forneça água, oxigênio e nutrientes para o desenvolvimento da parte aérea das mudas (DAVIDE et al., 2000). Segundo Carneiro (1983) o substrato exerce influência marcante na arquitetura do sistema radicular e no estado nutricional das plantas, afetando profundamente a qualidade das mudas. Oliveira et al. (2007) afirmam que o substrato utilizado e o tamanho de recipientes são fatores importantes na formação de mudas de espécies lenhosas.

Para Cunha et al. (2006), na produção de mudas a finalidade do substrato é garantir o desenvolvimento de uma planta com qualidade, em curto período de tempo e baixo custo. Por ser utilizado num estágio de desenvolvimento em que a planta fica susceptível ao ataque de microorganismos e ser pouco tolerante ao déficit hídrico, a qualidade física do substrato empregado deve ter importância significativa.

Segundo Nicoloso et al. (2000), vários materiais podem ser empregados como substratos se a disponibilidade, custo e características físico-químicas forem levados em conta. Terra et al. (2007) citam que ao utilizar insumos de origem local, de baixo custo e de baixo impacto ambiental, pode-se aumentar a rentabilidade e a independência do produtor.

As características físicas de maior importância para determinar o manejo dos substratos são: a granulometria, porosidade e curva de retenção de água. A definição da granulometria do substrato e da proporção entre macro e microporosidade, e conseqüentemente, as relações entre ar e água permitem o uso mais eficiente em diferentes condições (FERMINO, 2002).

O substrato deve ser uniforme em sua composição, ter baixa densidade, ser poroso, apresentar alta capacidade de retenção de água e capacidade de troca catiônica (CTC) e ser isento de pragas, de organismos patogênicos e de sementes de plantas daninhas. A concentração de nutrientes na planta reflete o seu estado nutricional estando intimamente ligada à fertilidade do substrato (JÚNIOR & IKEMORI, 1983 e GONÇALVES, 1995 citados por CUNHA et al., 2005).

Segundo Sturion et al. (2000), um substrato adequado deve apresentar as seguintes qualidades:

- a) ser de fácil manuseio, permitindo rápido enchimento dos recipientes;
- b) ser de fácil assepsia para evitar pragas e doenças;
- c) reter suficiente umidade e nutrientes para abastecer as mudas;
- d) proporcionar a formação de um torrão resistente para o manuseio até o plantio, sem prejudicar o desenvolvimento do sistema radicular;
- e) ser de baixo custo e ter facilidade de obtenção.

No caso de sacolas plásticas, o substrato mais usado para produção de mudas é composto por 70% de terra de subsolo, mais 30% de composto orgânico ou esterco curtido (MACEDO, 1993).

Em relação à terra de subsolo esta deve ser retirada a uns 20 cm de profundidade, obtendo assim uma terra com menor fertilidade, mas com a vantagem de menor risco de ocorrência de propágulos de microrganismos e incidência de ervas daninhas (STURION et al., 2000). A preferência deve ser dada para solos areno-argilosos, pois apresentam boa agregação, permitem drenagem e capacidade de reter água (SILVA & STEIN, 2008).

Fonseca (1988) afirma que vermiculita, composto orgânico, esterco bovino, moinha de carvão, terra de subsolo, areia, casca de árvores, composto de lixo, terra de mato, turfa entre outros, podem ser usados como substratos na produção de mudas de espécies florestais.

Nos países europeus, principalmente nos Estados Unidos, as cascas de pinheiros são muito utilizadas em misturas artificiais no uso como substratos. O mercado brasileiro já apresenta misturas comerciais, utilizando casca de pinus como substrato pela grande disponibilidade e por se acreditar na maior utilização deste material (KÄMPF, 1992).

3.5.6.1. Húmus

A fração orgânica humificada faz parte da matriz do solo na forma de colóides orgânicos, os quais exercem efeitos em suas propriedades influenciando direta ou indiretamente as plantas e organismos. Os principais efeitos do húmus no solo e nas plantas são os seguintes: melhora as condições físicas, ou seja, agregação, aeração, retenção de umidade e permeabilidade do solo; aumenta a superfície específica, CTC e efeito tampão, dando mais estabilidade ao solo; atua como agentes de quelação e retenção de nutrientes; exerce efeitos fisiológicos na permeabilidade de membranas, absorção de nutrientes, atividade

enzimática e fotossíntese; e, atua como um reservatório de N, P, S e micronutrientes (MOREIRA & SIQUEIRA, 2006).

O húmus estimula a alimentação mineral das plantas, o desenvolvimento radicular, diversos processos metabólicos, a atividade respiratória, o crescimento celular e a formação de flores em certas plantas (KIEHL, 1985).

Em se tratando de húmus de minhoca, a mesma pode produzir composto em curto prazo de tempo se as condições forem favoráveis. Elas digerem os resíduos orgânicos dejetando excrementos com forma especial, constituídos de agregados de terra e matéria orgânica digerida, contendo nutrientes de plantas em maior concentração que o solo onde se encontram e o material dejetado encontra-se em estado mais avançado de decomposição, sendo de assimilação mais fácil pelas raízes. A produção de ácido húmico será acelerada graças à digestão das folhas e à semi-decomposição provocada pelas minhocas (KIEHL, 1985).

Correia et al. (2001), em um estudo avaliando substratos alternativos para produção de graviola afirmam que, além de melhorar as condições físicas do substrato, o húmus libera rapidamente os nutrientes para as plantas. O autor verificou que o substrato contendo húmus de minhoca se destacou no desenvolvimento vegetativo e na formação do sistema radicular. Segundo Landgraf et al. (1999) o vermicomposto pode ser uma alternativa viável como fertilizante nas próximas décadas no Brasil devido às características do ácido húmico de vermicomposto e pelo relativo baixo custo da matéria-prima.

3.5.7. Recipientes

Na década de 70, em várias partes do mundo, grande importância começou a ser dada a mudas de espécies florestais. A partir daí foram realizadas pesquisas com relação a tipos e tamanhos de recipientes, substratos, manipulação do material, avaliando as respostas a campo (DANIEL et al., 1982).

A escolha do tipo de recipiente a ser utilizado é função do seu custo de aquisição, das vantagens na operação (durabilidade, possibilidade de reaproveitamento, área ocupada no viveiro, facilidade de movimentação e transporte, etc.) e de suas características para a formação de mudas de boa qualidade. Os recipientes mais comuns são os sacos plásticos e os tubetes de polipropileno (BALLONI, 1980).

Os sacos plásticos apresentam a vantagem de dispensarem grandes investimentos em infra-estrutura (CARVALHO, 1998).

Para Simões (1987), os sacos plásticos, muito utilizados no Brasil, apresentam uma série de vantagens em relação a outros tipos de recipientes, pois utilizam terra como substrato e são muito eficientes na formação de mudas. O grande inconveniente dos sacos plásticos é a impermeabilidade que pode provocar o enovelamento das raízes, podendo ser altamente prejudicial ao crescimento futuro das árvores.

O enovelamento se dá devido às superfícies lisas do recipiente, principalmente se houver atraso no plantio de mudas (CARVALHO, 1998).

O recipiente para as mudas tem como função o suporte do meio de crescimento das mudas e a moldagem das raízes em desenvolvimento, protegendo-as de danos mecânicos, da desidratação e da incidência de luz, facilitando o manuseio das mudas até o plantio definitivo (CARNEIRO, 1995 e SIMÃO, 1998).

O tamanho recomendado para os sacos plásticos depende da espécie. Para os eucaliptos, pinos e pioneiras nativas, são utilizados os de 9 x 14cm ou de 8 x 15cm, com 0,07mm de espessura. Para espécies que permanecerão mais tempo no viveiro (não pioneiras nativas) podem ser utilizados sacos de até 11 x 25 cm, com espessura de 0,15mm (BALLONI, 1980).

Os sacos plásticos menores permitem canteiros com cerca de 250 sacos/m². Os maiores ocupam mais espaço, reduzindo a ocupação para cerca de 100 sacos/m². Os canteiros podem ser instalados no chão ou suspensos a cerca de 0,80 metros de altura para facilitar o manuseio (BALLONI, 1980).

3.6. Repicagem das mudas

Chama-se repicagem o método em que se faz o transplante de uma plântula de um local para outro no mesmo viveiro tendo oportunidade de refugar as que apresentarem deformações ou baixo vigor (GUIA FLORESTAL, 2008).

Segundo Macedo (1993), após a germinação das sementes nos canteiros, realiza-se a repicagem das mudas para os recipientes. A repicagem é uma operação delicada e deve ser executada com todo cuidado. As mudas devem ser retiradas quando atingirem altura de 3 a 7 cm, em geral apresentando dois pares de folhas, dependendo da espécie. Deve-se seguir uma seqüência de operações rigorosa para garantir o bom desenvolvimento das mudas:

- a) molhar a sementeira para facilitar o arrancamento;
- b) arrancar as mudas delicadamente, segurando pelo colo (região entre a raiz e o caule);
- c) colocar as mudas em recipientes com água;

- d) proceder a seleção das mudas, com base no vigor e na forma, isto é, observando defeitos, má formação e etc.;
- e) molhar os recipientes contendo o substrato;
- f) abrir um orifício em cada recipiente com profundidade suficiente para acomodar as raízes;
- g) plantar preenchendo o orifício com substrato peneirado, fino e seco para evitar a formação de bolsas de ar;
- h) puxar levemente a raiz para cima, de forma a endireitar a raiz principal;
- i) montar abrigo de sombrite, ali mantendo as mudas por 15 a 30 dias;
- j) regas suaves e freqüentes também devem ser realizadas.

3.7. Irrigação

A irrigação pode ser executada manualmente, com regadores ou mangueiras, por aspersão e por micro-aspersão. O regador, quando utilizado, deve ter crivo fino para evitar a desestruturação do substrato enquanto as mudas ainda estiverem pequenas. Na irrigação das mudas em estágio inicial de desenvolvimento, as regas devem ser mais freqüentes do que para as mudas já desenvolvidas. Em geral, a irrigação deve ser executada no início da manhã e/ou no fim da tarde. O substrato deve ser mantido úmido e não encharcado. O excesso de rega costuma ser mais prejudicial do que a falta. Ele dificulta a circulação de ar no solo, impedindo o crescimento das raízes, lixivia os nutrientes e propicia o aparecimento de doenças. É interessante ressaltar que a rega eficiente é obtida quando o substrato fica suficientemente umidificado, sem apresentar sinais de encharcamento (MACEDO, 1993).

3.8. Adubação de cobertura

Segundo Matiello (2002), na adubação é importante conhecer as funções dos nutrientes, assim como identificar suas carências pelos sintomas foliares e conhecer os seus níveis adequados. O N, por exemplo, é importante na expansão da área foliar, no crescimento da vegetação e na formação de botões florais, constituindo os aminoácidos (proteínas), e se localiza principalmente nos cloroplastos das folhas, sendo importante na atividade fotossintética.

Já o potássio tem importância na síntese e transporte de carboidratos e influi na atividade enzimática da planta (MATIELLO, 2002). Sabe-se que, quando há falta de potássio aumenta a quantidade de compostos nitrogenados solúveis, diminuindo assim, a de proteínas (MALAVOLTA, 1967).

Ao se fazer a adubação de cobertura via foliar nas mudas, imediatamente deve-se regá-las novamente com água pura para não ocorrer queimaduras dos tecidos, pelo fato da diluição ser composta por fertilizantes à base de nitrogênio e potássio (altas concentrações de sais em contato com as folhas (MATIELLO, 2002).

As plantas superiores também necessitam de suprimento de alguns micronutrientes como ferro, zinco, cobre manganês, boro, molibdênio e cloro, embora já se tenha demonstrado a essencialidade do sódio, cobalto, vanádio, e até do alumínio, iodo e silício para determinadas espécies (CAMARGO & SILVA, 1990).

Há plantas que toleram concentrações relativamente elevadas de sais sobre as folhas, enquanto que outras são injuriadas com baixas concentrações de sais. Pode-se obter resultado eficaz por meio de várias aplicações foliares, a intervalos semanais ou quinzenais, com baixa concentração do que com uma só aplicação com alta concentração de sais. As principais fontes de nutrientes fornecidas às plantas por via foliar são, na maioria, sais minerais solúveis, os quais devem ser diretamente absorvíveis pelas plantas e não injuriantes às folhagens (CAMARGO & SILVA, 1990).

3.8.1. Adubos foliares

3.8.1.1. Sulfato de amônio

O Sulfato de amônio é um sólido cristalino, muito solúvel em água e insolúvel em álcool absoluto. Contém em sua formulação 21% de N (CAMARGO & SILVA, 1990). Este adubo apresenta a particularidade de possuir 24% de enxofre (S) em sua composição (MALAVOLTA, 1989).

3.8.1.2. Cloreto de potássio

Sua fórmula é KCl. Apresenta-se branco ou avermelhado cristalino com aproximadamente 60% de potássio em sua composição, solúvel em água (MALAVOLTA, 1989).

4. MATERIAL E MÉTODOS

4.1. Localização da área

O experimento foi conduzido no viveiro da Escola Agrotécnica Federal no município de Inconfidentes no sul de Minas Gerais (Latitude 22°19'01S e Longitude 46°19'40W). Localizado numa região montanhosa com altitude média de 900 metros, o município de Inconfidentes apresenta topografia acidentada.

O clima da região é tropical úmido, com duas estações definidas: chuvosa (outubro/março) e seca (abril/setembro), com precipitação pluviométrica média anual de 1500 mm e temperatura média de 19°C (KOPPEN, 1931).

4.2. Espécies estudadas

As quatro espécies estudadas pertencem à família das leguminosas arbóreas: *Cássia ferruginea* (canafístula), *Centrolobium tomentosum* (araribá), *Platypodium elegans* (jacarandá-branco) e *Senna macranthera* (manduirana). Estas espécies são classificadas em pioneiras, segundo o grupo ecológico (Tabela 2).

4.3. Coleta das sementes

As sementes das quatro espécies foram coletadas no mês de setembro de 2007.

As sementes de *C. tomentosum* (araribá) e *C. ferruginea* (canafístula) foram coletadas no chão e as sementes de *S. macranthera* (manduirana) foram derriçadas e depois colhidas no chão no Bairro Boa Ventura no município de Inconfidentes, MG.

As sementes de *P. elegans* (jacarandá) foram coletadas no chão à beira da estrada de terra do município de Ouro Fino-MG, próximo à cidade.

4.4. Quebra de dormência

De acordo com Bewley & Black (1982), a maioria das sementes de espécies florestais germinam em condições ambientais favoráveis, e, quando a germinação não ocorre, as sementes são classificadas como dormentes.

As sementes das quatro espécies em estudo apresentam dormência e para a superação da mesma foram empregados tratamentos específicos (Tabela 2), para que houvesse germinação mais uniforme.

TABELA 2: Tratamentos para a quebra de dormência de sementes das espécies estudadas e seus respectivos grupos ecológicos (GE).

Nome científico	Nome comum	Tratamento	Fonte	GE
<i>Cassia ferruginea</i>	canafístula	Imersão em ácido sulfúrico concentrado por 1 hora e 30 minutos.	CARPANEZZI e MARQUES, 1981 e RODRIGUES et. al (1990).	P
<i>Senna macranthera</i>	manduirana	Imersão em ácido sulfúrico concentrado por 50 minutos.	FLORIANO, 2004	P
<i>Platypodium elegans</i>	jacarandá branco	Imersão em ácido clorídrico concentrado por três minutos.	PACHECO et. al (2007).	P
<i>Centrolobium tomentosum</i>	araribá	Imersão em água, à temperatura de 25°C por 48 horas.	FLORIANO, 2004	P

Nas escarificações químicas, utilizou-se a proporção de 2 volumes dos ácidos para 1 volume de semente. Após os períodos de imersão, as sementes foram lavadas em água corrente e a seguir postas para secar a sombra, sobre papel toalha.

4.5. Semeadura

A semeadura foi feita no dia 13 de setembro de 2007 em sementeira dividida em quatro blocos casualizados, sendo um bloco para cada espécie. Regas diárias foram realizadas para atender à demanda hídrica das sementes (Figuras 1 e 2).



FIGURA 1: Canteiro dividido em blocos com a semeadura já realizada.



FIGURA 2: Croqui da seqüência da semeadura em blocos separados no canteiro.

As plântulas das espécies *C. ferruginea* e *S. macranthera* passaram pelo processo de repicagem no dia 4 de outubro de 2007. As plântulas da espécie *P. elegans* e *C. tomentosum* foram repicadas no dia 22 do mesmo mês devido ao período de tempo mais longo para emergência das mesmas.

4.6. Substratos

Para a composição dos substratos usou-se o substrato industrial da marca Mecplant cuja formulação é somente casca de pinus bioestabilizada. Este substrato industrial é condicionador do solo de classe “F”, classe esta que, segundo Coelho (2007), em sua fabricação utiliza em qualquer proporção a mistura dos produtos de classe A e E (os quais utilizam matéria-prima de origem vegetal, animal ou processamentos da agroindústria e matéria-prima de origem mineral ou química, onde não são utilizados o Sódio (Na^+), metais pesados, ou compostos orgânicos sintéticos potencialmente tóxicos). Este condicionador tem capacidade de retenção de água de no mínimo 60% em massa, tem capacidade de troca catiônica (CTC) de no mínimo 200 mmol Jkg (quantidade total de cátions adsorvidos por unidade de massa) e é de natureza física farelado grosso.

4.6.1. Composição dos substratos

Foram preparados três tipos de substratos:

Substrato I: substrato composto por 60% de terra de subsolo peneirada + 40% de substrato industrial pronto (Mecplant[®]), com adição de 2% de superfosfato simples;

Substrato II: composto somente pelo substrato industrial pronto (Mecplant[®]), com 2% de superfosfato simples;

Substrato III: substrato composto por 40% de substrato industrial pronto (Mecplant[®]) + 30% de húmus de minhoca + 30% de terra de subsolo peneirada, com adição de 2% de superfosfato simples.

Os substratos foram colocados em sacolas plásticas de dimensões 9 X 17 cm (Figura 3).



FIGURA 3: Preparo dos substratos (A) e enchimento das sacolas plásticas (B).

4.7. Repicagem e instalação do experimento

O processo de repicagem foi realizado conforme o recomendado por Macedo (1993), citado anteriormente no item 3.6, resumidamente, molhando a sementeira, logo fazendo o arranque das plântulas, selecionando as mais vigorosas e realizando o transplante das mesmas para as sacolas plásticas com os substratos úmidos.

Considerando os três substratos e as quatro espécies, foram avaliados 12 tratamentos instalados no delineamento inteiramente casualizado – DIC com 5 repetições cada.

4.8. Adubação de cobertura

A adubação de cobertura foi feita usando 50g de sulfato de amônia e 15g de cloreto de potássio, ambos diluídos em 5 litros de água, para irrigação foliar nas mudas com auxílio de regador manual (Figura 4).

Imediatamente após a aplicação via foliar, as mudas foram regadas novamente com água pura para não ocorrer queimaduras dos tecidos, pelo fato da diluição ser composta por fertilizantes à base de nitrogênio e potássio (altas concentrações de sais em contato com as folhas), conforme recomendação de Matiello (2002).



FIGURA 4: Adubação de cobertura nas mudas via foliar usando-se um regador manual.

4.9. Avaliações dos parâmetros morfológicos

A avaliação do experimento foi realizada a cada 15 dias, iniciando-se a primeira avaliação logo após um dia da repicagem das plântulas. Deve-se ressaltar que, as espécies *P. elegans* e *C. tomentosum* foram repicadas 18 dias após a repicagem das espécies *C. ferruginea* e *S. macranthera* devido o maior tempo que as sementes das duas primeiras espécies levaram para germinar.

Os parâmetros morfológicos de avaliação das mudas foram: diâmetro do colo, altura da parte aérea e número de folhas.

O período de avaliação foi de sessenta dias, totalizando quatro avaliações.

4.9.1. Diâmetro do colo

Para a avaliação do diâmetro do colo de cada espécie, usou-se um paquímetro digital da marca Mitutoio Digimatic Caliper de 0,01-150 mm, 500-143B e de bateria SR44 (Figuras 5A e 5B). A escolha do paquímetro digital se deu simplesmente pela melhor praticidade de medição e por ter maior precisão em relação aos paquímetros convencionais.

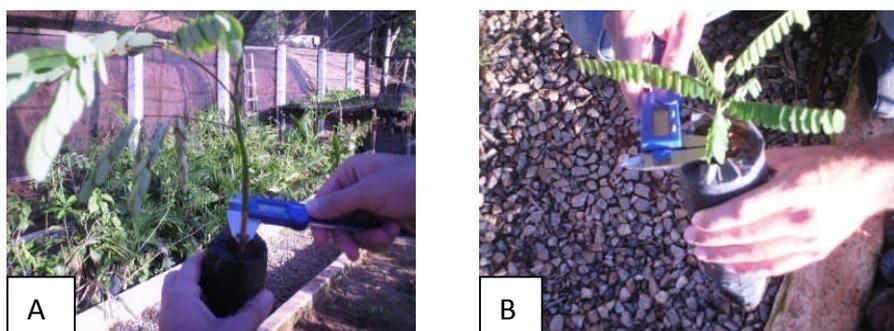


FIGURA 5: Mensuração do diâmetro do colo com paquímetro digital. A) *S. macranthera*; B) *C. ferruginea*.

4.9.2. Altura

A altura das plântulas foi avaliada com régua graduada (Figuras 6A, 6B, 6C e 6D).

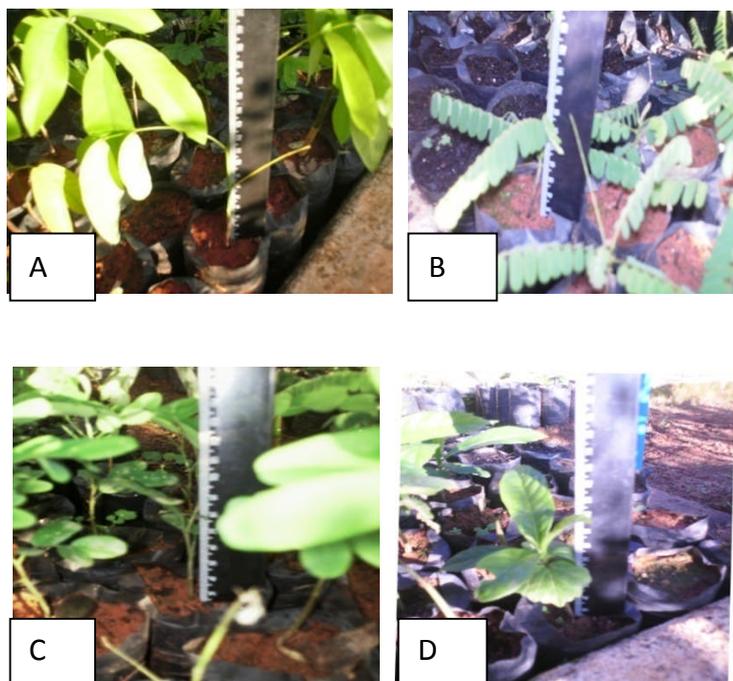


FIGURA 6: Mensuração da altura com régua graduada: A) *S. macranthera*; B) *C. ferruginea*; C) *P. elegans*; D) *C. tomentosum*.

4.9.3. Número de folhas

O número de folhas foi avaliado com a simples contagem das folhas.

4.10. Análise estatística

Os dados dos parâmetros avaliados foram submetidos à análise de variância (ANAVA) e as médias foram comparadas pelo teste de Skott-Knott, a 5% de probabilidade, usando-se o programa SISVAR 4.3 (FURTADO, 2000). Os gráficos foram gerados a partir do programa SIGMA PLOT 2000.

4.11. Registro fotográfico

As fotos foram obtidas com uma câmara digital da marca TRON, com resolução de 5 megapixels (640 X 480 pixels (VGA)).

5. RESULTADOS

5.1. Avaliação da espécie *Cassia ferruginea*

5.1.1. Diâmetro do colo para *C. ferruginea*

Nos primeiros 15 dias de avaliação da espécie *C. ferruginea*, em se tratando do diâmetro do colo, não houve diferenciação para nenhum dos três substratos. Aos 30 dias, o substrato 2 apresentou tendência de maior desenvolvimento da espécie e aos 45 e 60 dias somente o substrato 1 apresentou índice de sobrevivência, não apresentando diferença significativa pelo teste de Scott-Knott a 5% de probabilidade entre os períodos de avaliação (Figura 7).

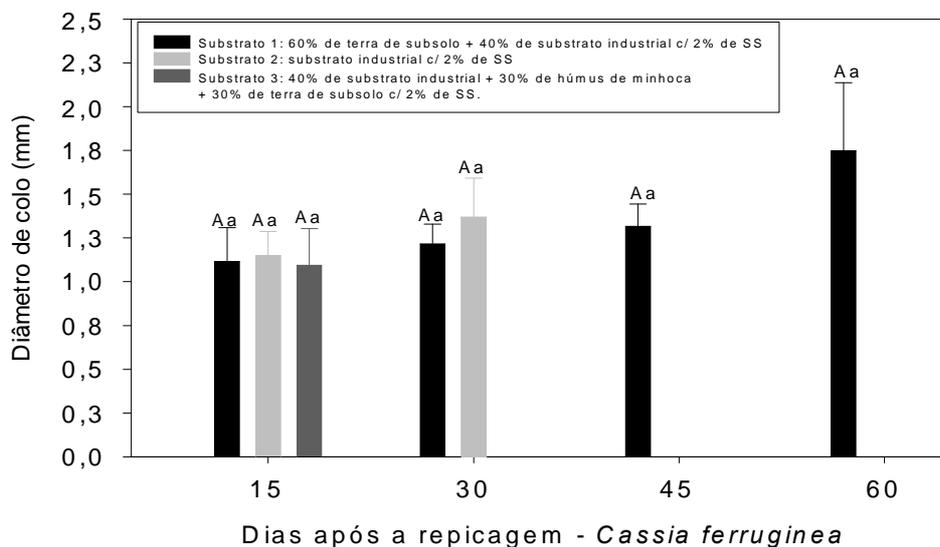


FIGURA 7: Avaliação do diâmetro do colo da espécie *C. ferruginea* em três substratos. Médias seguidas pela mesma letra maiúscula comparam entre os períodos de avaliação e seguidas pela mesma letra minúscula comparam entre os substratos não diferindo entre si pelo teste de Scott-Knott a 5% de probabilidade. Barra representa os desvios padrões médios de 5 repetições. EAFI-MG, 2007.

5.1.2. Altura e número de folhas para *C. ferruginea*

Para as avaliações da altura (Figura 8) e número de folhas (Figura 9) não houve diferença entre os substratos aos 15 dias. O substrato 1 apresentou diferença significativa para o número de folhas no período de 15 dias (com menor valor) em relação aos outros períodos (30, 45 e 60 dias), não havendo diferença nestes três últimos períodos. Aos 30 dias houve sobrevivência nos substratos 1 e 2 para a espécie, não havendo diferença tanto para a altura quanto para o número de folhas. Já aos 45 e 60 dias a espécie apresentou sobrevivência somente no substrato 1, também não apresentando diferença significativa para a altura e número de folhas entre os períodos (45 e 60 dias) pelo teste de Scott-Knott a 5% de probabilidade.

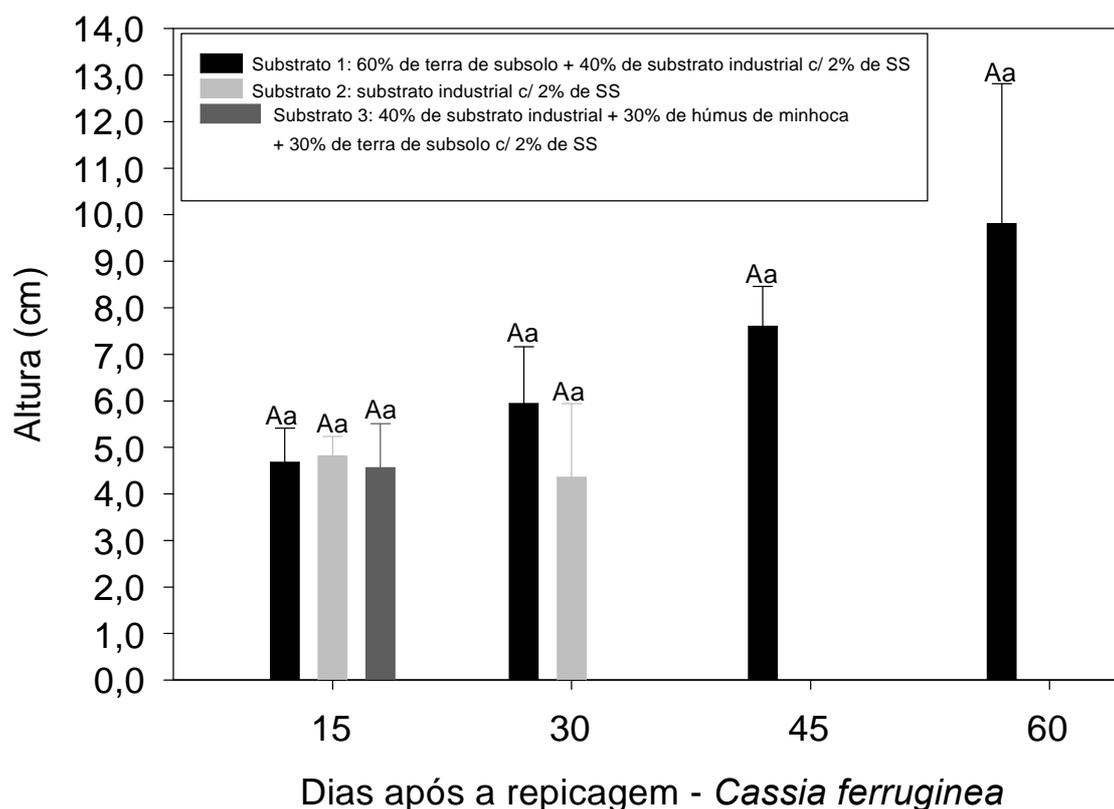


FIGURA 8: Avaliação da altura da espécie *C. ferruginea* em três substratos. Médias seguidas pela mesma letra maiúscula comparam entre os períodos de avaliação e seguidas pela mesma letra minúscula comparam entre os substratos não diferindo entre si pelo teste de Scott-Knott a 5% de probabilidade. Barra representa os desvios padrões médios de 5 repetições. EAFI-MG, 2007.

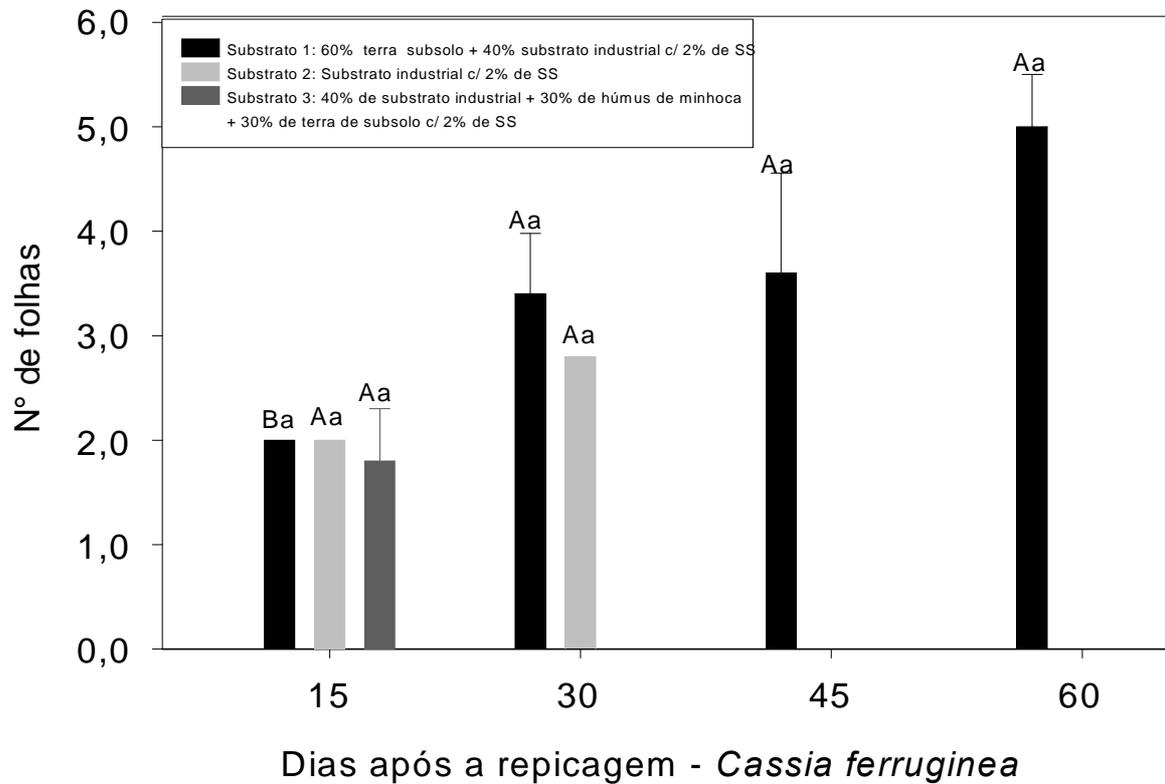


FIGURA 9: Avaliação do número de folhas da espécie *C. ferruginea* em três substratos. Médias seguidas pela mesma letra maiúscula comparam entre os períodos de avaliação e seguidas pela mesma letra minúscula comparam entre os substratos não diferindo entre si pelo teste de Scott-Knott a 5% de probabilidade. Barra representa os desvios padrões médios de 5 repetições. EAFI-MG, 2007.

5.2. Avaliação da espécie *Senna macranthera*

5.2.1. Diâmetro do colo para *S. macranthera*

Para a espécie *S. macranthera*, o diâmetro do colo não diferiu entre os três substratos aos 15 dias de avaliação. Aos 30 dias, os substratos 1 e 2 também não diferiram, sendo zero (0) o índice de sobrevivência das mudas no substrato 3. Aos 45 e 60 dias, o índice de sobrevivência se deu somente no substrato 1, não diferindo significativamente entre estes dois últimos períodos pelo teste de Scott-Knott a 5% de probabilidade (Figura 10).

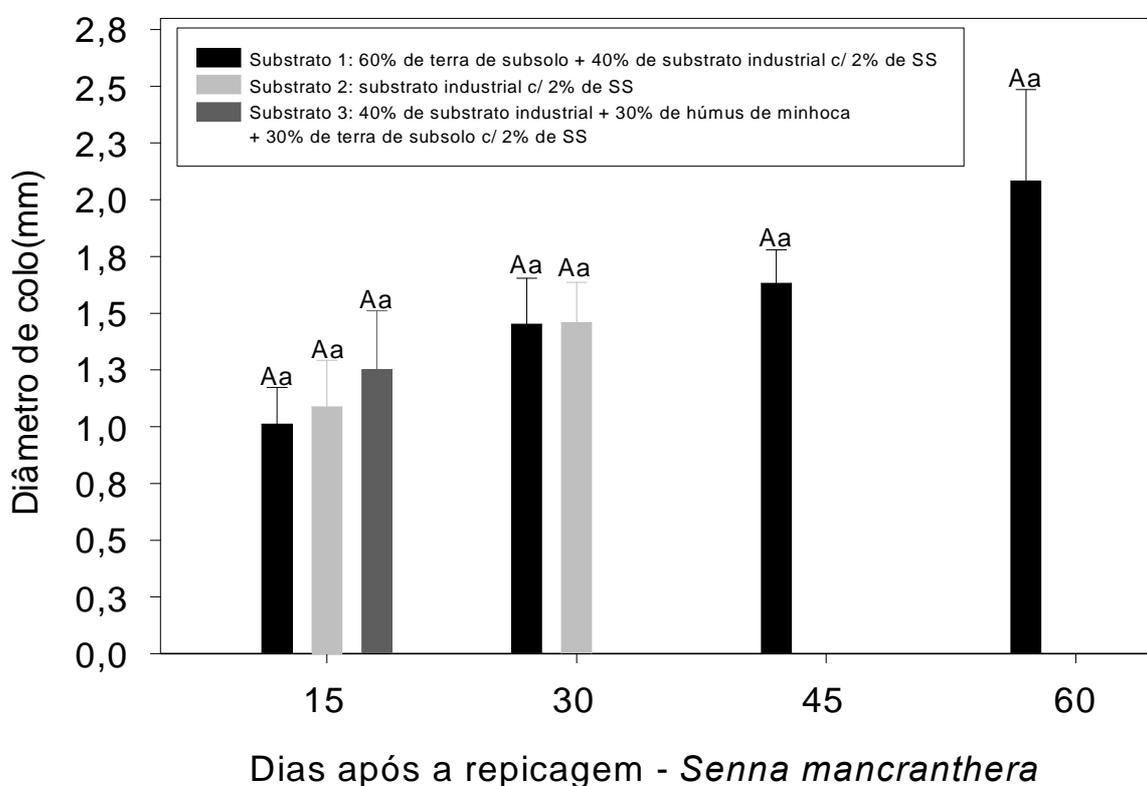


FIGURA 10: Avaliação do diâmetro de colo da espécie *S. macranthera* em três substratos. Médias seguidas pela mesma letra maiúscula comparam entre os períodos de avaliação e seguidas pela mesma letra minúscula comparam entre os substratos não diferindo entre si pelo teste de Scott-Knott a 5% de probabilidade. Barra representa os desvios padrões médios de 5 repetições. EAFI-MG, 2007.

5.2.2. Altura para *S. macranthera*

Na primeira avaliação (aos 15 dias), não houve diferença significativa na altura das mudas produzidas nos substratos 1, 2 e 3. Aos 30 dias o substrato 3 apresentou índice de sobrevivência zero (0), sendo que o 1 e 2 não diferiram. A partir dos 45 dias, apenas o substrato 1 apresentou índice de sobrevivência chegando aos 60 dias. Não houve diferença para o substrato 1 nos períodos de 15 e 30 dias; neste substrato, os dois primeiros períodos (15 e 30 dias) tiveram menores valores em relação aos últimos dois períodos (45 e 60 dias, que não diferiram), havendo assim, uma diferença significativa entre (15-30 dias) e (45-60 dias) (Figura 11).

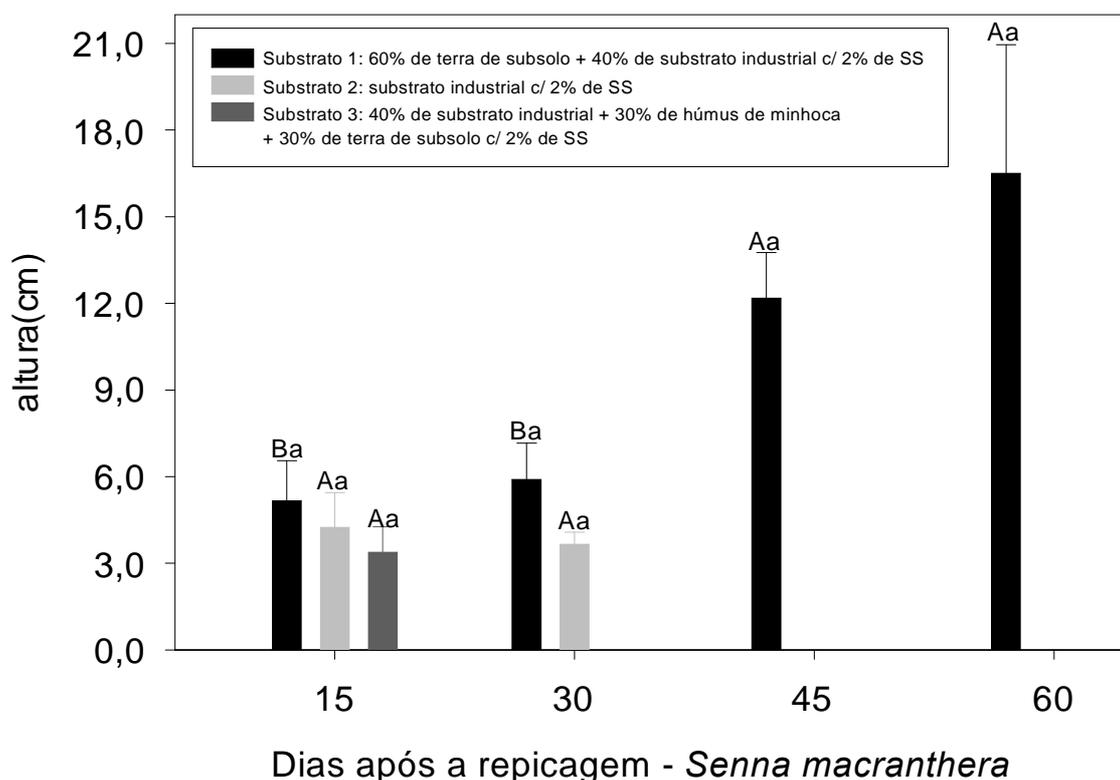


FIGURA 11: Avaliação da altura da espécie *S. macranthera* em três substratos. Médias seguidas pela mesma letra maiúscula comparam entre os períodos de avaliação e seguidas pela mesma letra minúscula comparam entre os substratos não diferindo entre si pelo teste de Scott-Knott a 5% de probabilidade. Barra representa os desvios padrões médios de 5 repetições. EAFI-MG, 2007.

5.2.3. Número de folhas para *S. macranthera*

Em se tratando do número de folhas, não houve diferenciação entre os três substratos aos primeiros 15 dias de avaliação, sendo o desvio padrão zero. Aos 30 dias os substratos 1 e 2 não diferiram, sendo o índice de sobrevivência zero para o substrato 3. Aos 45 dias, a sobrevivência da espécie se deu somente no substrato 1, com média de 4 folhas por planta, diminuindo esse valor aos 60 dias para uma média 2,5 folhas por planta. Entretanto, não houve diferenças significativas entre os substratos nem entre os períodos (Figura 12).

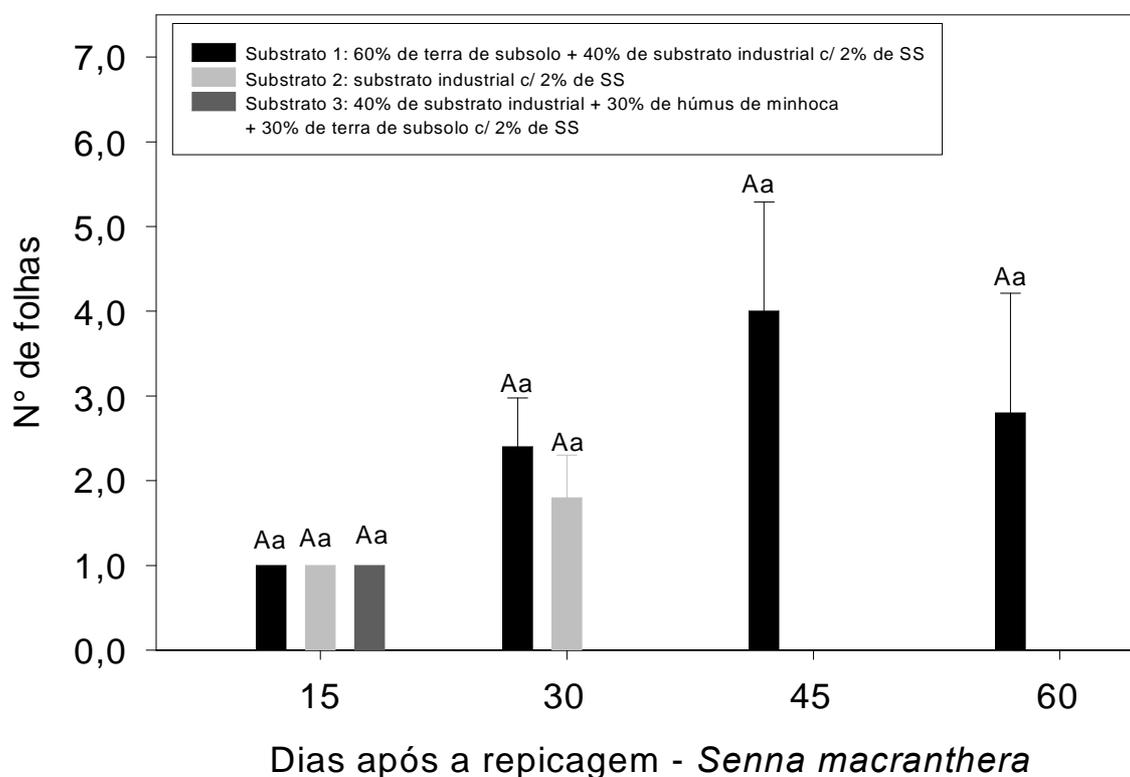


FIGURA 12: Avaliação do número de folhas da espécie *S. macranthera* em três substratos. Médias seguidas pela mesma letra maiúscula comparam entre os períodos de avaliação e seguidas pela mesma letra minúscula comparam entre os substratos não diferindo entre si pelo teste de Scott-Knott a 5% de probabilidade. Barra representa os desvios padrões médios de 5 repetições. EAFI-MG, 2007.

5.3. Avaliação da espécie *Platypodium elegans*

5.3.1. Diâmetro do colo para *P. elegans*

Para esta espécie, o índice de sobrevivência nos três substratos prevaleceu em todos os períodos de avaliação. Tanto entre os substratos quanto entre os períodos de avaliação não foi verificada diferenciação do desenvolvimento do diâmetro do colo pelo teste de skott-knott com nível de 5% de probabilidade. Nos primeiros 15 dias a média de diâmetro foi de 1,6 mm e aos 60 dias, a média foi de 2,5 mm (Figura 13). Diferença significativa entre os períodos de avaliação foi observada somente para o substrato 1 aos 60 dias após a repicagem.

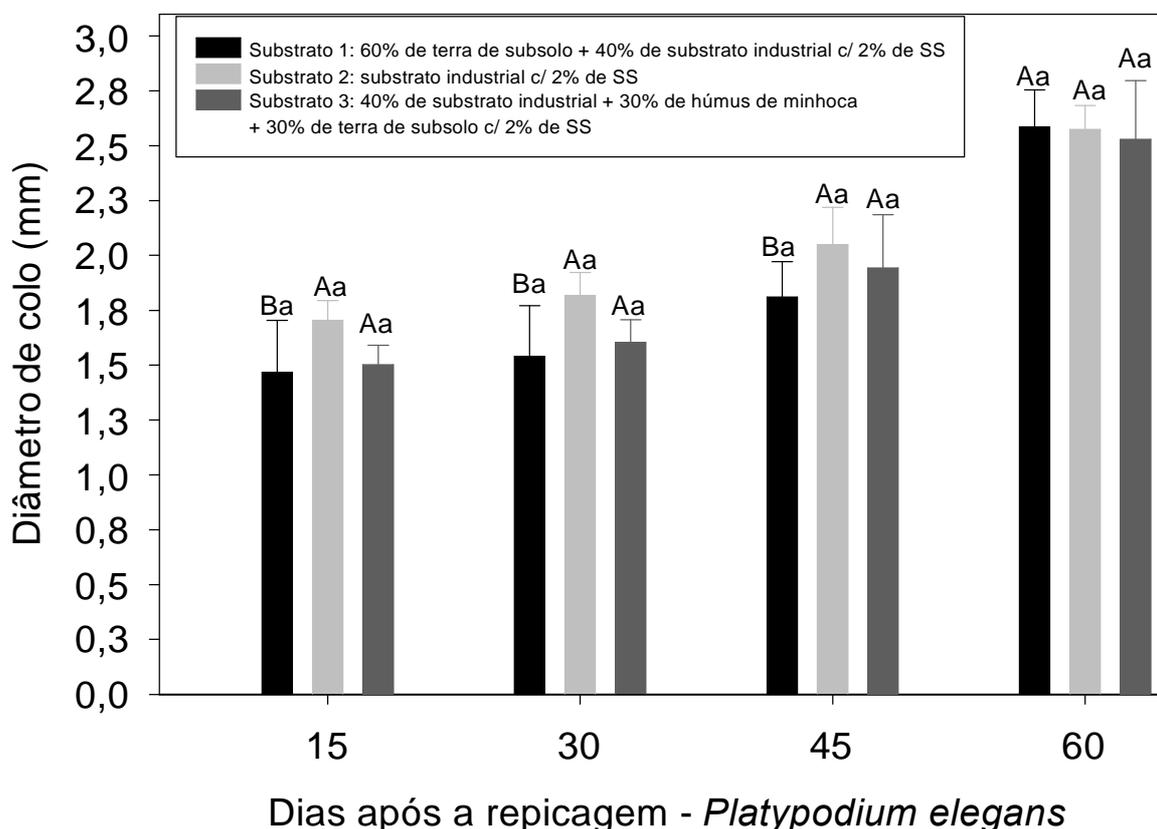


FIGURA 13: Avaliação do diâmetro de colo da espécie *P. elegans* em três substratos. Médias seguidas pela mesma letra maiúscula comparam entre os períodos de avaliação e seguidas pela mesma letra minúscula comparam entre os substratos não diferindo entre si pelo teste de Scott-Knott a 5% de probabilidade. Barra representa os desvios padrões médios de 5 repetições. EAFI-MG, 2007.

5.3.2. Altura para *P. elegans*

Com relação à altura, nos três substratos não foi verificada diferença estatística pelo teste de skott-nott com nível de 5% de probabilidade. Diferença significativa no desenvolvimento em altura entre os diferentes períodos de avaliação foi observada somente para o substrato 2, a partir dos 30 dias após a repicagem (Figura 14).

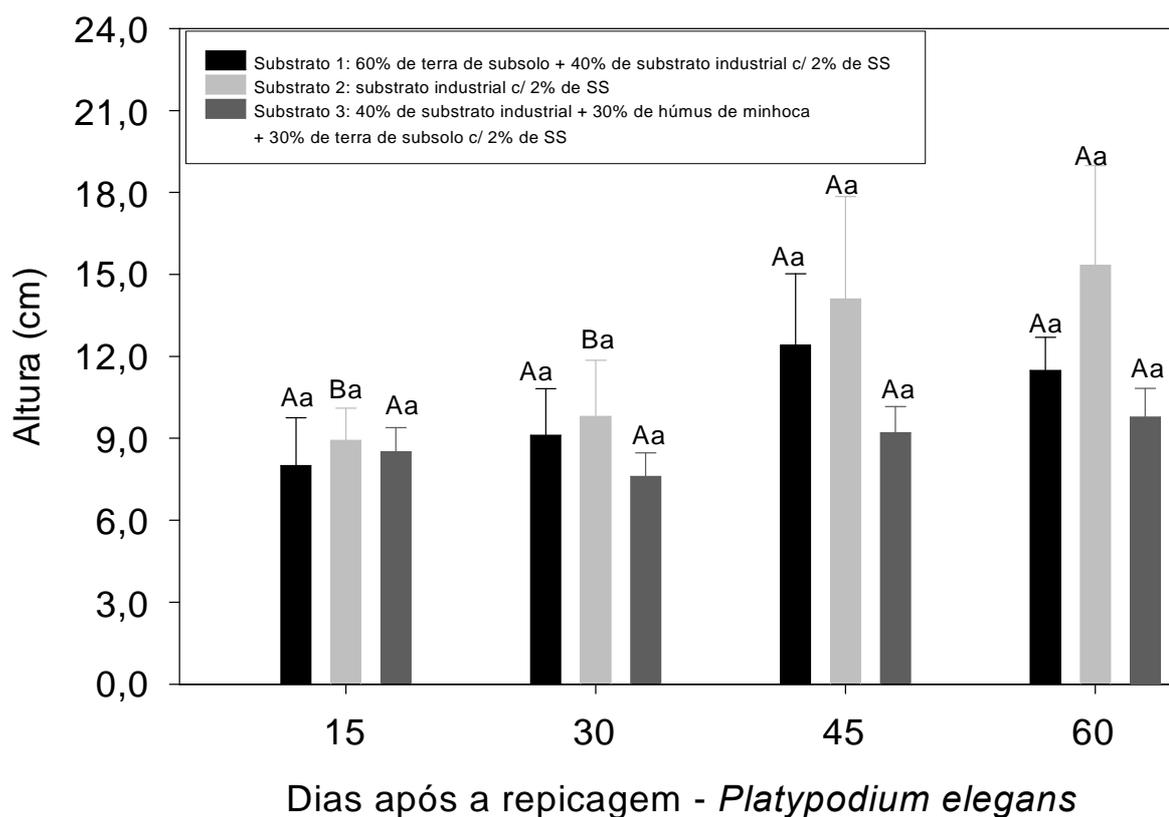


FIGURA 14: Avaliação da altura da espécie *P. elegans* em três substratos. Médias seguidas pela mesma letra maiúscula comparam entre os períodos de avaliação e seguidas pela mesma letra minúscula comparam entre os substratos não diferindo entre si pelo teste de Scott-Knott a 5% de probabilidade. Barra representa os desvios padrões médios de 5 repetições. EAFI-MG, 2007.

5.3.3. Número de folhas para *P. elegans*

Até os 45 dias não houve diferença significativa entre os substratos e entre os períodos de avaliação. Os substratos 1 e 2 aos 60 dias se destacaram diferindo significativamente do substrato 3 (este com menor valor) pelo teste de Skott-knott com nível de 5% de probabilidade. No substrato 3 o número de folhas veio decrescendo dos 15 até os 60 dias, devido ao amarelecimento das folhas e conseqüentemente havendo perdas das mesmas. Os substratos 1 e 2 se destacaram, proporcionando em média 4 folhas aos 45 dias e 5 folhas aos 60 dias (Figura 15).

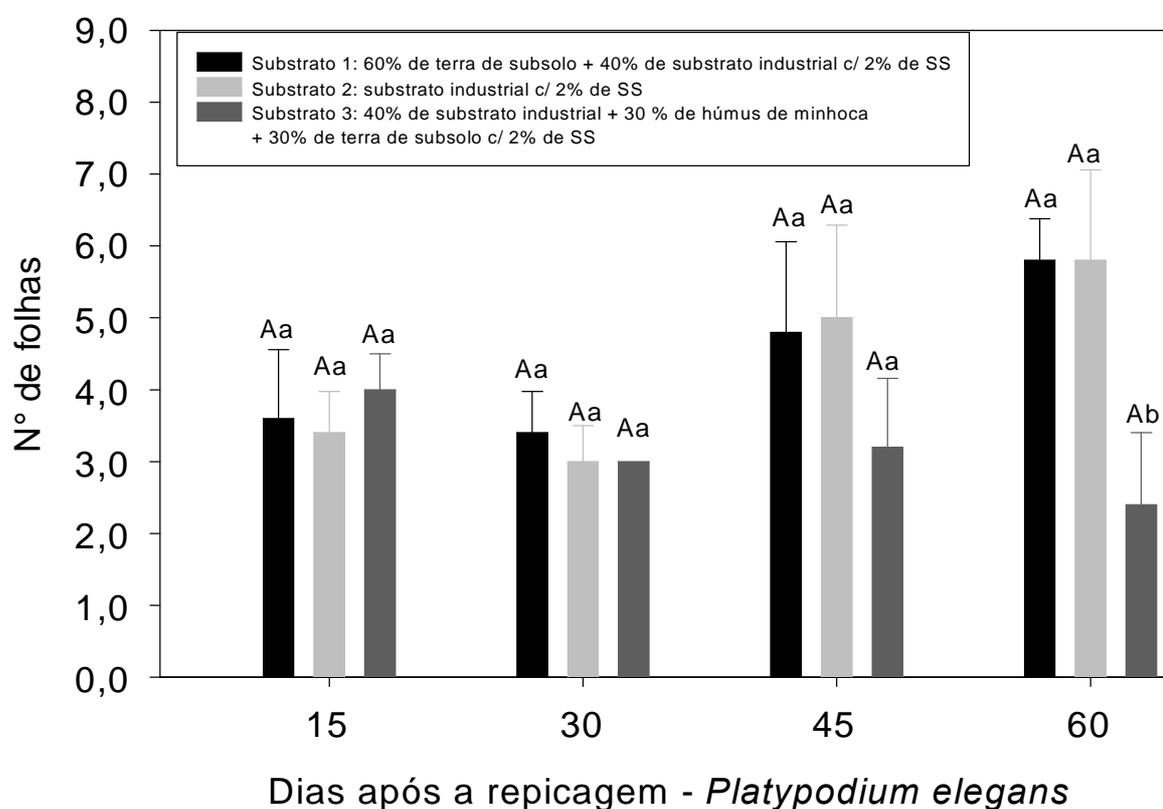


FIGURA 15: Avaliação do número de folhas da espécie *P. elegans* em três substratos. Médias seguidas pela mesma letra maiúscula comparam entre os períodos de avaliação e seguidas pela mesma letra minúscula comparam entre os substratos não diferindo entre si pelo teste de Scott-Knott a 5% de probabilidade. Barra representa os desvios padrões médios de 5 repetições. EAFI-MG, 2007.

5.4. Avaliação da espécie *Centrolobium tomentosum*

5.4.1. Diâmetro do colo para *C. tomentosum*

Para o diâmetro do colo, não houve diferenças significativas tanto entre os substratos quanto para os períodos avaliados (Figura 16). Houve valores crescentes no desenvolvimento do diâmetro do colo das mudas durante os períodos de avaliação.

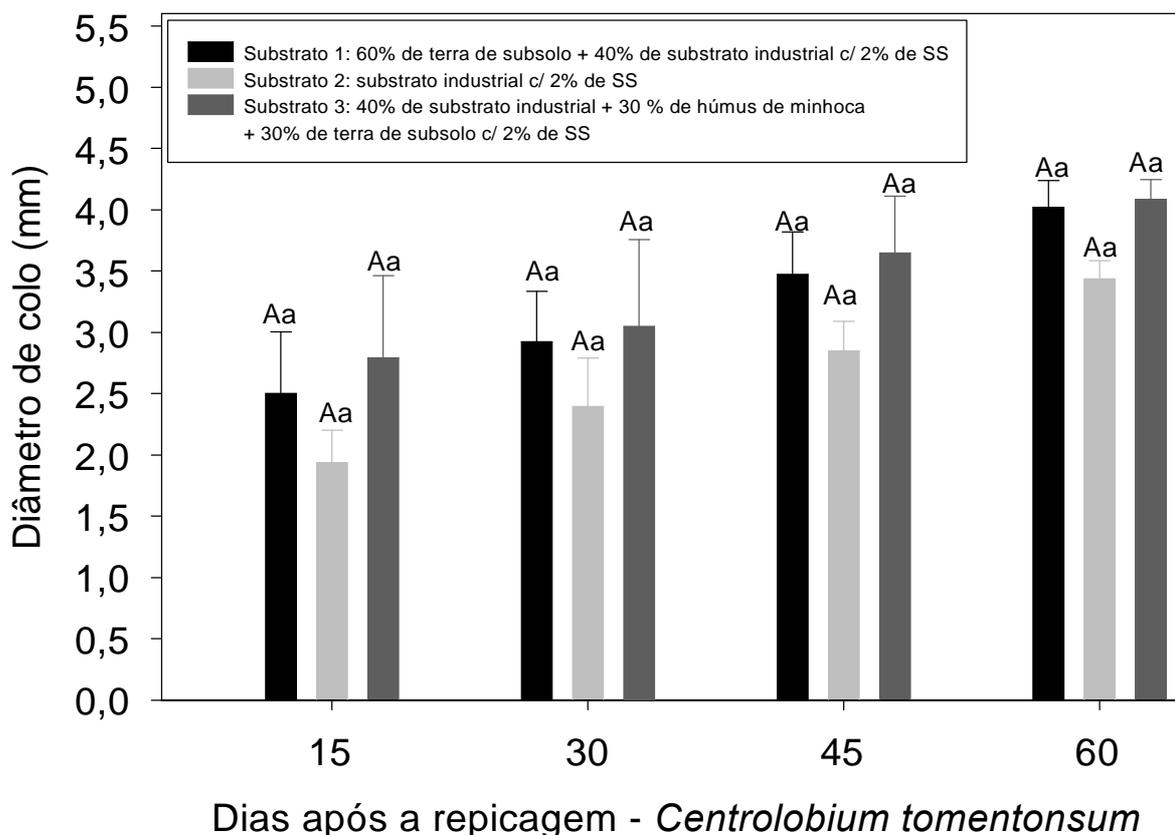


FIGURA 16: Avaliação do diâmetro de colo da espécie *C. tomentosum* em três substratos. Médias seguidas pela mesma letra maiúscula comparam entre os períodos de avaliação e seguidas pela mesma letra minúscula comparam entre os substratos não diferindo entre si pelo teste de Scott-Knott a 5% de probabilidade. Barra representa os desvios padrões médios de 5 repetições. EAFI-MG, 2007.

5.4.2. Altura para *C. tomentosum*

Nos primeiros 15 dias de avaliação, a altura das plantas respondeu melhor ao substrato 1 tendo diferença significativa, sendo em média 9,5 cm; nos substratos 2 e 3 as médias foram de 6 cm por planta. Aos 30 dias, este parâmetro continuou tendo destaque no substrato 1 (já com quase 11 cm em média), ficando os substratos 2 com 7 cm e 3 com 8 cm em média, mas não houve diferença significativa entre os três. Aos 45 dias o substrato 1 ainda superava os demais tendo média de 12 cm de altura por planta sem diferença significativa, e aos 60 dias não houve aumento de altura no substrato 1. No entanto aos 60 dias o substrato 3 teve tendência de maior altura em relação ao substrato 1 e substrato 2, tendo o mesmo uma média de 13 cm de altura por planta (Figura 17).

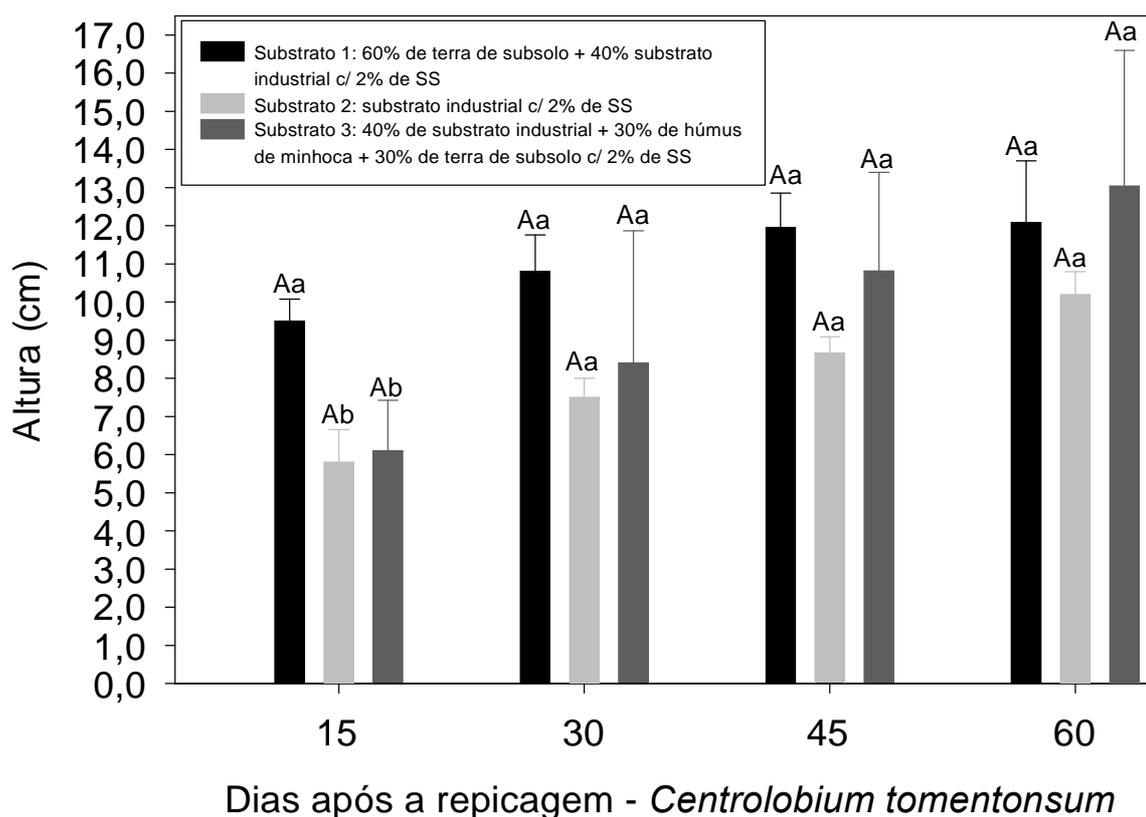


FIGURA 17: Avaliação da altura da espécie *C. tomentosum* em três substratos. Médias seguidas pela mesma letra maiúscula comparam entre os períodos de avaliação e seguidas pela mesma letra minúscula comparam entre os substratos não diferindo entre si pelo teste de Scott-Knott a 5% de probabilidade. Barra representa os desvios padrões médios de 5 repetições. EAFI-MG, 2007.

5.4.3. Número de folhas para *C. tomentosum*

Para o número de folhas não houve diferença significativa entre os substratos em nenhum período de avaliação (Figura 18).

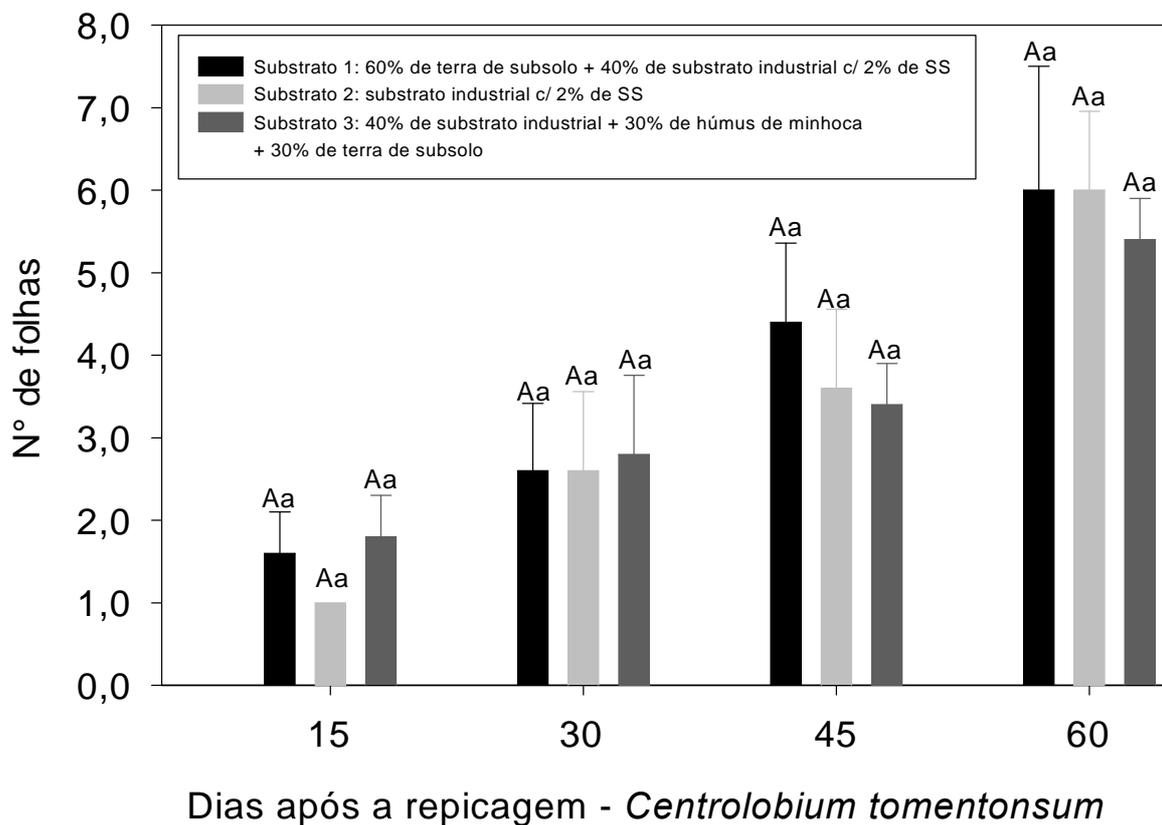


FIGURA 18: Avaliação do número de folhas da espécie *C. tomentosum* em três substratos. Médias seguidas pela mesma letra maiúscula comparam entre os períodos de avaliação e seguidas pela mesma letra minúscula comparam entre os substratos não diferindo entre si pelo teste de Scott-Knott a 5% de probabilidade. Barra representa os desvios padrões médios de 5 repetições. EAFI-MG, 2007.

6. DISCUSSÃO

A espécie que obteve tendência de maior desenvolvimento do diâmetro do colo dentro dos substratos 1, 2 e 3 foi a *C. tomentosum*, não havendo diferença significativa entre os substratos (Figura 19). Esta tendência de maior desenvolvimento para *C. tomentosum* se deu provavelmente pelo fato das plântulas desta espécie já apresentarem, de início, maior circunferência no diâmetro em relação às plântulas das outras espécies avaliadas. Ainda, pelo fato da espécie produzir sementes muito maiores que das outras espécies, podendo ter levado ao desenvolvimento de colo mais avantajado desde o início, conferindo com o que Bastos (1952) afirma ao ser citado por Aidar & Joly (2003) em um estudo sobre a dinâmica da produção e decomposição da serrapilheira de araribá (*C. tomentosum*), que a espécie apresenta crescimento relativamente rápido em altura (1 m.ano^{-1}) e diâmetro (1 cm.ano^{-1}) desde quando em muda.

O diâmetro é comumente medido na região da cicatriz cotiledonar. Esta é dita como característica morfológica que melhor se ajusta aos modelos de predição de sobrevivência das mudas (McTAGUE & TIIUS, 1996 citados por JOSÉ, 2003).

As espécies *C. ferruginea* e *S. macranthera* tiveram tendência a diminuir o desenvolvimento do colo nos substratos 2 e 3, sendo o menor desenvolvimento no substrato 3, no qual em sua composição continha concentração significativa de vermicomposto (húmus de minhoca). Este resultado foi semelhante ao de Caldeira et al. (2003) ao estudarem a influência de vermicomposto na produção de mudas de *Pinus elliotii*. Eles observaram a ocorrência de uma diminuição do crescimento em diâmetro em maiores concentrações de vermicomposto.

Resultados contraditórios foram obtidos por Correia et al. (2001) ao avaliarem substratos alternativos para a produção de mudas de gravioleira, obtendo resultados satisfatórios ao utilizarem substrato contendo húmus de minhoca que se destacou no desenvolvimento vegetativo e na formação do sistema radicular das mudas.

Para Kiehl (1985), o húmus estimula a alimentação mineral das plantas, o desenvolvimento radicular, diversos processos metabólicos, crescimento celular, dentre outros processos. Tais processos não se confirmaram no desenvolvimento das espécies *C. ferruginea* e *S. macranthera* avaliadas neste estudo. O desenvolvimento do diâmetro de colo da espécie *C. tomentosum* não foi afetado pelo substrato contendo vermicomposto.

Landgraf et al. (1998) afirmam que durante a vermicompostagem, as minhocas ingerem e digerem os resíduos orgânicos dejetando excrementos constituídos de agregados de terra e matéria orgânica, que recebem o nome de coprólitos. Esses coprólitos contêm nutrientes de plantas em altas concentrações devido ao metabolismo das minhocas. Sendo assim, supõe-se que devido às altas concentrações de nutrientes, principalmente de nitrogênio, houve efeito negativo no desenvolvimento inicial das mudas no substrato 3 (contendo húmus de minhoca) para as espécies *C. ferruginea* e *S. macranthera*. Arrigoni-Blank et al. (2003) citam que há necessidade de pesquisas quanto aos tipos de substratos cujos quais são determinantes do sucesso ou fracasso no processo de produção de mudas, pois há espécies que respondem bem a determinados tipos de substratos e não muito bem a outros.

Os três substratos utilizados neste estudo possuem características físicas e químicas diferentes em função de suas composições, refletindo nos valores dos parâmetros altura (Figura 20) e número de folhas (Figura 21) durante o desenvolvimento das espécies no viveiro. Segundo Fonseca et al. (2002), a determinação dos parâmetros a serem avaliados durante a fase de viveiro é um dos principais problemas ao se produzir mudas de espécies florestais, pois tais parâmetros alteram a sobrevivência e o desenvolvimento inicial das mudas no campo. Gomes et al. (2002) citam que para a determinação do padrão de qualidade das mudas, os parâmetros morfológicos são usados com mais frequência por serem mais compreensivos por parte dos viveiristas.

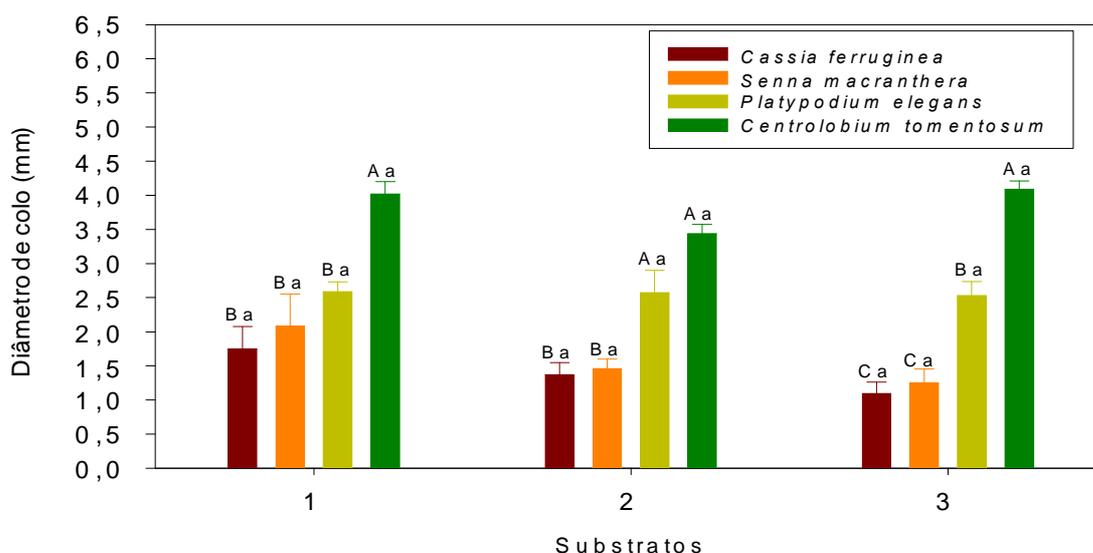


Figura 19: Diâmetro de colo de quatro espécies florestais sob três substratos ao longo de 60 dias após a repicagem. Colunas representam a média de 5 medições e as barras representam os desvios padrões. Médias seguidas pela mesma letra maiúscula comparam as espécies dentro do substrato e seguidas pela mesma letra minúscula comparam entre os tratamentos (Substrato 1, 2 e 3) não diferindo entre si pelo teste de Scott-Knott a 5% de probabilidade. EAFI-MG, 2007.

Para a variável altura (Figura 20), as espécies *C. ferruginea* e *S. macranthera* tiveram tendência de maior desenvolvimento no substrato 1 (terra de subsolo + substrato industrial Mecplant® + superfosfato simples), não diferindo entre as outras espécies. Segundo Oliveira et al. (2007), a formação de uma muda com o máximo de vigor depende da característica do substrato, onde deverá ocorrer o desenvolvimento do sistema radicular. Estes mesmos autores, ao avaliarem substratos e volumes de recipientes para mudas de oliveira (*Olea europaea*), chegaram ao resultado de que as mudas obtiveram maiores médias de altura quando submetidas ao substrato contendo terra de subsolo + substrato comercial, substrato esse que contém formulação semelhante ao substrato 1 deste trabalho.

Cunha et al. (2005), ao estudarem os efeitos de substratos e das dimensões dos recipientes na qualidade de mudas de *Tabebuia impetiginosa* (ipê-roxo), chegaram ao resultado de que a espécie pode ser produzida utilizando-se terra de subsolo + substrato orgânico, proporcionando altura e diâmetro de colo satisfatórios para posterior plantio no campo. Já neste estudo a altura das espécies *C. ferruginea* e *S. macranthera* nos substratos 2 e 3, os quais há predomínio de substrato industrial Mecplant® (100% e 40%, respectivamente), não tiveram bom desenvolvimento da parte aérea, tendo valores significativamente menores em comparação com as outras espécies *P. elegans* e *C. tomentosum*.

Já a altura das espécies *P. elegans* e *C. tomentosum* se sobressaiu em relação à altura das espécies *C. ferruginea* e *S. macranthera* no substrato 2 (puro Mecplant®), com diferença significativa pelo teste de Scott-Knott a 5% de probabilidade.

A boa resposta de *P. elegans* em relação ao substrato comercial Mecplant® se assemelha com a que Grave et al. (2007) verificaram num estudo sobre o crescimento de plantas de açoita-cavalo (*Luehea divaricata*) em diferentes substratos, sendo que os maiores valores das médias de altura, número de folhas e diâmetro do colo se deram para os substratos Plantmax® e MecPlant®, sendo estes substratos industriais (compostos orgânicos). Terra et al. (2007), ao avaliarem a produção de mudas de jacarandá mimoso em diferentes composições de substratos, verificaram também que os dados indicaram um aumento no crescimento em altura das mudas ao utilizarem substrato comercial Plantmax®. A resposta de *P. elegans* ao substrato comercial Mecplant® provavelmente relaciona-se com a quantidade de nutrientes fornecidos pelo substrato, disponibilizando boa concentração de elementos essenciais às plantas desta espécie. De acordo com Júnior & Ikemori (1983) e Gonçalves (1995) citados por Cunha et. al (2005), a concentração de nutrientes na planta reflete o seu estado nutricional, estando intimamente ligada à fertilidade do substrato.

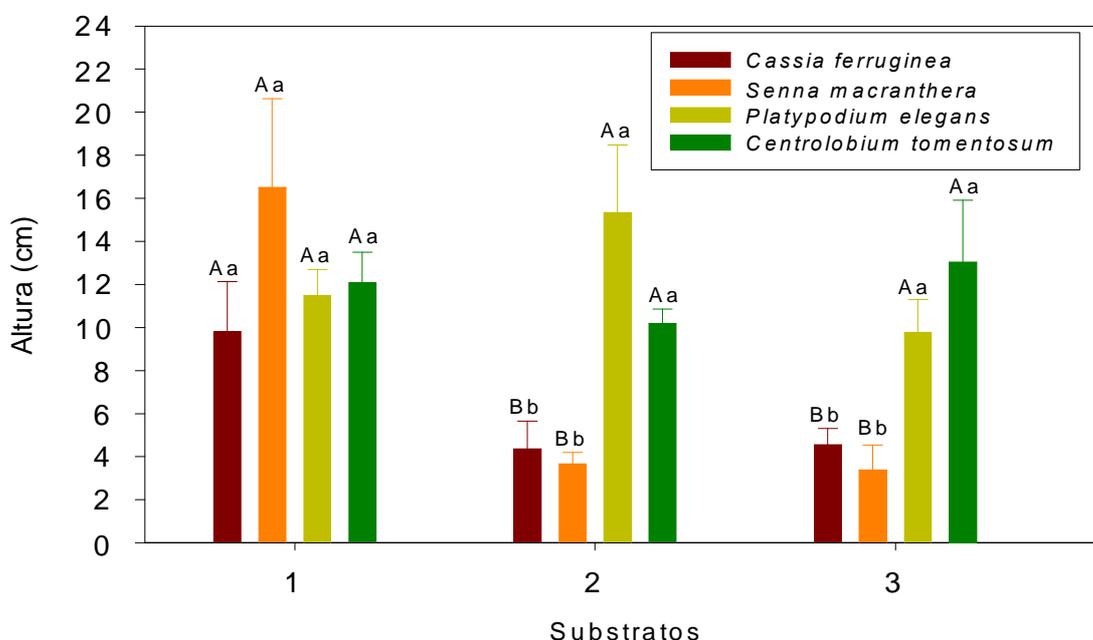


FIGURA 20: Altura de quatro espécies florestais sob três substratos ao longo de 60 dias após a repicagem. Colunas representam a média de 5 medições e as barras representam os desvios padrões. Médias seguidas pela mesma letra maiúscula comparam as espécies dentro do substrato e seguidas pela mesma letra minúscula comparam entre os tratamentos (Substrato 1, 2 e 3) não diferindo entre si pelo teste de Scott-Knott a 5% de probabilidade. EAFI-MG, 2007.

Para o número de folhas (Figura 21), houve uma tendência de maior resposta durante o experimento para a espécie *C. tomentosum*. No substrato 2 a *C. tomentosum* manteve-se equiparada com a *P. elegans* diferindo-se das espécies *C. ferruginea* e *S. Macranthera*. No substrato 3, a espécie *C. tomentosum* manteve-se estável em relação ao

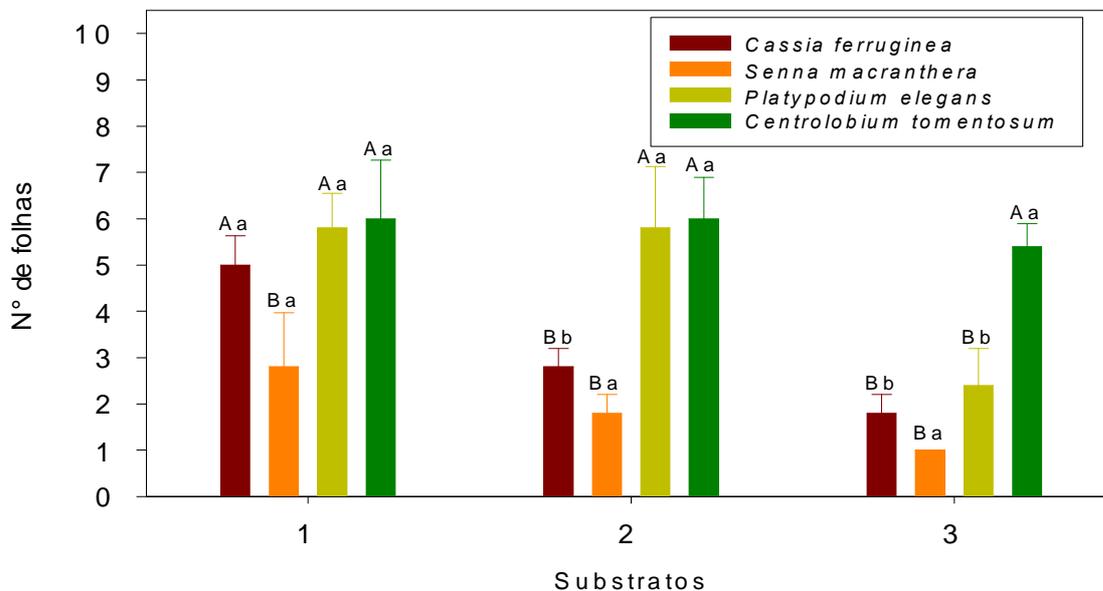


Figura 21: Número de folhas de quatro espécies florestais sob três substratos ao longo de 60 dias após a repicagem. Colunas representam a média de 5 medições e as barras representam os desvios padrões. Médias seguidas pela mesma letra maiúscula comparam as espécies dentro do substrato e seguidas pela mesma letra minúscula comparam entre os tratamentos (Substrato 1, 2 e 3) não diferindo entre si pelo teste de Scott-Knott a 5% de probabilidade. EAFI-MG, 2007.

As espécies *C. tomentosum* e *P. elegans* tiveram maior desenvolvimento de diâmetro do colo e também maior número de folhas. Mexal & Landis (1990) ao serem citados por José (2003) afirmam que hastes com maior diâmetro tendem a ter maior número de gemas e folhas. Já as espécies *C. ferruginea* e *S. macranthera* tiveram os menores resultados em diâmetro do colo e também menores resultados em número de folhas. Coutinho (1976), afirma que os caules, além de crescerem em comprimento, também crescem em espessura à medida que vão ficando mais velhos. Isto é particularmente notável nas plantas arbóreas.

7. CONCLUSÕES

Dentre as espécies estudadas, a *C. tomentosum* (araribá) proporcionou melhor desenvolvimento dos parâmetros morfológicos avaliados dentro dos três substratos.

Devido à mortalidade das mudas de *C. ferruginea* (canafístula) nos substratos 2 e 3, apenas o substrato 1 (terra de subsolo + substrato comercial Mecplant[®]) deve ser utilizado para a produção de mudas desta espécie.

Para a produção de mudas *S. macranthera* (manduirana), o substrato 1 (terra de subsolo + substrato comercial Mecplant[®]) é o mais indicado.

Para a produção de mudas de *P. elegans* (jacarandá-branco) indica-se o substrato comercial (Mecplant[®]).

Para a produção de mudas de *C. tomentosum* (araribá) podem ser utilizados os três substratos avaliados.

8. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

AESTIETÊ. **Adubação de cobertura**, dicas e curiosidades. Disponível em: <<http://www.aestiete.com.br/artigo320.asp>>, 2005. Acesso em: 28 julho, 2008.

AIDAR, M. P. M; JOLY, A. C; “Dinâmica na produção e decomposição da serrapilheira do araribá (*Centrolobium tomentonsum*) em uma mata ciliar”, Rio Jacaré Pepira, São Paulo; **Revista Brasileira botânica**, vol. 26, nº 2, 4p; junho, 2003.

AMBIENTE BRASIL. **Viveiros florestais**. Disponível em: <<http://www.ambientebrasil.com.br/composer.php3?base=/florestal/index.html&conteudo=/florestal/viveiros.html#viveiros>>Acesso em: 30 julho, 2008.

ARAÚJO, A. S. F; CARVALHO, E. M. S; “**Fixação Biológica de Nitrogênio em Leguminosas**”; Universidade Federal do Piauí Pró-reitoria de Extensão Centro de Ciências Agrárias; Comunicado técnico, nº11, 1p, 2006.

ARRIGONI-BLANK, M. F; FILHO, J. L . S. C; BLANK, A. F; NETO, A. L. S; Efeito do substrato e luminosidade na emergência e desenvolvimento de mudas de Jasmim-laranja (*Murraya exótica* l); **Revista Ciência agrônômica**, vol.34, n1, 2003.

BALLONI, E. A. et al. **Estudo comparativo de diferentes tipos de recipientes para produção de mudas de *Eucalyptus saligna* (Itatinga)**. Boletim Informativo IPEF, 8(26): 2-7, 1980.

BARBERI, A; CARNEIRO, M. A. C; MOREIRA, F. M. S; SIQUEIRA, J. O; Nodulação em leguminosas florestais em viveiros no sul de Minas Gerais; **Revista Cerne**, v.4, N.1, Lavras-MG, 1998.

BEWLEY, J. D. Seed germination and dormancy. **The Plant Cell**, Rockville, v. 9, n. 7, p. 1055-1066, July 1997.

BEWLEY, J. D; BLACK, M. **Physiology and biochemistry of seed in relation to germination**: Viability, dormancy and environmental control. V.2. Berlin: Springer-Verlag, 1982. 375p.

BEWLEY, J. D.; BLACK, M. **Seeds: physiology of development and germination**. Plenum Press: New York, 1994. 455 p.

BLEASDALE, J. K. A; **Fisiologia vegetal**, 1973; EDUSP – editora da universidade de São Paulo, São Paulo, 176p.

CABRAL, V. M; FARIA, S. M; DIAS, G. B. N; LOTT, C. M; NARA, M; LIMA, H. C. **Seleção de espécies leguminosas fixadoras de nitrogênio para utilização na recuperação de áreas mineradas pela Companhia Vale do Rio Doce**. Departamento de Gestão Ambiental e Territorial-DIAT; Companhia do Vale do rio Doce, Rio de Janeiro-RJ; Embrapa Agrobiologia, Dept. Botânica UFRRJ, Jardim Botânico do Rio de Janeiro. 4 p.

CALDEIRA, M. V. W; SHUMACHER, M. V; OLIVEIRA, E. L. V; LUCIANO, E. L. P; WATZLAWICK, F. Influência de vermicomposto na produção de mudas de *Pinus elliottii* ENGELM. **Revista Acadêmica: Ciências Agrárias e Ambientais**. Curitiba, v.1, n. 3, p. 47-53, 2003.

CAMARGO, P. N; SILVA, O. **Manual de adubação foliar**. São Paulo: Herba, 1990, p. 156, 162.

CARNEIRO, J. G. A. **Produção e controle de qualidade de mudas florestais**. Curitiba: UFPR/FUPEF/ Campos: UNEF, 1995. 451p.

CARNEIRO, J. G; **Variações na metodologia de produção de mudas florestais afetam os parâmetros morfológicos que indicam a sua qualidade**; Série técnica, 1-40p, n12, Curitiba, PUPEF, 1983.

CARPANEZZI, A. A. & MARQUES, L. C. T. **Germinação de sementes de jutaíacu (*Hymenaea courbaril* L.) e de jutaí-mirim (*H. parvifolia* Huber) escarificadas com ácido sulfúrico comercial**. Belém, 1981. 15p. (EMBRAPA-CPATU. Circular Técnica, 19).

CARVALHO, P. E. R; “Ararúva”; Circular Técnica 103, 1-2p; Colombo, Paraná, 2005.

CARVALHO, S.A. **Estratégias para estabelecimento e manutenção de matrizes, borbulheiras e viveiro de citros em ambiente protegido**. In: DONADIO, L.C.; RODRIGUEZ, O. SEMINÁRIO INTERNACIONAL DE CITROS - TRATOS CULTURAIS, 5, Bebedouro, 1998. Anais... Bebedouro: Fundação Cargill, 1998. p.67-101.

COELHO, H. J. **Regulamentação de insumos agrícolas**, fertilizantes orgânicos, condicionadores de solo e substratos. In: Workshop Insumos Para a Produção Orgânica.

CORREIA, D; JÚNIOR, A. T. C; COSTA, A. M. G. Alternativas de substratos para a formação de porta-enxertos de gravioleira (*Annona muricata*) em tubetes; **Comunicado técnico**, 2001; Embrapa, Fortaleza, CE.

COUTINHO, L. M. **Botânica, Curso de Ciências Biológicas**. Editora Cultrix, Vol. 2, 7. Ed, São Paulo, 1976, p. 187 e 198.

CUNHA, A. O; ANDRADE, L. A; BRUNO, R. L. A; SILVA, J. A. L; SOUZA, V. C; “Efeitos de substratos e das dimensões dos recipientes na qualidade das mudas de *Tabebuia impetiginosa* (Mart. Ex D. C.) Standl”; **Revista árvore**, vol.29, n4, Viçosa, 2005.

CUNHA, A. M; CUNHA, G. M; SARMENTO, R. A; CUNHA, G. M; AMARAL, J. F. T; Efeito de diferentes substratos no desenvolvimento de mudas de acácia sp; **Revista Árvore**, v.30, sociedade de investigações florestais; Viçosa, 2006.

DANIEL, O. Aplicação de fósforo em mudas de *Acácia mangium* WILLD. **Revista Árvore**, Viçosa, v.21, n.2, p.163-168, 1997.

DANIEL, T; HELMS, J; BACKER, F. **Princípios de Silvicultura**. 2. ed, México: McGraw-Hill, 1982.492p.

DAVIDE, A C.; FERREIRA, R. A.; FARIA. J. M. R.; BOTELHO, S. A. Restauração de matas ciliares. **Informe Agropecuário**, v. 21, n. 207, p. 65-74, 2000.

ESCHIAPATI-FERREIRA, M.S; PEREZ, S.C.J.G. A; “Tratamentos para superar a dormência de sementes de *Senna macranthera* (fabaceae caesalpinoideae)”; **Revista brasileira de sementes**, v.19, n°2, 231p, 1997.

FERRI, M. G. **Botânica**, Morfologia Externa das Plantas, Organografia. 15ª ed, São Paulo: Nobel, 1983, p. 41.

FERMINO, M. H. O uso da análise física na avaliação da qualidade de componentes e substratos. In: FURLANI, A. M. C.; BATAGLIA, O. C.; ABREU, M. F; ABREU, C. A; FURLANI, P. R., QUAGGIO, J. A., & MINAMI, K. (coords.). **Caracterização, manejo e qualidades de substratos para a produção de plantas**. Campinas: Instituto Agrônomo, 2002. P.29-37.

FILHO, J. P. L; GUERRA, T. M; LOVATO, M. B; SCOTTI, M. R. M. M. L, **Germinação de sementes de *Senna macranthera*, *Senna multijuga* e *Stryphnodendron polyphyllum***, 1p, 1996.

FLORIANO, E. P, “**Germinação e dormência de sementes florestais**”, caderno didático, n°2, 1ª edição; 5,16p, Santa Rosa, 2004.

FONSECA, E. P; VALERI, S. V; MIGLIORANZA, E; FONSECA, N. A. N; COUTO, L. Padrão de qualidade de mudas de *Trema micrantha* (L.), Blume. Produzidas sob diferentes períodos de sombreamento. **Revista Árvore**, Viçosa-MG, v.26, n.4, p. 515-523, 2002.

FONSECA, E. P. **Efeito de diferentes substratos na produção de mudas de *Eucalyptus grandis* W-Hill ex Maidem em “Winstrip”**, 1988. 81p. Dissertação (Engenharia Florestal) – Universidade federal de Viçosa, Viçosa.

FURTADO, D. **Sistema de análise de variância: Sisvar 4.1**. Lavras: UFLA/CAPES, 2000.

GALETI, P. A; Água. **Guia técnico agropecuário**, 1983; Instituto Campineiro de Ensino Agrícola, p.11, 135p.

GEMTCHÚJNICOV, I. D. **Manual de taxonomia vegetal**: Plantas de interesse econômico, agrícolas, ornamentais e medicinais. São Paulo, Ed. Agronômica Ceres, 1976, p.146.

GOMES, J. M; COUTO, L; LEITE, H. G; XAVIER, A; GARCIA, S. L. R; Parâmetros morfológicos na avaliação de qualidade de mudas de *Eucalyptus grandis*; **Revista árvore**, v.26. n.6, Viçosa, 2002.

GONÇALVES, A. N; **Fatores limitantes para o crescimento e desenvolvimento de árvores em regiões áridas e semi-áridas no nordeste brasileiro**; Série técnica IPEF, Piracicaba, v.3, n10, p99, 1982.

GONÇALVES, R. M. G; GIANNOTTI, H; GIANNOTTI, J. D. G; SILVA, A. A. Aplicação de modelo de revegetação em áreas degradadas, visando a restauração ecológica da microbacia do córrego da fazenda Itaqui, no município de Santa Gertrudes, SP. **Revista Instituto Florestal.**, São Paulo, n.17, n.1, p.73-95, 2005.

GUIAFLORESTAL; **Viveiros e produção de mudas (parte 2)**, disponível em: <http://www.guiaflorestal.com.br/index.php?pg=lerartigo&id=55>. Acesso em: 07 agosto 2008.

JOLY, A. B. **Botânica, Introdução à taxonomia vegetal**. 3. Ed. São Paulo, Editora Nacional, p. 372, 1976.

JOSÉ, A. C; **“Utilização de Mudas de Espécies Florestais Produzidas em Tubetes e Sacos Plásticos para Revegetação de Áreas Degradadas”**; 7-8p e 10-14p; Lavras, UFLA, 2003.

KÄMPF, A. N; Substratos. In: Simpósio Brasileiro de Floricultura e Plantas Ornamentais, 1, 1992, Maringá. **Anais...** Maringá, 1992, p.36-52.

KIEHL, E. J. **Fertilizantes orgânicos**. Piracicaba; Editora Agronômica Ceres LTDA., São Paulo, 1985. 492p.

KOPPEN, W. Grundriss DER KLIMAKUNDE. Z weite verbesserte anflage DER “KLIMATE DER ERDE” Berlin: Walter de Gruite Co, 1931. **Classificação do clima, longitude e latitude de Inconfidentes**.

KUHLMANN, J. G; **“Cassia”** Disponível em:

<<http://www.brasilcult.pro.br/ecologia/Arvores/Albuns%20Floristicos/cassia02.htm>> sem data; Acesso em: 27 junho, 2008.

LANDGRAF, M. D; ALVES, M. R; SILVA, S. C; RESENDE, M. O. O. **Caracterização de ácidos húmicos de vermicomposto de esterco bovino compostado durante 3 e 6 meses**. Quím. Nova vol.22 n.4 São Paulo, 1999.

LEITE, H.G; JACOVINE, L. A. G; SILVA, C. A. B; PAULA, R. A; PIRES, E. E; SILVA, M. L; **“Determinação dos custos da qualidade em produção de mudas de eucalipto”**; **Revista Árvore**, Viçosa-MG; v.29, n°6; 956p, 2005.

LEONHARDT, C; ROMANO, L.R; VOGEL, O; CARDOSO, P.C; “**Situação da Produção de Sementes Florestais**”; Sementes Florestais, 1999; Disponível em <<http://members.tripod.com/agropage/floresta.html>>, acessado em: 20 de junho 2008.

LEWIS, G; SCHRIRE, B. D; MACKINDER, B. A; LOCK, J. M. (Ed). **Legumes in the world**, Royal Botanic Gardens, Kew, UK, 2003.

LINDEMANN, W.C; GLOVER, C.R; “**Nitrogen Fixation by Legumes**”; Cooperative extension service; College of Agriculture and Home Economics; New Mexico State University; Guide A-129; La cruces-NM; 1p, 2003.

LORENZI, H; **Árvores Brasileiras**, manual de identificação e cultivo de plantas arbóreas e nativas do Brasil; 4ª edição, 2002; v.1, p 165, 182, 211 e 239; 368p; Nova Odessa, São Paulo.

MACEDO, A. C; “**Produção de mudas em viveiros florestais espécies nativas**”; São Paulo: Fundação florestal, 1993.

MALAVAOLTA, E. **ABC da Adubação**. 5ª ed. São Paulo: Editora Agronômica Ceres, 1989, p. 31, 59.

MALAVOLTA, E. **Manual de química agrícola, adubos e adubação**; 2ª ed., São Paulo, 1967, p279; 606p.

MATIELLO, J. B; SANTINATO, R; GARCIA, A. W. R; ALMEIDA, S. R; FERNANDES, D. R. **Cultura de café no Brasil: Novo manual de recomendações**. Ministério da agricultura, da pecuária e do abastecimento – SARC/PROCAFÉ – SPC/DECAF Fundação PROCAFÉ. Rio de Janeiro e Varginha, 2002. p. 87.

MELLO, J. I. O; BARBEDO, C. J; “Temperatura, luz e substrato para germinação de sementes de Pau-Brasil (*Caesalpinia echinata* Lam. Leguminosae – Caesalpinioideae); **Revista árvore**, vol.31, n4, Viçosa, 2007.

MOREIRA, F. M. S.; SIQUEIRA, J. O.; **Microbiologia e bioquímica do solo**. 2ª edição, 2006, UFLA-MG, p.233-234, 487-489; 729p.

MOTA, F. S; **Meteorologia agrícola**. São Paulo, Nobel, 1977 (Biblioteca rural) 3. Ed. 376p.

NASCIMENTO, J. T; SILVA, I. F; SANTIAGO, R. D; NETO, L. F. S. Efeito de leguminosas nas características químicas e matéria orgânica de um solo degradado. **Revista brasileira de engenharia agrícola e ambiental**, v.7, n.3, p. 457-462, Capina Grande, 2003.

NASSIF, S. M. L; VIEIRA, I. G; FERNANDES, G. D; **Fatores externos que influenciam na germinação de sementes**; disponível em: <<http://www.ipef.br/tecsementes/germinação.asp>>. Acesso em: 31 julho 2008.

NICOLOSO, F. T; FORTUNATO, R. P; ZANCHETTI, F; CASSOL, L. F; EISINGER, S. M; Recipientes e substratos na produção de mudas de *Maytenus ilicifolia* e *Apuleia leiocarpa*; **Ciência Rural**, 2000, vol.30, n.6, Santa Maria.

NIKOLAEVA, M. G. Factors controlling the seed dormancy pattern. In: KHAN, A. A. (Ed.). **The physiology and biochemistry of seed dormancy and germination**. North-Holland, Amsterdam, 1977. p. 51-74.

NIKOLAEVA, M. G. **Physiology of deep dormancy in seeds**. Leningrad: Izdatel'stvo Nauka, 1969. (Translated for Russian by Z. Shapiro, NSF, Washington, DC.).

OLIVEIRA, L. M; DAVIDE, A. C; CARVALHO, M. L. M; Avaliação de métodos para quebra da dormência e para a desinfestação de sementes de canafístula (*Peltophorum dubium*); **Revista Árvore**, 2003; v.27, n.5, Viçosa-MG.

OLIVEIRA, R. B; SOUZA, C. A. M; MARTINS FILHO, S; LIMA, J. S. S; **Desenvolvimento de essências florestais em diferentes substratos**. VIII ENCONTRO DE INICIAÇÃO CIENTÍFICA E IV ENCONTRO LATINO AMERICANO DE PÓS-GRADUAÇÃO – Universidade do Vale da Paraíba, 490p.

OLIVEIRA, A. F; VIEIRA NETO, J; OLIVEIRA, D. L. **Substratos e volumes de recipientes para mudas de oliveira**. EPAMIG/CTSM, Lavras - MG, 2007.

PACHECO, M. V; MATOS, V. P; BARBOSA, M. V; FERREIRA, R. L. C; PASSOS, M. A. A; “Germinação de sementes de *Platypodium elegans* submetidas a diferentes tratamentos pré-germinativos e substratos”; **Revista brasileira de engenharia agrícola e ambiental**, v.11, nº5, 498p, 2007.

RESENDE, A.V; KONDO, M.K; “Leguminosas e Recuperação de Áreas Degradadas”; **Informe Agropecuário**, Belo Horizonte; v.22, n.210, p.46-56, 2001.

RIZZINI, C. T; **Árvores e madeiras úteis do Brasil**, Manual de dendrologia brasileira; 2ª edição, 1990, p120 e 148, 296p, São Paulo.

RODRIGUES, E. H. de A.; AGUIAR, I. B. & SADER, R. Quebra de dormência de sementes de 3 espécies do gênero *Cassia*. **Rev. Bras. Sem.**, 12 (2): 17-27, 1990.

SANTOS, C. B; LONGHI, S. J; HOPPE, J. M; MOSCOVICH, F. A. Efeito do volume de tubetes e tipos de substratos na qualidade de mudas de *Cryptomeria Japonica* (L. F.) D. DON. **Ciência Florestal**, Universidade Federal de Santa Maria, Santa Maria, 15p, 2000.

SCALON, S. P. Q; FILHO, H. S; MUSSURY, R. M; MACEDO, M. C; KISSMANN, C; Potencial germinativo de sementes de *Dimorphandra mollis* Benth. Em armazenamento, tratamentos pré-germinativos e temperatura de incubação; **Cerne**, lavras, v.13, n.3, p. 321-328, 2007.

SILVA, J.A; UCHIDA, R; “**Biological Nitrogen Fixation**” **Nature’s Partnership for Sustainable Agricultural Production**; College of Tropical Agriculture and Human Resources; University of Hawaii at Manoa; 121p, 2000.

SILVA, P. H. M; STEIN, L. M. **Produção de mudas e recomendações de adubação no viveiro para pequenos produtores**, Silvicultura e manejo florestal; IPEF, 2008, Disponível em: <<http://www.ipef.br/silvicultura/producaomudas.asp>>, Acesso em: 25 julho 2008.

SIMÃO, S. **Tratado de fruticultura**. Piracicaba: FEALQ, 1998. 760 p.

SIMÕES, J. W. **Problemática da produção de mudas em essências florestais**. Série Técnica-IPEF, Piracicaba, v. 4, n.13, p 1-29, 1987.

SIQUEIRA, J. O. **Biologia do solo**. Textos acadêmicos, Lavras: UFLA/PAEPE, 1997. p.118, 230p.

SOARES, R. V; BATISTA, A. C. **Meteorologia e Climatologia Florestal**, 2004, Universidade Federal do Paraná; Departamento de Ciências Florestais; Curitiba, Paraná; p. 154-159, 195p.

STURION, J. A.; GRAÇA, L. R.; ANTUNES, J. B. M. **Produção de mudas de espécies de rápido crescimento por pequenos produtores**. Colombo: Embrapa Florestas, CT 37, 2000. 20 p.

TAIZ, L.; ZEIGER, E. Tradução: SANTAREM, E. R. **Fisiologia vegetal**. 3. ed. Porto Alegre: Artmed, 2004. 719 p.

TERRA, S. B; GONÇALVES, M; MEDEIROS, C. A. B. Produção de mudas de jacarandá mimoso (*Jacaranda mimosaeifolia D. Don.*) em substratos formulados a partir de resíduos agroindustriais. **Revista Brasileira de Agroecologia**, v.1, n.1, 2007.

VIEIRA, I. G; FERNANDES, G. D; **Métodos de quebra de dormência de sementes**, Tecnologia de sementes florestais; Informativo sementes IPEF, 1997; Disponível em: <<http://www.ipef.br/tecsementes/dormencia.asp>>; acessado em: 22 de junho 2008.