



UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA
"JÚLIO DE MESQUITA FILHO"
Campus de Ilha Solteira

LÉIA CARLA RODRIGUES DOS SANTOS LARSON

**ESTRATÉGIAS DE PROPAGAÇÃO DE BARUEIRO (*Dipteryx alata* Vog.)
E JATOBAZEIRO DO CERRADO (*Hymenaea stigonocarpa* MART.)**

Ilha Solteira

2014



UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA
"JÚLIO DE MESQUITA FILHO"
Campus de Ilha Solteira

LÉIA CARLA RODRIGUES DOS SANTOS LARSON

**ESTRATÉGIAS DE PROPAGAÇÃO DE BARUEIRO (*Dipteryx alata* Vog.)
E JATOBAZEIRO DO CERRADO (*Hymenaea stigonocarpa* MART.)**

Tese apresentada à Faculdade de Engenharia-
UNESP-Campus de Ilha Solteira, para
obtenção do título de Doutor em Agronomia.
Especialidade: Sistemas de Produção.

Orientadora: Prof^a. Dr^a. Aparecida Conceição
Boliani

Ilha Solteira

2014

FICHA CATALOGRÁFICA

Desenvolvido pelo Serviço Técnico de Biblioteca e Documentação

- L318e Larson, Léia Carla Rodrigues dos Santos.
Estratégias de propagação de barueiro (*Dipteryx alata* Vog.) e jatobazeiro do cerrado (*Hymenaea stigonocarpa* MART.) / Léia Carla Rodrigues dos Santos
Larson. -- Ilha Solteira: [s.n.], 2014
124 f. : il.
- Tese (doutorado) - Universidade Estadual Paulista. Faculdade de Engenharia de Ilha Solteira. Especialidade: Sistemas de Produção, 2014
- Orientador: Aparecida Conceição Boliani
Inclui bibliografia
1. Cultura de tecido. 2. Fruteiras nativas. 3. Produção de mudas. 4. Nutrição. 5. Sementes. 6. Propagação.



UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA
CAMPUS DE ILHA SOLTEIRA
FACULDADE DE ENGENHARIA DE ILHA SOLTEIRA

CERTIFICADO DE APROVAÇÃO

TÍTULO: Propagação de bananeiro (*Diplazis alata* Vog.) e jatobazeiro do cerrado (*Hymenaea stigonocarpa* Mart.)

AUTORA: LÊIA CARLA RODRIGUES DOS SANTOS LARSON

ORIENTADORA: Profa. Dra. APARECIDA CONCEIÇÃO BOLIANI

Aprovada como parte das exigências para obtenção do Título de DOUTOR EM AGRONOMIA,
Área: SISTEMAS DE PRODUÇÃO, pela Comissão Examinadora:

Profa. Dra. APARECIDA CONCEIÇÃO BOLIANI
Departamento de Fitotecnia, Tecnologia de Alimentos e Sócio Economia / Faculdade de
Engenharia de Ilha Solteira

Prof. Dr. MARIO LUIZ TEIXEIRA DE MORAES
Departamento de Fitotecnia, Tecnologia de Alimentos e Sócio Economia / Faculdade de
Engenharia de Ilha Solteira

Prof. Dr. JOSE LUIS SUSUMU SASAKI
Departamento de Fitotecnia, Tecnologia de Alimentos e Sócio Economia / Faculdade de
Engenharia de Ilha Solteira

Prof. Dr. JOSÉ CARLOS CAVICHOLI
APTA - Polo Regional da Alta Paulista - Adamantina/SP

Profa. Dra. SILVIA CORREA SANTOS
Centro de Ciências Agrárias / Universidade Federal da Grande Dourados

Data da realização: 18 de julho de 2014.

Ao Luciano Aguilar Larson, carinhoso e paciente marido,

Minha querida família que sempre me apoiou incondicionalmente, em especial a minha batalhadora mãe Antonia de Fátima R. dos Santos, dedicada avó Marisete R. dos Santos e *in memoriam* avô Otacílio Pereira dos Santos.

Aos pesquisadores (as) que contribuem para preservação e aproveitamento das espécies frutíferas nativas.

Dedico com carinho.

AGRADECIMENTOS

A Deus por me dar forças e graças todos os dias para concluir esta pesquisa.

A Universidade Estadual Paulista, Faculdade de Engenharia de Ilha Solteira, SP.

Ao Programa de Pós-Graduação em Agronomia e a CAPES (Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior) pela concessão da bolsa.

A minha orientadora Aparecida Conceição Boliani que me orientou contribuindo e auxiliando na execução deste trabalho.

Ao grande idealizador e paciente pesquisador Luiz de Souza Corrêa.

Ao professor e pesquisador Pedro Cesar dos Santos pela contribuição ao trabalho de pesquisa.

Aos funcionários do campo experimental da Fazenda de Ensino, Pesquisa e Extensão da UNESP, Campus de Ilha Solteira, SP (Selvíria-MS) que tanto auxiliaram na pesquisa, em especial ao técnico Alvino Silva.

Amigos de laboratório e companheiros de pesquisas Luiz Lessi, Gustavo Pereira, Simone Hiraki, Ana Paula Santana, Celso Machado, Ronny Smarsi e Antonio Flávio.

A todos os funcionários e professores da UNESP-FEIS que contribuíram na minha formação pessoal e profissional. E também a grande contribuição de todos funcionários e professores da UEMS-Unidade de Aquidauana-MS.

A toda minha família que sempre me deu força para não desistir dos meus objetivos: Vó Marisete, Mãe Antonia de Fátima, minhas irmãs Wanderléia Rodrigues e Vivyan Mayara. A minha querida família Gregório e Aguilar Larson, sem vocês tudo seria mais difícil.

Muito obrigada!!!!!!!

“A vitória nasce da resistência”

Salmo, 129

RESUMO

As espécies nativas brasileiras devem ser preservadas e pesquisadas para manutenção e perpetuação no seu bioma de origem. De forma geral, as frutíferas nativas são fontes de geração de renda para a população local, devido os seus diversos usos na alimentação humana e animal, além de interesses sociais e ambientais. Entre as diversas espécies frutíferas nativas destacam-se o barueiro e o jatobazeiro, que podem ser utilizadas a madeira, a semente, a polpa, a resina, as folhas e ainda podem fazer parte de algum sistema de produção como agrossilvopastoril. Entretanto, a exploração do jatobazeiro e do barueiro não podem ocorrer só através do extrativismo predatório, devem ser implantadas de forma comercial, devido ao comportamento sazonal de produção e a demanda de consumo. Contudo, para diminuição da utilização predatória das espécies nativas florestais, técnicas de propagação e cultivo devem ser pesquisadas, pois a produção de sementes não ocorre o ano todo, e muitas sementes possuem diversos tipos de dormência. É importante conhecer o melhor método de propagação destas espécies para produção de mudas e a adaptação em diferentes tipos de nutrições de solos ou substratos. Desta forma, objetivou-se com este trabalho a produção de mudas de barueiro e jatobazeiro em diferentes tipos de substratos e desenvolver protocolos para micropropagação do baru. Foi possível verificar que no solo puro ocorreu o melhor desenvolvimento das mudas, e que a calagem e a adubação mineral proporcionaram incremento no crescimento das mudas. A adição de esterco ao substrato não beneficiou a produção de muda das espécies, devido o excesso de alguns nutrientes, que ocasionou um desbalanceamento nutricional. O baru pode ser micropropagado em laboratório, e suas sementes germinaram *in vitro*.

Palavras-chave: Cultura de tecido. Fruteiras nativas. Produção de mudas. Nutrição. Semente.

ABSTRACT

Brazilian native species should be preserved and researched for maintenance and perpetuation of origin in your biome. Generally, the native fruits are sources of income generation for the local population, because their many uses in food and feed, as well as social and environmental interests. Among the various native fruit species include the barueiro and jatobazeiro and which can be used as wood, seeds, pulp, resin, and the sheets may also be part of a production system as farming areas. However, the exploitation of jatobazeiro and barueiro may not occur only through predatory extraction, should be deployed commercially, due to seasonal production and consumer demand. However, to maximize the use of predatory native forest species, propagation and cultivation techniques should be investigated, since seed production does not occur throughout the year, and many seeds have various types of dormancy. It is important to know the best method of propagation of these species for seedling production and adaptation in different types of soils or substrates nutritions. Thus, the aim of this work was to produce seedlings and barueiro jatobazeiro on different types of substrates and develop protocols for micropropagation of the baru. It was possible to verify that the pure soil was the best seedling development, and that liming and mineral fertilization provided increased growth of seedlings. The manure applied to the substrate did not benefit seedling production of species, because the excess of some nutrients, which caused a nutritional imbalance. The baru can be micropropagated in the laboratory, and their seeds germinated in vitro.

Keywords: Tissue Culture. Native fruits. Seedling production. Nutrition. Seed.

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO	11
2 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA.....	13
2.1 CONSERVAÇÃO DOS RECURSOS GENÉTICOS FLORESTAIS	13
2.2 FRUTÍFERAS NATIVAS.....	14
2.3 JATOBÁ-DO-CERRADO (<i>HYMENAEA STIGONOCARPA</i> MART.).....	15
2.3.1 CARACTERÍSTICAS GERAIS DO JATOBAZEIRO.....	15
2.3.2 MANEJO E PROPAGAÇÃO.....	17
2.4 BARU (<i>DIPTERYX ALATA</i> VOG)	18
2.4.1 CARACTERÍSTICAS GERAIS DO BARUZEIRO.....	18
2.4.2 PROPAGAÇÃO E MANEJO.....	21
2.5 PRODUÇÃO DE MUDAS	22
2.5.1 SUBSTRATOS.....	23
2.5.2 AMBIENTES PROTEGIDOS.....	25
2.6 MICROPROPAGAÇÃO	25
2.6.1 REGULADORES VEGETAIS.....	27
REFERÊNCIAS	28

CAPITULO 1. SUBSTRATOS: EMERGÊNCIA E QUALIDADE DE MUDAS DE *HYMENAEA STIGONOCARPA* MART. (JATOBÁ-DO-CERRADO) EM CULTIVO PROTEGIDO.....

1 INTRODUÇÃO.....	35
2 MATERIAL E MÉTODOS.....	36
3 RESULTADOS E DISCUSSÃO	42
4 CONCLUSÕES.....	55
REFERÊNCIAS	56

CAPITULO 2. SUBSTRATOS: EFEITOS NA GERMINAÇÃO E QUALIDADE DAS MUDAS DE *DIPTERYX ALATA* VOGEL (BARU).....

1 INTRODUÇÃO.....	60
2 MATERIAL E MÉTODOS.....	61
3 RESULTADOS E DISCUSSÃO	67
4 CONCLUSÕES.....	85
REFERÊNCIAS	86

CAPITULO 3. ESTABELECIMENTO DE PROTOCOLO DE DESINFESTAÇÃO PARA INOCULAÇÃO <i>IN VITRO</i> EM DISCO FOLIAR E SEMENTES DE BARU (<i>DIPTERYX ALATA</i> VOG.)	88
--	-----------

1 INTRODUÇÃO	90
2 MATERIAL E MÉTODOS	92
3 RESULTADOS E DISCUSSÃO	96
4 CONCLUSÕES	106
REFERÊNCIAS	107

CAPITULO 4. MULTIPLICAÇÃO E ALONGAMENTO <i>IN VITRO</i> DE BARU (<i>DIPTERYX ALATA</i> VOG.)	109
---	------------

1 INTRODUÇÃO	111
2 MATERIAL E MÉTODOS	112
3 RESULTADOS E DISCUSSÃO	114
4 CONCLUSÕES	119
REFERÊNCIAS	120

5 CONSIDERAÇÕES FINAIS	122
-------------------------------	------------

1 INTRODUÇÃO

De forma geral, a fruticultura é uma atividade que está em expansão no agronegócio brasileiro, gerando grandes lucros econômicos. As fruteiras nativas estão em destaque, devido o seu alto consumo na culinária, utilidades madeireiras, medicina popular e geração de energia renovável. Como exemplo destas fruteiras, com grande aceitação popular tem-se o *Genipa americana* (jenipapo), *Hancornia speciosa* (mangaba), *Caryocar brasiliense* (pequi), *Hymenaea stigonocarpa* Mart. (jatobá do cerrado), *Dipteryx alata* Vogel (baru/cumbaru), entre outros.

Além do valor nutricional, as frutíferas nativas podem ser utilizadas para renovação da vegetação local. Silva et al. (2001a) destacam o uso das espécies para implantação de pomares comerciais, áreas de proteção ambiental, recuperação de áreas desmatadas, e principalmente proteção de nascentes e margens de rios e lagos. No entanto, deve existir uma preocupação com a biodiversidade genética das espécies nativas, pois estas plantas estão sendo desmatadas ou utilizadas de forma extrativista, muitas vezes sem dar tempo para sua recomposição natural.

A falta de conhecimento, questões sazonais e logísticas trazem dificuldades para encontrar número de sementes para produção de mudas que seja satisfatório a demanda produtiva (SCREMIN-DIAS et al., 2006).

São importantes pesquisas sobre as diversas frutas nativas, seus fatores genéticos, para uma adequada produção de mudas, conservação de recursos genéticos (AGOSTINI-COSTA et al., 2006; SILVA et al., 2001a), e métodos para propagação, pois a maioria das plantas nativas possuem algum tipo de dormência nas sementes. Muitas vezes, deve-se fazer uso de alguns métodos para a superação da dormência (FOWLER; BIANCHETTI, 2000), uso de técnicas com o cultivo de forma controlada de tecidos ou células (SCHUCH; ERIG, 2005).

Zanella et al. (2006) descreveram que para a produção de mudas frutíferas, justifica-se o uso de sombreamento, pois é uma técnica viável, afetando de forma positiva o desenvolvimento das plantas. Outro fator que

interfere no vigor das mudas no sistema protegido são os tipos e composições de substratos.

Para o aproveitamento destas espécies, em especial para o baru (cumbaru) e jatobá-do-cerrado é fundamental a realização de pesquisas sobre os tipos de propagação, produção de mudas, plantio, práticas culturais, sistemas de produção, colheita, conservação pós-colheita e ainda métodos para superação de dormência.

Em função disso, objetivou-se com esses trabalhos a estratégia de propagação na formação e qualidade das mudas de *Hymenaea stigonocarpa* Mart. (jatobá do cerrado) e *Dipteryx alata* Vogel (baru) em cultivo protegido em diferentes substratos e desenvolver protocolos para micropropagação do baru.

2 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

2.1 Conservação dos Recursos Genéticos florestais

De modo geral, a maioria dos recursos naturais está sendo subutilizados, apesar da existência de leis de proteção ambiental da flora, fauna, rios e solo (ÁVIDOS; FERREIRA, 2003). A conservação genética de espécies arbóreas é fundamental para que as futuras gerações possam usufruir dos recursos fornecidos atualmente por estas espécies (FREITAS et al., 2007).

Entre estas espécies florestais destacam-se as fruteiras do cerrado, devido a suas possibilidades atuais de utilização dependendo da espécie para o plantio em áreas de proteção ambiental, enriquecimento da flora das áreas mais pobres, a recuperação de áreas degradadas, a formação de pomares domésticos ou comerciais e o plantio em áreas de reflorestamento, parques e jardins. Nesse sentido, muitos agricultores já estão implantando pomares de frutas nativas dos cerrados e os viveristas estão intensificando a produção de mudas, que poderá diminuir o extrativismo vegetal (ÁVIDOS; FERREIRA, 2003; SCREMIN-DIAS; SCHUCH; ERIG, 2005).

Com o avanço da agricultura sobre os biomas brasileiros, existe a necessidade de métodos para preservação dos recursos genéticos. A conservação pode ser *in situ*, que se refere à manutenção das espécies selecionadas no seu habitat natural, como em parques, reservas biológicas ou reservas ecológicas. Outro método de conservação é a *ex situ*, que é a conservação de espécies vegetais fora do seu ambiente natural, através de coleções de plantas no campo, de sementes em bancos de sementes, ou de coleções de plântulas em bancos *in vitro* (SANTOS, 2000).

Um fato de relevância é que as espécies arbóreas de grande porte possuem um estágio juvenil muito longo e demoram anos para atingir o estágio adulto reprodutivo. Para estas espécies não é muito viável conservar semente. Muitas espécies arbóreas são mantidas em bancos no campo ou em bancos de germoplasma *in vitro* (condição asséptica). É importante destacar que as

coleções no campo estão muito vulneráveis as mudanças climáticas (SANTOS, 2000; STUSHNOFF, 1987)

A produção de mudas muitas vezes auxilia em alguma etapa do processo de conservação ou exploração sustentável das espécies florestais nativas. Nogueira e Medeiros (2007) destaca que para um programa de produção de mudas voltado para plantios comerciais, restauração de áreas degradadas e conservação dos recursos genéticos é necessária a utilização de sementes de alta qualidade.

2.2 Frutíferas nativas

Intensas atividades humanas e a necessidade de exploração do solo, principalmente para a produção de alimento, pode resultar em grandes perdas de espécies florestais. Entre estas espécies estão as frutíferas nativas, que se forem exploradas de forma sustentável podem ser geradoras de renda para o produtor rural. A maioria das fruteiras é utilizada na alimentação humana e animal, confecção de artesanatos, na medicina popular e existe um interesse na geração de energia renovável.

Silva et al. (2001a) relataram que muitas das espécies frutíferas são ótimas alternativas para proteção da biodiversidade, pois podem ser utilizadas para recuperação de bacias hidrográficas, áreas desmatadas ou na composição de pomares comerciais. Essa exploração só ocorre devido ao alto consumo e interesses por frutíferas nativas.

Com a demanda do consumo, faz-se necessário a implantação de pomares de frutíferas em escala comercial, no entanto, é importante a utilização de algumas técnicas produtivas para a produção de mudas de qualidade. Para isso, deve-se conhecer o tipo de substrato adequado, ambientes protegidos e técnicas de manejo para o beneficiamento das sementes. Estudos nestas áreas podem causar uma redução do intenso extrativismo, resultando na conservação dos recursos genéticos.

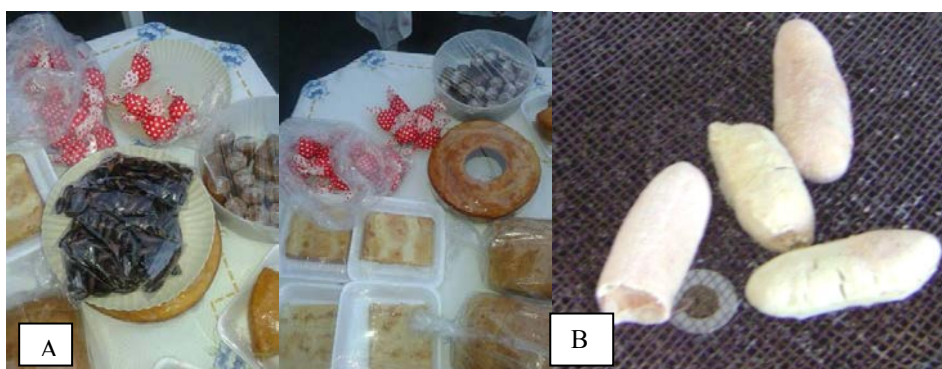
Para diminuir o extrativismo a implantação de pomares comerciais pode ser uma alternativa. Contudo, muitas vezes a produção de mudas torna-se uma atividade difícil não só pela dormência da semente da espécie nativa, mas principalmente por questões sazonais, logísticas, falta de informações agrônômicas que, resultam em dificuldades para encontrar número de

sementes para produção de mudas que seja satisfatório a demanda produtiva (SCREMIN-DIAS; SCHUCH; ERIG, 2005).

É sempre importante destacar que a produção de mudas das espécies florestais é uma fase importantíssima para as frutíferas nativas, pois o seu período juvenil muitas vezes é muito longo, com isso, a muda deve ter grande potencial produtivo e qualidade para o empreendimento do produtor rural (SANO; FONSECA, 2003).

Dentre as diversas frutíferas nativas do Cerrado destacam-se o jatobá-do-cerrado e o barueiro, devido as suas diversas utilizações na culinária (Figura 1), artesanato, alimentação da fauna, proteção ambiental e uso em sistemas agrícolas (ARAKAKI et al., 2009; LORENZI, 2000; MATUDA; MARIA NETO, 2005; SANO et al., 2004; SANO et al., 2006; SILVA, 1998; TAKEMOTO et al., 2001).

Figura 1 - A: Usos do baru na culinária. Anastácio-MS, 2014 e B: Frutos do Jatobá-do-Cerrado, uso para confecção de farinha. Aquidauana-MS, 2010.



Fonte: Elaboração da própria autora.

2.3 Jatobá-do-cerrado (*Hymenaea stigonocarpa* Mart.)

2.3.1 Características Gerais do Jatobazeiro

O jatobá-do-cerrado (*Hymenaea stigonocarpa* Mart.) é uma leguminosa da classe das Magnoliopdida (Dicotiledônea) e ordem das Rosales. Possui diversos nomes populares como jataí-do-ampo, jataí-de-piauí, jatobá, jatobá-capão, jatobá-de-caatinga, jatobá-do-cerrado, jatobá-da-serra, jatobá-de-casca-fina, jatobeira, jitaé, jutaé, jutaí, jutaicica (SILVA et al., 2003).

O jatobá-do-cerrado é uma planta de ocorrência de formações abertas do cerrado e campo, possui altura de 6-9m, com tronco de 30-50 cm de diâmetro (LORENZI, 2000), existem árvores maiores que podem atingir até 20m de altura (CARVALHO, 2007). A espécie encontra-se nas regiões desde o Piauí, Bahia, Amazonas, Ceará, Distrito Federal, Goiás, Maranhão, Mato Grosso, Mato Grosso do Sul, Minas Gerais, Pará, Tocantins e São Paulo (SILVA et al. 2003; RAMOS et al., 2003). A dureza da semente é um obstáculo para o aproveitamento desta semente (MATUDA; MARIA NETO et al., 2005).

Seus frutos são comestíveis e apreciados pela população na forma de farinha, mingau (LORENZI, 2000), sua polpa também pode ser utilizada em sorvetes, hoje muito conhecido “sorvetes frutos do cerrado”.

A exploração econômica do jatobá a partir do aproveitamento de seus frutos na elaboração de produtos alimentares com valor agregado pode representar uma alternativa de significância ecológica, econômica e social para a região dos cerrados (SILVA, 1998).

A semente do jatobá do cerrado possui diversas utilidades, no entanto, existe necessidade de pesquisas sobre suas aplicações e a sua composição química. Sabe-se que o fruto possui altos teores de fibras totais, baixo teor de proteínas e lipídios (MATUDA; MARIA NETO, 2005; SILVA et al., 2001b).

De acordo com Franco (1968) o jatobá possui 176 mcg/100 g de polpa de teor de vitamina B2 (riboflavina), já o araticum, a castanha do Pará, maçã, maracujá, possuem 100, 118, 49-100, 110 mcg/100 g, respectivamente. Para os valores da vitamina B3 (niacina) o jatobá possui 3,36 mg/100 g/de polpa, que é maior que o da banana (0,5-0,82), maracujá (1,51), jenipapo (0,56), caju (0,53).

Os frutos do jatobá (Figura 2), de forma geral podem ser fontes alternativas para geração de renda sustentável local e fonte de nutrientes na alimentação (ARAKAKI et al., 2009; MATUDA; MARIA NETO, 2005).

Figura 2 - A: Frutos do Jatobá-do-Cerrado. Aquidauana-MS, 2010.



Fonte: Elaboração da própria autora.

2.3.2 Manejo e Propagação

O jatobá pode ser propagado por via sexuada e assexuada. Possui facilidade de estabelecimento pós-plantio, alta frequência de adultos produtivos e frutos resistentes, que facilitam o transporte e o armazenamento (FARIA et al., 2006).

A propagação por sementes é o método mais utilizado para o jatobazeiro (FARIA et al., 2006). De forma geral, verifica-se a necessidade de um método de quebra dormência tegumentar para a produção de mudas, a escarificação mecânica é um método que tem se mostrado bastante eficaz para a superação da dormência de várias espécies florestais, em especial nas leguminosas (FOWLER; BIANCHETTI, 2000).

A germinação do jatobá do cerrado é epígea, na qual os cotilédones se elevam acima do solo, devido ao alongamento do hipocótilo (BOTELHO et al., 2000) (Figura 3), a *Hymenaea* ssp. possuem dormência física, que é característica de muitas espécies tropicais. Esta dormência física, causa uma redução total ou parcial da difusão de água ao embrião, que é causada pela impermeabilidade dos tecidos da semente e/ou do fruto. Esta dormência aumenta conforme diminui a disponibilidade de água (CARDOSO, 2004).

A semente apresenta-se com diferentes graus de dormência e as sementes podem germinar de forma desuniforme, desta forma, deve ser escarificada e depois embebida em água, para diminuir a rigidez do tegumento e acelerar a germinação, facilitando as trocas gasosas e ainda reduzir a incidência de fungos. Geralmente às sementes iniciam a emergência após 7

dias da sementeira (DE-CARVALHO, 2005; FARIA et al., 2006; MATUDA; MARIA NETO, 2005).

Para que o uso e a produção comercial sejam sustentáveis, é importante que seja feita uma avaliação e seleção das plantas mais produtivas, resistentes e com capacidade de frutificação precoce (FARIA et al., 2006).

Figura 3 - A: Emergência (cotilédones) do Jatobá-do-Cerrado. Aquidauana-MS, 2010.



Fonte: Elaboração da própria autora.

2.4 Baru (*Dipteryx alata* Vog)

2.4.1 Características Gerais do Barueiro

O barueiro (*Dipteryx alata* Vog.) é da família das leguminosa, classe das Magnoliopdida (Dicotiledonae) e da ordem das Rosales. Possui diversos nomes populares como baru, barujó, castanha-de-ferro, coco-feijão, cumaru-da-folha-grande, cumarurana, cumaru-verdadeiro, cumaru-roxo, cumbaru, cumbary, emburena-brava, feijão-coco, meriparagé, pau-cumaru (SILVA et al., 2003).

O barueiro pode ser encontrado nos Estados de Amazonas, Bahia, Distrito Federal, Goiás, Maranhão, Mato Grosso, Mato Grosso do Sul, Minas Gerais, São Paulo. Ocorre em toda a área contínua do cerrado brasileiro, frequentemente nos Cerradões e Matas Secas, mas eventualmente, também, na fitofisionomia Cerrado sentido restrito. Além do Brasil, essa frutífera pode

ser encontrada também em países vizinhos, como o Paraguai, nas cercanias do complexo do Pantanal (ALMEIDA et al., 1998; RIBEIRO et al., 2000).

É uma fruteira com potenciais econômicos, possui grande aceitação popular, além de ser uma espécie muito produtiva, seus frutos são de fácil armazenamento, mas infelizmente seus frutos ainda são obtidos de forma extrativista (SANO et al., 2004).

Árvore com altura média de 15 m, podendo alcançar mais de 25 m. O formato da copa varia de alongada a arredondada, de 6 a 11 m de diâmetro. A casca do tronco é lisa, de cor cinza-claro ou creme, com estrias transversais, apresenta placas de formato irregular descamantes, deixando reentrâncias de cor creme (Figura 4). O fruto amadurece na época seca e alimenta várias espécies da fauna do Cerrado, sendo classificado como uma espécie chave. Pode ser explorado como um produto que favorece a conservação da biodiversidade, quando manejado adequadamente (SANO et al., 2006).

Figura 4 – Plantas de baru. Corumbá-MS, 2012.



Fonte: Elaboração da própria autora.

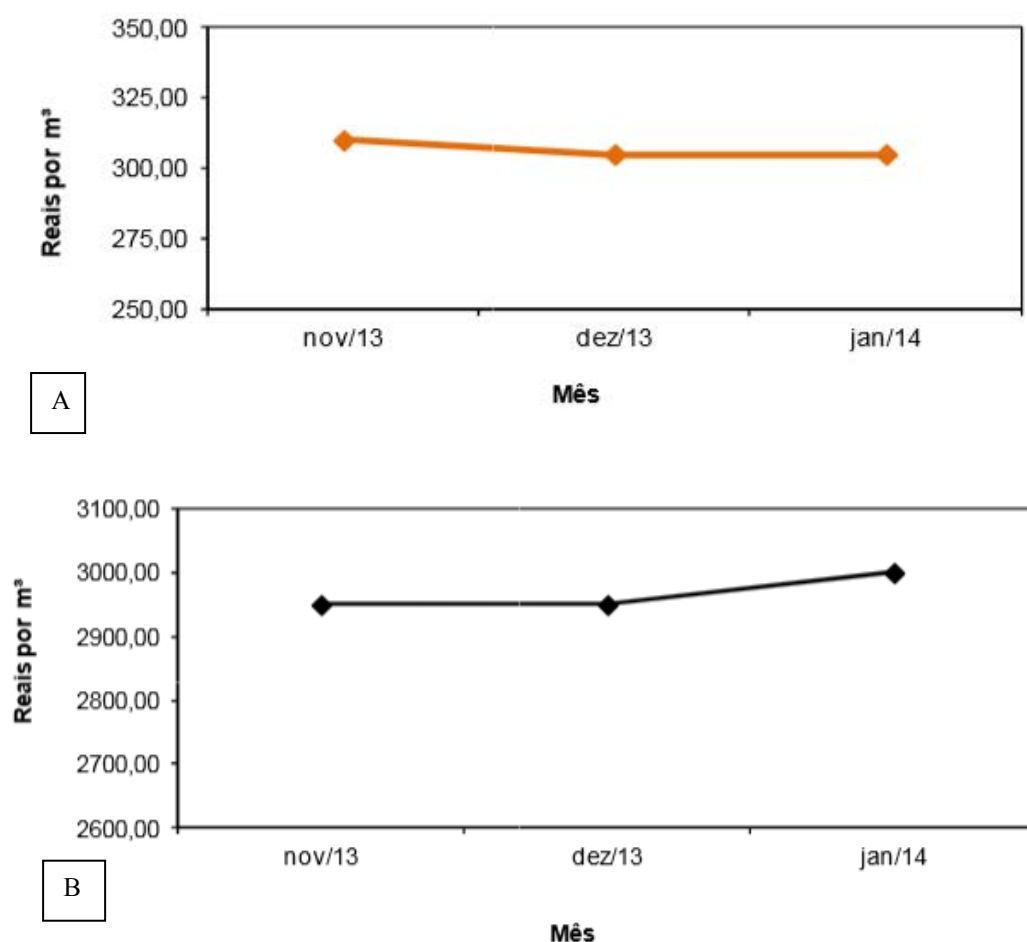
A sua madeira é muito utilizada, possui mercado consumidor estabelecido, cotações semestrais que variam dependendo da época do ano, local e se a madeira está processada ou *in natura* (Figura 5) (Centro de Estudos Avançados em Economia Aplicada - CEPEA, 2014).

As sementes do baru (Figura 6) podem ser utilizadas na alimentação humana e animal. Constitui uma fonte significativa de lipídios, proteínas e ainda possui um óleo com alto grau de insaturação, o que favorece seu uso

para fins comestíveis ou como matéria prima para as indústrias farmacêutica e oleoquímica (TAKEMOTO et al., 2001).

O baru é uma espécie com alternativas de ganhos sustentáveis, seus frutos possuem diversos usos, podem ser armazenados e estocados, facilitando o transporte a lugares distantes. Seu plantio pode ser indicado para o uso no reflorestamento, arborização de cidades e parques. E ainda pode ser utilizado no consórcio com pastagens, para o conforto térmico para o gado.

Figura 5 - Preço médio do metro cúbico da tora de Cumaru (baru) no Pará (A) e a prancha (m^3) na região de Marília-SP (B). ESALQ/USP – 2014.



Fonte: CEPEA (2014).

Figura 6 – Fruto (semente) do Barú. Selvíria - MS, 2011.



Fonte: Elaboração da própria autora.

A polpa serve de complemento alimentar para o gado no período seco, os frutos são consumidos por vários animais silvestres, como morcegos, macacos, roedores, araras e as flores são visitadas por várias espécies de abelhas, fazem o uso sustentável desta espécie uma das mais importantes para a conservação da biodiversidade do Cerrado (SANO et al., 2006).

De acordo com Silva et al. (2001) o baru entre outras frutíferas nativas, possui um potencial alimentar e agroindustrial. Soares Junior et al. (2007) relatam a adição de 8% de farinha de amêndoa de baru, em substituição a quantidades iguais de farinha de trigo e fécula de mandioca, não afeta a resistência à quebra, a aparência, o sabor e a textura, e ainda aumenta os valores nutricionais de biscoitos.

Desta forma, destaca-se a importância de estudos e pesquisas referentes às técnicas produtivas e manejo silviculturais do baru para gerar informações ao produtor rural.

2.4.2 Propagação e Manejo

Atualmente existe uma grande preocupação com a preservação do baru, devido a sua utilização de forma desordenada. O baru apresenta grande importância ecológica, pois seus frutos amadurecem na época seca alimentando muitas espécies da fauna local (SANO et al., 2004).

Além de ser uma espécie viável para o plantio de muda, de acordo com Sano; Fonseca (2003), pois possui alta taxa de sobrevivência no campo. Seus

frutos são de fácil beneficiamento e para a produção de mudas deve-se retirar o invólucro dos frutos (FOWLER; MARTINS, 2001).

O barueiro é uma espécie promissora para cultivo, pois possui alta taxa de germinação de sementes e estabelecimento de mudas. Os frutos são comestíveis, a madeira é durável, e a espécie pode ser utilizada de forma ornamental e na medicina. Além disso, a queda de folhas, que é rica em nitrogênio e cálcio, promove a manutenção da matéria orgânica e nutrientes no solo, beneficiando espécies que possuem raízes menos profundas. A longo prazo, o plantio do baru em áreas a serem recuperadas como reservas legais e áreas de proteção permanente de alta declividade ou ao longo das matas que margeam rios e córregos, favorece a sua conservação e a manutenção de outras espécies associadas ou que a usam como alimento (SANO et al., 2006).

2.5 Produção de mudas

Na propagação das fruteiras nativas e formação de mudas, a semente ainda é a mais utilizada, por isso deve haver uma preocupação com uma coleta de sementes eficaz. Devido o fato destas plantas serem perenes, a produção de mudas é uma etapa que deve ser bem conduzida, para evitar redução na produtividade. As sementes devem ser selecionadas, procurando uniformizá-las em função de tamanho, cor e forma, eliminando-se sementes chochas (ocas, sem amêndoas), deformadas ou que apresentem sinais de ataque de pragas ou de doenças (SILVA et al., 2001b).

Vários fatores estão envolvidos na formação de uma muda em sistema protegido, enumerando-se como principais o substrato, o recipiente e a irrigação. Esses devem proporcionar um bom desenvolvimento a muda durante sua permanência no viveiro, visando o desempenho da futura planta (BEZERRA, 2003; LESKOVAR; STOFFELA, 1995).

A utilização de ambientes protegidos permite a produção de mudas com melhor controle fitossanitário. Para uma muda de qualidade muitas técnicas dentro dos viveiros são essenciais, como a utilização de recipientes e substratos adequados (REISSER JÚNIOR et al., 2008).

A produção de mudas em ambientes protegidos facilita os tratos culturais e promove um bom desenvolvimento da planta, conseqüentemente, melhores produções (CAVALCANTE et al., 2002). Para Zanella et al. (2006) a utilização de sombreamento é uma importante técnica na formação de mudas de fruteiras, pois afeta diretamente o crescimento da planta e posteriormente a formação do pomar.

Existem vários tipos de viveiros que podem ser utilizados, desde céu aberto (cobertura nos canteiros), sombrites, e ainda cobertos com bambu ou folhas de palmeiras. O tipo de estrutura do ambiente protegido utilizado pelo produtor vai depender de vários fatores, como por exemplo, a espécie a ser acomodada e custos do ambiente.

Em cultivo protegido sem a utilização de solo, o substrato tem a função de sustentação, assegurando as plântulas condições físico-químicas que favoreçam o desenvolvimento radicular (ANDRIOLO et al., 1997). Algumas variações na composição dos substratos podem ocasionar a não germinação das sementes ou desenvolvimento irregular das plantas (MINAMI, 1995).

2.5.1 Substratos

O substrato serve como suporte onde as plantas fixarão suas raízes. De acordo com Bortolozzo et al. (2006) o substrato deve apresentar as seguintes características: elevada capacidade de retenção de água, tornando-a facilmente disponível, deve ter distribuição das partículas de tal modo que, ao mesmo tempo que retenham água, mantenham a aeração para que as raízes não sejam submetidas a baixos níveis de oxigênio, o que pode comprometer o desenvolvimento da cultura. O substrato também deve possuir decomposição lenta, de baixo custo e estar sempre disponível para a compra.

A utilização de substrato para produção de mudas frutíferas é importante, pois suas características influenciam no desenvolvimento e no custo produtivo da muda. Contudo, para diminuir o custo do substrato, podem-se utilizar materiais da região produtora, mas uma boa compostagem do substrato e uma análise química são essenciais.

De forma geral os substratos podem ser comerciais, resíduos industriais, matéria orgânica animal (esterco) ou vegetal (restos vegetais de banana, mandioca, fibras vegetais, entre outros), ou ainda misturas de vários materiais.

Na composição do substrato, a fonte orgânica é responsável pela retenção de umidade e fornecimento de parte dos nutrientes para o crescimento de plântulas. Tradicionalmente, o esterco bovino é utilizado como fonte orgânica na composição de substratos para produção de mudas das mais diversas espécies, desde hortícolas até arbóreas. No entanto, a disponibilidade do esterco bovino de qualidade depende da região e também do manejo das pastagens (PAIVA SOBRINHO et al., 2010).

A dificuldade com a produção de mudas nativas, além das particularidades sazonais, é que cada espécie possui uma necessidade nutricional específica para o substrato. Paiva Sobrinho et al, (2010) observaram que a adição de esterco bovino ou casca de arroz carbonizada ao solo local testado interfere negativamente no desenvolvimento de mudas de mangabeira (*Hancornia speciosa*), o cumbarueiro (*Dipteryx alata* Vog.) e a cagaiteira (*Eugenia dysenterica* DC.).

Carvalho Filho et al (2003) destacam a mistura de solo, areia e esterco (1:2:1) para a produção de mudas de jatobá (*Hymenaea courbaril* L.), se for produzir mudas em pleno sol e em sacos de polietileno. Santos et al. (2011) relataram que para o jatobá, substratos sem adição do esterco apresentam mudas maior vigor, cultivadas em estufa agrícola, e quando maior a proporção de matéria orgânica menor é o desenvolvimento das mudas do jatobá.

Costa et al. (2012) relatam que para produção de mudas de baru vários substratos podem ser utilizados com 100% vermiculita, 100% esterco bovino ou com o substrato composto de vermiculita + rama de mandioca + esterco bovino (1:1:1).

Muitas vezes ocorre à necessidade de adubação ou correção do substrato utilizado para a produção das mudas frutíferas. Uma opção seria a calagem ou uso de um adubo formulado, pois muitas vezes o substrato ou associações de substratos não são suficientes para suprir a demanda do desenvolvimento inicial das mudas nativas. Desta forma, destaca-se a necessidade de pesquisas para conhecer o melhor substrato para cada espécie de frutífera nativa.

2.5.2 Ambientes protegidos

A principal função do ambiente protegido na produção de mudas é gerar um conforto térmico as plantas. Sua utilização gera benefícios ao produtor agrícola, principalmente ao fruticultor, já que a qualidade da muda frutífera interfere diretamente no sucesso da produção.

Os ambientes protegidos são aqueles que propiciam um microclima adequado ou próximo ao ideal para o desenvolvimento das culturas. As estufas podem ser pequenas, cobrindo somente uma bancada, ou podem ser grandes e cobrir várias bancadas (BORTOLOZZO et al., 2006). Permite ao produtor o controle parcial das condições edafoclimáticas (PURQUERIO; TIVELLI, 2005), e colheitas superiores a plantas produzidas a céu aberto (OLIVEIRA, 1995).

Para a produção de mudas em viveiro protegido de acordo com Purqueiro e Tivelli (2006) deve-se conhecer muito bem a espécie cultivada para que possa aproveitar todos os benefícios que o ambiente protegido pode ocasionar as plantas. O solo, temperatura, umidade do ar, radiação podem ser manipuladas, gerando ganhos produtivos a espécies cultivadas. Desta forma, garante as culturas um melhor controle da sanidade das plantas (GUISELINI, 2010).

De forma geral, foi verificado que o jatobazeiro está adaptado em locais de pleno sol (RAMOS et al., 2003). E para o bom desenvolvimento de mudas de barueiro são essenciais os fósforo e magnésio e também alta luminosidade.

2.6 Micropropagação

Entre as diversas formas de propagação de plantas frutíferas, existe uma que se utiliza pequenas partes ou células isoladas das mesmas, cultivando-as de forma controlada, ou seja, fornecendo a esses tecidos ou células, os elementos responsáveis pelo controle do crescimento e desenvolvimento vegetal. Está técnica de propagação é conhecida como propagação *in vitro* (micropropagação) (SCHUCH; ERIG, 2005).

Muitas espécies lenhosas possuem dificuldades para propagação por estacas, com isso a cultura de tecido, poderia ser uma alternativa para a multiplicação vegetativa destas plantas e utilização na produção comercial de mudas (ASSIS; TEIXEIRA, 1998).

A micropropagação é realizada em laboratório, com metodologias ou tecnologias gerais descritas em protocolo. Geralmente os protocolos resultam de estudos com fatores que afetam o crescimento das plantas *in vitro*, compreende as fases de estabelecimento das culturas *in vitro*, multiplicação *in vitro*, enraizamento *in vitro* e aclimatização (SCHUCH; ERIG, 2005).

As fases ou atividades da cultura de tecidos são realizadas em ambientes assépticos com iluminação e temperatura controladas. O estabelecimento *in vitro* dos explantes é a primeira fase da micropropagação, na qual, é conhecido seu potencial para multiplicação e diferenciação celular (COSTA et al., 2010; SCHUCH; ERIG, 2005; TEIXEIRA; TORRES, 1998).

É ideal que as atividades do laboratório sejam organizadas e agrupadas. Geralmente a estrutura do laboratório é composta de sala de limpeza, sala de preparo de meios de cultivo, sala de transferência, sala de cultura (crescimento) e outras dependências, além de possuir equipamentos especiais com autoclave, forno de microondas, estufa de secagem, entre outros e utensílios diversos (TEIXEIRA; TORRES, 1998).

De acordo com (SCHUCH; ERIG, 2005) diversas são as aplicações da micropropagação nas plantas frutíferas e entre elas se destacam: a limpeza clonal, muito utilizada no combate e prevenção de viroses nas plantas; na microenxertia que é uma alternativa para superar as dificuldades encontradas na regeneração do meristema; na propagação rápida com melhoramento de plantas; organogênese *in vitro*; transformação genética e uso na conservação de germoplasma.

São necessários meios nutritivos para cultura de células, tecidos e órgãos que irão fornecer substâncias essenciais ao desenvolvimento das plantas. Entre as substâncias se destacam a água, macronutrientes, micronutrientes, carboidratos, vitaminas, mio-inositol, misturas complexas, alguns aditivos e reguladores de crescimento. O ideal é que o meio de cultivo se baseia nas exigências das plantas e seu crescimento *in vitro* (CALDAS et al., 1998).

Devido ao intenso uso das espécies frutíferas nativas e a dificuldade de encontrar sementes em qualquer época do ano, inovações biotecnológicas podem contribuir para propagação destas espécies e manutenção no meio ambiente.

2.6.1 Reguladores Vegetais

Conforme Caldas et al. (1998), na maioria dos sistemas de cultura de tecidos a composição e concentração dos reguladores de crescimento é determinante ao desenvolvimento e crescimento das plantas. As auxinas (AIA, AIB, 2,4-D) e as citocininas são as classes dos reguladores de crescimento mais utilizadas na cultura de tecido. Poucas culturas mostram respostas com uso de giberelinas na cultura de tecido, comercialmente a mais utilizada é o ácido giberélico (GA_3) seu efeito depende muito da espécie e da fase de desenvolvimento da planta.

O conhecimento dos fatores que regulam o processo de desdiferenciação e rediferenciação celular é uma etapa fundamental na regeneração de plantas *in vitro* (WERNER et al., 2010).

De acordo com Peres et al. (1997), existem dados de pesquisas, que relatam a hipótese que os hormônios nos vegetais, ao contrário dos animais, não existem órgãos especializados na biossíntese hormonal, embora possam existir diferenças na capacidade biossintética em cada órgão vegetal. Espécies que não possuem um crescimento proporcional entre raízes e caules, parecem possuir capacidade biossintética de auxina e citocininas igualmente elevadas num único órgão.

As principais funções das auxinas é a diferenciação nos tecidos e interferência na dominância apical e das citocininas é o crescimento de caules e folhas por divisão e alongamento celular entre outras, já as giberélicas estão relacionadas com o crescimento vegetal e a germinação das sementes (TAIZ; ZEIGER, 2004).

REFERÊNCIAS

- AGOSTINI-COSTA, T. S. et al. Espécies de maior relevância para a região Centro-Oeste. In: PEREIRA, A. V. et al. **Frutas nativas da região Centro-Oeste do Brasil**. Brasília-DF: Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, 2006. Cap. 1. p.12-24.
- ALMEIDA, S. P. et al. **Cerrado: espécies vegetais úteis**. Planaltina: EMBRAPA – CPAC, 1998. 464 p.
- ANDRIOLO, J. L. et al. Crescimento e desenvolvimento do tomateiro cultivado em substrato com fertirrigação. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 15, n. 1, p. 28-32, 1997.
- ARAKAKI, A. H. et al. O baru (*Dipteryx alata* Vog.) como alternativa de sustentabilidade em área de fragmento florestal do Cerrado, no Mato Grosso do Sul. **Interações**, Campo Grande, v. 10, n. 1, p. 31-39, 2009.
- ASSIS, T. F.; TEIXEIRA, S. L. Enraizamento de espécies lenhosas. In: TORRES, A. C.; CALDAS, L. S.; BUSO, J. A. **Cultura de tecidos e transformação genética de plantas**. Brasília-DF: Embrapa-SPI/Embrapa-CNPq. 1998. p. 261-296.
- ÁVIDOS, M. F. D.; FERREIRA, L. T. **Frutos do cerrado: preservação gera muitos frutos**. Lugar de Publicação: Local de Edição, 2003. Disponível em: <<http://www.biotecnologia.com.br/revista/bio15/frutos.pdf>>. Acesso em: 30 julho 2013.
- BEZERRA, F. C. **Produção de mudas de hortaliças em ambiente protegido**. Fortaleza: Embrapa Agroindústria Tropical, 2003. 22 p. (Documentos, 72),
- BOTELHO, S. A. et al. Aspectos morfológicos de frutos, sementes, plântulas e mudas de jatobá-do-cerrado (*Hymenaea stigonocarpa* Mart. ex Hayne) - Fabaceae. **Revista Brasileira de Sementes**, Londrina, v. 22, n. 1, p. 144-152, 2000.
- BORTOLOZZO, A. R.; BERNARDI, J.; SANHUEZA, R. M. V. **Produção de morangos no sistema semi-hidropônico**. Bento Gonçalves: Embrapa Uva e Vinho, 2006. (Sistema de Produção, 15). Disponível em: <<http://www.cnpuv.embrapa.br/publica/sprod/MorangoSemi%20Hidroponico/estufas.htm>>. Acesso em: 12 jun. 2014.
- CALDAS, L. S.; HARIDASAN, P.; FERREIRA, M. E. Meios nutritivos. In: TORRES, A. C.; CALDAS, L. S.; BUSO, J. A. **Cultura de tecidos e transformação genética de plantas**. Brasília-DF: Embrapa-SPI/Embrapa-CNPq, 1998. p. 87- 132.

CARDOSO, V. J. M. Dormência: estabelecimento do processo. In: FERREIRA, A. G.; BORGHETTI, F. (Org.). **Germinação do básico ao aplicado**. Porto Alegre: Artmed, 2004. p. 96 a 108.

CARVALHO FILHO, J. L. S. C. et al. Produção de mudas de jatobá (*Hymenaea courbaril* L.) em diferentes ambientes, recipientes e composições de substratos. **Cerne**, Lavras, MG., v. 9, n. 1, p. 109-118, 2003.

CARVALHO, P. E. R. **Jatobá-do-Cerrado - *Hymenaea stigonocarpa***. Colombo: Embrapa Florestas, 2007. (Circular Técnica, 133).

CAVALCANTE, L. F. et al. Germinação de sementes e crescimento inicial de maracujazeiros irrigados com água salina em diferentes volumes de substrato. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v. 24, n. 3, p. 748-751, 2002.

CENTRO DE ESTUDOS AVANÇADOS - CEPEA. **Setor florestal exportações de celulose e papel continuaram a crescer em janeiro**. Piracicaba: ESALQ/USP, 2014. 12 p. (Economia Florestal – Informativo, 145).

COSTA, G. M.; NEPOMUCENO, C. F.; SANTANA, J. R. F. Propagação in vitro de *Erythrina velutina*. **Revista Ciência Rural**, Santa Maria, v. 40, n. 5, p. 1090-1096, 2010.

COSTA, E. et al. Production of baruzeiro seedling in different protected environments and substrates. **Engenharia Agrícola**, Jaboticabal, v. 32, n. 4, p. 633-641, 2012. Disponível em: <http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0100-69162012000400002&lng=en&nrm=iso>. Acesso em: 15 jul. 2013.

DE-CARVALHO P. S.; MIRANDA S. C.; SANTOS, M. L. Germinação e dados biométricos de *Hymenaea stigonocarpa* Mart. ex Hayne (leguminosae - caesalpinoideae) - jatobá-do-cerrado. **Revista Anhangüera**, Goiania, v. 6, n. 1 p.101-116, jan./dez. 2005.

FARIA, J. P.; SANO, S. M.; AGOSTINI-COSTA, T. S. Jatobá-do-Cerrado. In: PEREIRA, A. V. et al. **Frutas nativas da região Centro-Oeste do Brasil**. Brasília: Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, 2006. Cap.11. p.173-186.

FOWLER, J. A. P.; BIANCHETTI, A. **Dormência em sementes florestais**. Colombo: Embrapa Florestas, 2000. 27p. (Documentos, 40).

FOWLER, J. A. P.; MARTINS, E. G. **Manejo de sementes de espécies florestais**. Colombo: Embrapa Floresta, 2001. 76 p. (Documentos, 58).

FRANCO, G. **Teor vitamínico dos alimentos**. Rio de Janeiro: Livraria José Olympio Editora, 1968. 141 p.

FREITAS, M. L. M. et al. Pomar de sementes por mudas a partir da seleção dentro em teste de progênies de *Myracrodruon urundeuva* fr. All. **Revista Instituto Florestal**, São Paulo, v. 19, n. 2, p. 65-72, 2007.

GUISELINI, C. Manejo da cobertura de ambientes protegidos: radiação solar e seus efeitos na produção da gérbera. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, Campina Grande, v.14, n. 6, p. 645-652, 2010.

LESKOVAR, D. I.; STOFFELLA, P. J. Vegetable seedling root systems: morphology, development, and importance. **HortScience**, Alexandria, v. 30, n. 6, p.1153-1159, 1995.

LORENZI, H. **Arvóres brasileiras**: manual de identificação e cultivo de plantas arbóreas nativas do Brasil. 3. ed. Nova Odessa: Instituto Plantarum, 2000. v. 1, 352 p.

MATUDA, T. G.; MARIA NETTO, F. Caracterização química parcial da semente de jatobá-do-cerrado (*Hymenaea stigonocarpa* Mart.). **Ciência Tecnologia de Alimento**, Campinas, v. 25, n. 2, p. 353-357, 2005. Disponível em: <<http://www.scielo.br/scielo.php>>. Acesso em: 13 fev. 2011.

MINAMI, K. **Produção de mudas de alta qualidade em horticultura**. São Paulo: Fundação Salim Sahad Maluf, 1995.128 p.

NOGUEIRA, A. C.; MEDEIROS, A. C. S. **Coleta de sementes florestais nativas**. Colombo: Embrapa Floresta, 2007. 11 p. (Circular Técnica, 144).

OLIVEIRA, M. R. V. O emprego de casas-de-vegetação no Brasil: vantagens e desvantagens. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 30, n. 8, p. 1049-1060, 1995.

PAIVA SOBRINHO, S. et al. Substratos na produção de mudas de três espécies arbóreas do cerrado. **Revista Brasileira de Ciências Agrárias**, Recife, v. 5, n. 2, p. 238-243, 2010. Disponível em:<<http://www.redalyc.org/articulo>>. Acesso em: 26 jul. 2013.

PERES, L. E. P. et al. Níveis endógenos de aia, citocininas e aba em uma orquídea acaule e uma bromélia sem raiz, determinados por hplc e elisa. **Revista Brasileira de Fisiologia Vegetal**, Campinas, v. 9, n. 3, p. 169-176, 1997.

PURQUERIO, L. F. V; TIVELLI, S. W. **Manejo do ambiente em cultivo protegido**. Campinas: Instituto Agrônômico IAC, 2006. 11 p.

RAMOS, K. M. O. et al. Desenvolvimento inicial de plântulas de *hymenaea stigonocarpa* Mart. ex. hayne, sob diferentes condições de sombreamento. **Brasil Florestal**, Brasília-DF, v. 22, n. 22, p. 37- 42, 2003.

REISSER JUNIOR, C.; MEDEIROS, C. A. B.; RADIN, B. **Produção de mudas em estufas plásticas**. Pelotas: Embrapa Clima Temperada, 2008. 5 p.

Disponível em:

<http://www.cpact.embrapa.br/imprensa/artigos/2008/artigo%20Reisser_alface.pdf>. Acesso em: 23 jun. 2011.

RIBEIRO, J. F.; SANO, S. M.; BRITO, M. A. de. **Baru (*Dipteryx alata* Vog.)**. Jaboticabal: Funep, 2000. 41 p.

SANO, S. M.; FONSECA, C. E. L. **Taxa de sobrevivência e frutificação de espécies nativas do cerrado**. Planaltina: Embrapa Cerrados, 2003. 20 p. (Boletim de Pesquisa e Desenvolvimento, 83).

SANO, S. M.; BRITO, M. A.; RIBEIRO, J. F. Baru. In: PEREIRA, A. V. et al. **Frutas nativas da região Centro-Oeste do Brasil**. Brasília-DF: Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, 2006. cap. 5, p 76-99.

SANTOS I. R. I. Criopreservação: potencial e perspectivas para a Conservação de germoplasma vegetal. **Revista Brasileira de Fisiologia Vegetal**, Campinas, v. 12, p. 70-84, 2000. Edição Especial.

SANO, S. M.; RIBEIRO, J. F.; BRITO, M. A. **Baru: biologia e uso**. Planaltina: Embrapa Cerrados, 2004. 52 p. (Documento, 116).

SANTOS, L. C. R. et al. Ambientes protegidos e substratos com concentrações de esterco comercial e solo na formação de mudas de jatobazeiro em Aquidauana – MS. **Engenharia Agrícola**, Jaboticabal, v. 31, n. 2, p. 249-259, 2011.

SCHUCH, M. W.; ERIG, A. C. Micropropagação e plantas frutíferas In: FACHINELLO, J. C.; HOFFMANN, A.; NACHTIGAL, J. C. **Propagação de plantas frutíferas**. Brasília-DF: Embrapa Informações Tecnológica, 2005. cap. 8, p.155-173.

SCREMIN-DIAS, E. (Org.). **Produção de sementes de espécies florestais nativas**. Campo Grande: Universidade Federal de Mato Grosso do Sul - UFMS, 2006. 43 p. (Série Rede de sementes do Pantanal).

SILVA, M. R.; SILVA, M. A. P. da; CHANG, Y K. Utilização da farinha de jatobá (*Hymenaea stigonocarpa* Mart.) na elaboração de biscoitos tipo cookie e avaliação de aceitação por testes sensoriais afetivos univariados e multivariados. **Ciência Tecnologia de Alimentos**, Campinas, v. 18, n. 1, p. 25-34, 1998. Disponível em: <<http://www.scielo.br/scielo>>. Acesso em: 24 mar. 2011.

SILVA, D. B. et al. **Frutas do Cerrado**. Brasília, DF: Embrapa Informações tecnológicas, 2001a. 179 p.

SILVA, M. R. et al. Utilização tecnológica dos frutos de jatobá-do-cerrado e de jatobá-da-mata na elaboração de biscoitos fontes de fibra alimentar e isentos de açúcares. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, Campinas, v. 21, n. 2, p. 176-182, 2001 b.

SILVA, A. P. P.; MELO, B.; FERNANDES, N. **Fruteiras do cerrado**. Uberlândia: UFU – Núcleo de Estudos em Fruticultura no Cerrado, 2003. Disponível em: <<http://www.fruticultura.iciag.ufu.br/fruteiras%20do%20cerrado.html>>. Acesso em: 3 fev. 2014.

SOARES JÚNIOR, M. S. et al. Qualidade de biscoitos formulados com diferentes teores de farinha de amêndoa de baru (*Dipteryx Alata* Vog.). **Pesquisa Agropecuaria Tropical**, Goiânia, v. 37, n. 1, p. 51-56, 2007.

STUSHNOFF, C. Cryopreservation of apple genetic resources. **Canadian Journal of Plant Science**, Canadá, v. 67, n. 4, p. 1151-1154, 1987.

TAIZ, L.; E. ZEIGER. **Fisiologia vegetal**. 3. ed. Porto Alegre: Artmed, 2004. p. 318-332.

TAKEMOTO, E. et al. Composição química da semente e do óleo de baru (*Dipteryx alata* Vog.) nativo do Município de Pirenópolis, Estado de Goiás. **Revista do Instituto Adolfo Lutz**, São Paulo, v. 60, n. 2, p. 113-117, 2001.

TEIXEIRA, S. L.; TORRES, A. C. Organização do laboratório de cultura de tecidos de plantas. In: TORRES, A. C.; CALDAS, L. S.; BUSO, J. A. **Cultura de tecidos e transformação genética de plantas**. Brasília-DF: Embrapa-SPI/Embrapa- CNPH, 1998. p. 71-86.

ZANELLA, F.; SONCELA, R.; LIMA, A. L. S. Formação de mudas de maracujazeiro amarelo sob níveis de sombreamento em Ji-Paraná/RO. **Ciência e Agrotecnologia**, Lavras, v. 30, n. 5, p. 880-884, 2006.

WERNER, E. T. et al. Meios de cultura, reguladores de crescimento e fontes de nitrogênio na regulação de calogênese do pau-brasil (*Caesalpinia echinata* Lam.). **Acta Botanica Brasilica**, Feira de Santana, v. 24, n. 4, p. 1046-1051, 2010.

Capítulo 1. Substratos: emergência e qualidade de mudas de *Hymenaea stigonocarpa* Mart. (Jatobá-do-Cerrado) em cultivo protegido.

RESUMO

Devido o consumo e utilização das frutíferas nativas, há necessidade de pesquisas sobre estratégias de propagação para manutenção das espécies. O jatobazeiro é uma espécie frutífera de grande importância para fauna brasileira, culinária e recuperação de áreas degradadas. Este trabalho teve por objetivo a formação de mudas de jatobazeiro em diferentes substratos sob ambiente protegido. Foi realizado na área experimental da Fazenda de Ensino, Pesquisa e Extensão da Unesp, Campus de Ilha Solteira, SP, localizada em Selvíria/MS, no período de 13 de outubro de 2011 a 11 de fevereiro de 2012. Para a produção das mudas utilizou-se viveiro telado polipropileno preto (sombrite®) com 50% de redução de luz e sacos plásticos preto de 15 x 21,5 cm (1,8 L) preenchidos com diferentes substratos: (S1) solo (testemunha); (S2) solo (50%) + esterco bovino (50%); (S3) solo + adubo mineral; (S4) solo (50%) + adubo mineral + esterco (50%); (S5) solo + calcário; (S6) solo (50%) + calcário + esterco (50%); (S7) solo + calcário + adubo mineral e (S8) solo (50%) + calcário + adubo mineral + esterco (50%). Foram avaliadas diariamente a emergência das sementes e quinzenalmente após a emergência das sementes foram verificadas a altura e diâmetro de caule. Aos 120 dias após a semeadura foi verificado o comprimento do sistema radicular (CR), fitomassas das matérias secas do sistema radicular e da parte aérea, massa seca total (MST), relação parte aérea/diâmetro do colo (RPAD), relação massa fresca da parte aérea/massa fresca do sistema radicular (RMF), relação massa seca da parte aérea/massa seca do sistema radicular (RMS), relação comprimento da parte aérea/comprimento do sistema radicular RPA/SR e Índice de Qualidade de Dickson (IQD). O delineamento experimental utilizado foi inteiramente casualizado no esquema fatorial com 7 avaliações x 8 substratos. Procedeu-se análise de variância com desdobramento de interações significativas com teste de Tukey para comparações das médias do fator substrato e regressão polinomial para fator tempo. O tratamento substrato solo puro (S1) proporcionou as mudas de jatobazeiro maior acúmulo de fitomassa da matéria seca área e radicular. A adição do esterco aos substratos não beneficiou o desenvolvimento das mudas do jatobazeiro.

Palavras-chave: Adubo mineral. Jatobazeiro. Propagação.

Chapter 1. Substrates: Emergence and seedling quality of *Hymenaea stigonocarpa* Mart. (Jatobá-do-Cerrado) in protected cultivation.

ABSTRACT

Because the consumption and use of native fruit, there is need for research on strategies for maintenance propagation of the species. The jatobazeiro is a fruitful kind of great importance to the Brazilian fauna, cuisine and reclamation. This work aimed at the formation of seedlings jatobazeiro on different substrates under protected environment. Was conducted at Experimental Farm for Teaching, Research and Extension of UNESP, Campus Ilha Solteira, SP, located in Selvíria/MS for the period 13 October 2011 to 11 February 2012. For the production of seedlings used black is farmed greenhouse polypropylene (sombrite ®) with 50% reduction in light and black plastic bags 15 x 21.5 cm (1.8 L) filled with different substrates: (S1) soil (control); (S2) soil (50%) + manure (50%); (S3) soil + mineral fertilizer; (S4) soil (50%) + mineral fertilizer + manure (50%); (S5) soil + limestone; (S6) soil (50%) + limestone + manure (50%); (S7) soil + mineral fertilizer + limestone (S8) soil (50%) + limestone + manure + mineral fertilizer (50%). The emergence of seeds were evaluated daily and fortnightly after emergence of seeds were observed height and stem diameter. At 120 days after sowing was found the length of the root system (CR), fitomassas of dry matter of roots and shoots, total dry matter (TDM), shoot ratio / diameter (RPAD), fresh mass ratio the shoot / root fresh weight (RMF), dry weight ratio of shoot / root dry mass system (RMS), length ratio of the air / length of the root RPA / SR and Dickson Quality Index (IQD). The experimental design was completely randomized in a factorial design with 8 x 7 reviews substrates. Proceeded with analysis of variance unfolding of significant interactions with the Tukey test for comparisons of means of the substrate factor and time factor for polynomial regression. Treatment pure soil substrate (S1) provided the seedlings jatobazeiro largest biomass formation of root area and dry matter. The addition of manure to the substrates did not benefit the development of the seedlings jatobazeiro.

Keywords: Mineral fertilizer. Jatobazeiro. Propagation.

1 INTRODUÇÃO

Muitas frutíferas nativas possuem potencial comercial para geração de renda, mas muitas vezes não são aproveitadas por falta de informações sobre seu manejo agrícola, desta forma, são exploradas de forma extrativista desordenadamente, o que pode ocasionar perdas de material genético. Silva et al. (2001) destacaram que muitas espécies nativas são ótimas alternativas para implantação de pomares, áreas de proteção ambiental e recuperação de áreas desmatadas.

Entre estas espécies destaca-se o jatobazeiro do Cerrado (*Hymenaea stigonocarpa* Mart.), que possui várias utilizações, destacando-se como fonte de alimento, matéria prima para produtos medicinais e materiais para artesanatos (FARIA et al., 2006). Atualmente, devido seu porte e características da espécie, também pode ser uma alternativa para sistemas silvipastoril (NICODEMOS et al., 2007), que é um manejo produtivo lucrativo, com ganhos na atividade pastoril, madeireira, auxiliando na preservação ambiental local.

Com isso, há necessidade de pesquisas sobre métodos de propagação, superação de dormência, tipo de substrato mais adequado para desenvolvimento de mudas e estabelecimento em cultivos comerciais.

Uma das principais dificuldades para formação de pomares comerciais de muitas frutíferas nativas é a falta de mudas certificadas, informações sobre o manejo das sementes e sazonalidade da espécie. Scremin-Dias et al. (2006) discutem, que quanto maior o número de informações do manejo das frutíferas, suas técnicas produtivas serão facilitadas. Essas informações criam banco de dados para viveristas, facilitando a produção de mudas suficiente à demanda produtiva.

Desta forma, o objetivou-se com este trabalho avaliar substratos na emergência e qualidade de mudas de *Hymenaea stigonocarpa* Mart. (jatobá-do-cerrado).

2 MATERIAL E MÉTODOS

O experimento com jatobazeiro do cerrado (*Hymenaea stigonocarpa* Mart.) foi conduzido no período de 13 de outubro de 2011 a 11 de fevereiro 2012 na área experimental da Fazenda de Ensino, Pesquisa e Extensão da Unesp, Campus de Ilha Solteira, SP, localizada no município de Selvíria-MS, com latitude 20°25' S e longitude 51°21' W. O clima da região é classificado segundo Köppen, como do tipo Aw (Tropical quente com chuvas no verão), apresentando temperatura média anual de 24,5 °C e precipitação pluvial anual média de 1.232 mm (HERNANDEZ et al., 1995).

Para a produção das mudas utilizou-se viveiro com tela de polipropileno com 50% de redução de luz e sacos plásticos de 15 x 21,5 cm, que possuem a capacidade de 1,8 L, os quais foram preenchidos com diferentes combinações de substratos a base de solo:

- ✓ S1 - solo (testemunha);
- ✓ S2 - solo (50%) + esterco bovino (50%);
- ✓ S3 - solo + adubo mineral;
- ✓ S4 - solo (50%) + adubo mineral + esterco bovino (50%);
- ✓ S5 - solo + calcário;
- ✓ S6 - solo (50%) + calcário + esterco bovino (50%);
- ✓ S7 - solo + calcário + adubo mineral;
- ✓ S8 - solo (50%) + calcário + adubo mineral + esterco bovino (50%).

O solo utilizado foi retirado na área experimental da Fazenda de Ensino, Pesquisa e Extensão da Unesp, Campus de Ilha Solteira, SP localizada em Selvíria/MS da camada do solo do horizonte de 0-20 cm de profundidade e submetido à análise química laboratorial no Instituto Agrônomo de Campinas, SP (IAC) (Tabela 1), sendo classificado como Latossolo Vermelho Distrófico típico argiloso a moderado, e hipodistrófico, álico, caulínítico, férrico, muito profundo, moderadamente ácido (EMPRESA BRASILEIRA DE PESQUISA AGROPECUÁRIA - EMBRAPA, 1999).

Em alguns substratos foi realizada a calagem, para elevar a saturação por bases a 50% (A saturação por base da análise de solo era de 7%). Na adubação mineral foi aplicado 3 kg de P₂O₅ (648 g de superfosfato simples) e

500g de K₂O (108g de cloreto de potássio), aplicado com base de volume de 1 m³ de substrato (SÃO JOSÉ, 1992). O esterco bovino foi curtido por 5 meses, sendo revolvido e irrigado semanalmente. Foi realizada a análise química do esterco e do calcário para melhor compreensão dos resultados obtidos no Laboratório de Fertilizantes e Resíduos (IAC) (Tabela 2).

Tabela 1 - Análise química dos substratos para produção de mudas de *Hymenaea stigonocarpa* Mart. Selvíria-MS, 2011-2012.

Parâmetros	Unidades	Substratos							
		S1	S2	S3	S4	S5	S6	S7	S8
MO	(g/dm ³)	14	55	16	59	15	50	16	51
pH	-	4,4	4,9	4,8	5	5,2	5,1	5,2	5,3
C.E.	(dS/m)	0,1	0,9	0,1	1,3	0,3	5,2	1,1	1,6
Ca	(mmolc/dm ³)	5	94	9	12	27	18	38	23
P	(mg/dm ³)	4	488	39	696	11	416	63	448
K	(mmolc/dm ³)	0,8	2,6	2,9	2,5	1,7	3,1	5	2,9
Mg	(mmolc/dm ³)	2	35	4	38	15	55	13	45
S	(mg/dm ³)	6	20	9	26	5	80	202	70
S.B.	(mmolc/dm ³)	8,2	135,9	16,2	58,7	43,9	86,1	58	79,7
H + Al	(mmolc/dm ³)	28	20	28	18	16	13	20	15
CTC	(mmolc/dm ³)	36,2	155,9	44,2	76,7	59,9	99,1	78	94,7
V	(%)	23	87	37	77	73	87	74	84
Al	(mmolc/dm ³)	4	-1	2	-1	0	-1	0	-1
Na	(mmolc/dm ³)	0,4	4,3	0,3	6,2	0,2	10	2	8,8
Cu	(mg/dm ³)	0,6	1,4	0,9	1,7	0,7	0,9	0,6	1,2
Fe	(mg/dm ³)	10	27	16	29	10	14	12	18
Mn	(mg/dm ³)	11,5	19,1	15,3	22,8	4,2	2,3	6,2	16,1
Zn	(mg/dm ³)	0,5	13,6	1,6	19,9	1	11,6	0,6	9,7
B	(mg/dm ³)	0,17	0,35	0,2	0,39	0,19	0,33	0,2	0,34

Nota: Substratos: S1: Solo; S2: solo + esterco (50%+50%); S3: solo + adubo mineral; S4: solo + adubo mineral + esterco; S5: solo + calagem; S6: solo + calagem + esterco; S7: solo + calagem + adubo mineral; S8: solo + calagem + adubo mineral + esterco. INSTITUTO AGRONÔMICO DE CAMPINAS, SP. MÉTODO DE ENSAIO - Determinações realizadas segundo procedimento descrito MAPA (2007).

Fonte: BRASIL (2007).

As sementes para produção das mudas foram coletadas em 16 plantas de jatobazeiro na zona rural de Aquidauana-MS (Figura 1), e foram selecionadas sementes de 3,5g e 4,5g para o semeio, com objetivo de homogeneização da emergência. As sementes foram submetidas ao processo de quebra de dormência com imersão em água por 24 horas (MOREIRA et al., 2005) e escarificação com lixa d'água nº 120. E semeadas a 5 cm de profundidade, irrigadas diariamente as 9h e as 16h, sem controle do manejo de irrigação. Em cada sacola foi semeada apenas uma semente.

Figura 1 - Frutos e sementes do *Hymenaea stigonocarpa* Mart. Aquidauana-MS, 2012.



Fonte: Elaboração da própria autora.

Diariamente após o semeio foi realizada a contagem da emergência das plântulas. Foi realizada a análise de regressão polinomial para fator tempo e substrato. O programa estatístico utilizado foi o SAS.

Após a emergência, quinzenalmente foram avaliadas a altura de planta e diâmetro de caule. Foram realizadas 7 avaliações quinzenais de altura e diâmetro, aos 18,33,48,63,78,93 e 108 dias após a emergência (DAE).

Aos 108 DAE foi avaliado o comprimento do sistema radicular, altura de plantas, fitomassas das matérias frescas e secas do sistema radicular e da parte aérea e massa seca total e variáveis de crescimento (Figuras 2 e 3).

Tabela 2 - Análise química do Calcário e Esterco utilizados para produção de mudas do *Hymenaea stigonocarpa* Mart. Selvíria-MS, 2011-2012.

Calcário		
Parâmetro	Unidade⁽¹⁾	Resultado
Cálcio (como óxido)	% de CaO(m/m)	29,5
Magnésio (como óxido)	% de MgO(m/m)	20,4
PN	eq. CaCO ₃	100,5
PRNT	% (m/m)	84,1
Esterco		
Parâmetro	Unidade⁽¹⁾	Resultado
pH (em água 1:10)	---	7,0
Umidade, a 60 – 65°C	% (m/m)	35,5
Carbono orgânico	g de C/kg	216
Nitrogênio Kjeldahl	g de N/kg	1,2
Boro	mg de B/kg	<1,0 ⁽²⁾
Cálcio	g de Ca/kg	2,1
Cobre	mg de Cu/kg	83,5
Enxofre	g de S/kg	3,4
Ferro	g de Fe/kg	21,0
Fósforo	g de P/kg	7,8
Magnésio	g de Mg/kg	3,9
Manganês	mg de Mn/kg	239
Zinco	mg de Zn/kg	406

Nota: (1) Resultado expresso em base seca. (2) Não quantificado, menor do que o limite de quantificação. INSTITUTO AGRONÔMICO. Campinas, SP. Centro de P&D de Solos e Recursos Ambientais - Laboratório de Fertilizantes e Resíduos. MÉTODO DE ENSAIO-Determinações realizadas segundo procedimento descrito MINISTÉRIO DA AGRICULTURA, PECUÁRIA E ABASTECIMENTO (MAPA), Instrução Normativa No. 28. Manual de métodos analíticos oficiais para fertilizantes minerais, orgânicos, organominerais e corretivos. Brasília, julho de 2007.

Fonte: BRASIL (2007).

A massa fresca foi levada à estufa com circulação de ar forçada, à temperatura de 65° C até atingir massa constante, para determinação das massas da matéria seca da parte aérea e das raízes e massa seca total.

As variáveis avaliadas foram:

- Porcentagem de emergência das sementes: Contagem diária até a estabilização de emergência em um substrato.
- Altura de plantas (AP): foi mensurada com utilização de uma régua milimetrada, da altura do colo até a gema apical;
- Diâmetro de caule (DC): foi mensurado na região do colo com auxílio de um paquímetro digital.

Aos 108 dias após a semeadura (Figura 3) foram avaliados:

- Comprimento do sistema radicular (CR): foi mensurado com utilização de uma régua milimetrada o comprimento das raízes da altura do colo até a coifa;

- Massas das frescas do sistema radicular (MFR) e aérea (MFF).
- Massas da matéria secas do sistema radicular (MSR) e aérea (folha) (MSA): Os materiais vegetais das mudas foram levados à estufa com circulação de ar forçada, à temperatura de 65° C até atingir massa constante, para determinação da matéria seca da parte aérea e das raízes;
- Massa seca total (MST): Somaram-se as MSA e MSR para obtenção da fitomassa da matéria seca total;
- Relação Parte aérea/Diâmetro do colo (RPAD);
- Relações entre as fitomassas da matéria seca da parte aérea e da raiz (RMS);
- Relação massa fresca da parte aérea e radicular (RMF);
- Relação comprimento da parte aérea/comprimento do sistema radicular RPA/SR;
- Índice de qualidade de Dickson et al. (1960) (IQD):

$$IQD = \frac{MST(g)}{\frac{AP(cm)}{DC(mm)} + \frac{MSA(g)}{MSR(g)}}$$

Figura 2 - Mudas de Jatobá-do-Cerrado aos 120 dias após a semeadura (108 DAE). Selvíria-MS, 2011/2012.



Fonte: Elaboração da própria autora.

Figura 3 - Preparação das mudas do Jatobá-do-Cerrado para massa fresca e seca. Selvíria-MS, 2011/2012.



Fonte: Elaboração da própria autora.

O delineamento experimental utilizado foi inteiramente casualizado no esquema fatorial com 7 épocas x 8 substratos. Foram utilizadas todas as plantas emergidas para análise de variância com números de repetições diferentes entre. Procedeu-se análise de variância com desdobramento de interações significativas com teste de Tukey para comparações de médias do fator substrato e regressão polinomial para fator tempo. O programa estatístico utilizado para analisar os dados foi SAS.

3 RESULTADOS E DISCUSSÃO

A emergência das sementes do jatobá-do-cerrado no substrato S1 (100% solo) foi de 100% e no substrato S5 foi 90% (Figura 4). Santos et al. (2011) e Costa et al. (2011) observaram em seus trabalhos com produção de mudas de jatobazeiro uma maior emergência das sementes em substratos com menor quantidade de matéria orgânica, micronutrientes e pH.

Muitos fatores podem ter influenciado a alta emergência no substrato S1 (100 % solo), comparada com os demais substratos testados, entre eles destacam-se a própria adaptação das espécies ao tipo de solo utilizado, características físicas e químicas do solo, pH e menor quantidade de matéria orgânica neste substrato.

Contudo, é importante analisar que características do desenvolvimento das plântulas, como altura e massa seca, também são fatores relevantes na escolha do melhor substrato utilizado para produção da muda. Para escolha do melhor substrato, o produtor também deve estar atento a custos de produção e ao crescimento das mudas. De forma geral, foi verificada uma menor adaptação das raízes em solos com características franco-argiloarenosa (substratos S2, S4, S6 e S8) e melhor adaptação em solos argiloarenosos (substrato S1, S3, S5, S7) (Tabela 1).

De acordo com o resumo da análise de variância para altura de planta, é possível verificar que exceto aos 18 DAE ocorreu diferenças significativas entre os substratos (Tabela 3).

Para os dados de análise de variância para o diâmetro das mudas só foi significativo aos 48, 78 e 108, já para os demais dias de avaliações não foi verificada diferenças significativas a 1% ou 5% de probabilidade (Tabela 4).

Tabela 3 - Resumo da análise de variância (ANOVA) para as alturas de plantas do Jatobá-do-Cerrado, mensuradas quinzenalmente. Selvíria - MS, 2011/2012.

FV	GL	QM - Dias após a emergência (DAE)						
		18	33	48	63	78	93	108
S	7	6,081	63,316**	52,856**	130,732**	277,018**	758,204**	914,657**
CV(%)	-	23,57	19,47	12,63	13,86	13,83	16,10	17,30

Nota: * = Significativo a 5%; ** = Significativo a 1%; QM = Quadrados Médios; CV=Coeficiente de variação, FV = Fonte de Variação.

Fonte: Elaboração da própria autora.

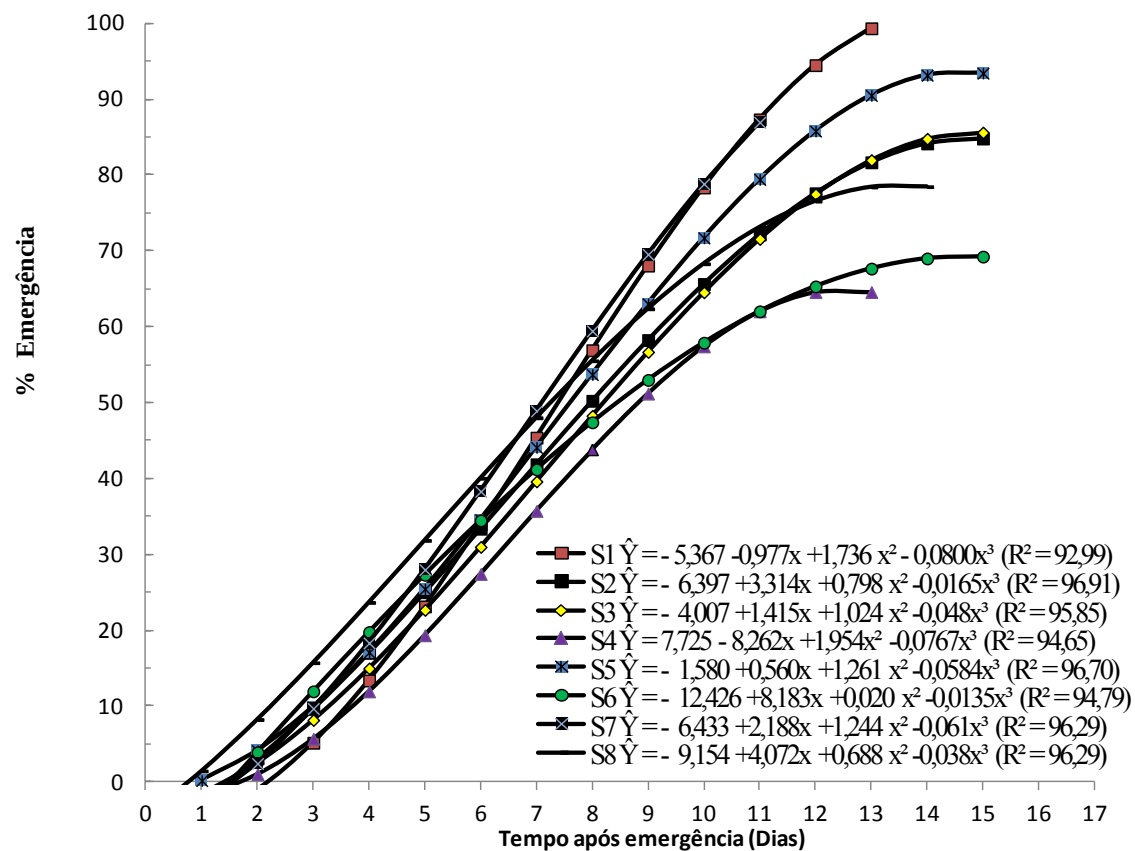
Tabela 4 - Resumo da análise de variância (ANOVA) para os diâmetros de plantas Jatobá-do-Cerrado, mensuradas quinzenalmente (em cada dia de coleta). Selvíria - MS, 2011 - 2012.

FV	GL	QM - Dias após a emergência (DAE)						
		18	33	48	63	78	93	108
S	7	0,150	0,206	3,824**	0,403	0,941**	0,492	0,914**
CV(%)	-	14,87	11,61	14,79	12,52	13,30	11,76	11,14

Nota: * = Significativo a 5%; ** = Significativo a 1%, respectivamente, QM = Quadrados Médios; CV=Coeficiente de variação, FV = Fonte de Variação.

Fonte: Elaboração da própria autora

Figura 4 - Porcentagem de emergência do jatobá em diferentes substratos. Selvíria, MS - 2011.



Nota: Substratos: S1: solo (testemunha); S2: solo + esterco; S3: solo + adubo mineral; S4: solo + adubo mineral + esterco; S5: solo + calagem; S6: solo + calagem + esterco; S7: solo + calagem + adubo mineral; S8: solo + calagem + adubo mineral + esterco.

Fonte: Elaboração da própria autora.

Para altura e diâmetro das plantas houve efeito significativo a 1% em todos os substratos analisados. Desta forma, o tipo ou a proporção do substrato utilizado para produção de mudas do jatobazeiro pode influenciar na altura e diâmetro das mudas (Tabela 5).

Tabela 5 - Resumo da análise de variância (ANOVA) para altura e diâmetro de plantas de jatobazeiro nos substratos (S), mensuradas quinzenalmente (C). Selvíria-MS, 2011/2012.

FV		QM
Substratos	Altura das plantas	Diâmetro das plantas
S1	2114,515**	11,545**
S2	771,422**	9,235**
S3	2079,570**	11,300**
S4	370,567**	8,610**
S5	1654,795**	18,850**
S6	563,758**	5,454**
S7	1966,061**	11,859**
S8	393,758**	7,016**

Nota: ** = Significativo a 1%; QM = Quadrados Médios; FV = Fonte de Variação. Substratos: S1: Solo; S2: solo + esterco (50%+50%); S3: solo + adubo mineral; S4: solo + adubo mineral + esterco; S5: solo + calagem; S6: solo + calagem + esterco; S7: solo + calagem + adubo mineral; S8: solo + calagem + adubo mineral + esterco.

Fonte: Elaboração da própria autora.

Para o resumo da análise de variância para substrato (S), dias de coleta (C) e interação SxC (substrato e coleta) para altura e diâmetro de mudas foram significativos a 1% (Tabela 6). Para todas as variáveis analisadas de massa fresca e seca e comprimento de raiz para produção de mudas houve diferenças significativa (Tabela 7).

Tabela 6 - Resumo da análise de variância (ANOVA) para diâmetro e altura do Jatobá-do-Cerrado nas interações aos 108 dias após a emergência em Selvíria-MS, 2011/2012.

FV	GL	QM	
		ALTURA	DIÂMETRO
S	7	1422,958**	1,960**
C	6	9004,555**	78,070**
SXC	42	129,984**	0,828**
CV	%	16,39	12,70

Nota: ** Significativo a 1%; FV = Fonte de variação; GL = graus de liberdade, QM=Quadrados Médios

S = Substrato, C = coleta, CV=Coeficiente de variação.

Fonte: Elaboração da própria autora.

Tabela 7 - Resumo da análise de variância (ANOVA) dos quadrados médios para massa fresca e seca da parte aérea e radicular, comprimento de raiz de mudas de jatobazeiro aos 108 dias após a emergência em Selvíria-MS, 2011/2012.

FV	GL	QM				
		MFF	MSF	MFR	MSR	CR
S	7	55,374**	11,067**	30,400**	8,937**	94,441**
CV (%)	-	23,78	26,31	25,40	26,17	15,31

Nota: Significativo a 1%, FV = Fonte de variação, GL = graus de liberdade, S = substratos, CV=Coeficiente de variação, MFF = Massa fresca folhas, MSF= Massa seca folhas, MFR = Massa fresca raiz, MSR = Massa seca raiz, CR = Comprimento da raiz.

Fonte: Elaboração da própria autora.

Em todas as variáveis analisadas (MST, RPAD, RMF, RMS, RPA/SR e IQD) houve diferenças significativas a 5 % de probabilidade (Tabela 8).

Tabela 8 - Resumo da análise de variância (ANOVA) dos quadrados médios para massa fresca e seca da parte aérea e radicular, comprimento de raiz de mudas de jatobazeiro aos 108 dias após a emergência em Selvíria - MS, 2011/2012.

FV	GL	QM					
		MST	RPAD	RMF	RMS	RPA/SR	IQD
S	7	38,534*	38,05*	0,205 *	0,181*	10,969*	0,241*
CV (%)	-	22,76	20,64	26,78	25,32	16,64	23,37
Média	-	7,513	6,22	0,87	0,78	0,95	1,11

Nota: *Significativo a 5%, FV = Fonte de variação, GL = graus de liberdade, S = substratos, CV=Coeficiente de variação, MST = Massa Seca Total, RPAD = Relação Parte aérea/Diâmetro do colo, RMF = Relação massa fresca da parte aérea/massa fresca do sistema radicular, RMS = Relação massa seca da parte aérea/massa seca do sistema radicular, RPA/SR = Relação comprimento da parte aérea/comprimento do sistema radicular, IQD = Índice de Qualidade de Dickson.

Fonte: Elaboração da própria autora.

Houve efeitos dos substratos utilizados para altura de mudas. De acordo com os dados de altura nos diferentes substratos do experimento, o desenvolvimento das mudas foi diferenciado dependendo do substrato onde as mudas estavam acomodadas. Aos 18 DAE o desenvolvimento de altura foi uniforme não diferindo estatisticamente. Contudo, no dia 33 e 48 DAE os substratos S1 (solo), S2, S3, S5 e S7 estavam com as maiores alturas não diferindo entre si a 5%, no entanto, a partir de 63 DAE as plantas que estavam nos substratos com adição de matéria orgânica não acompanharam o desenvolvimento das demais mudas. As mudas que desenvolveram nos substratos S2, S4, S6 e S8 obtiveram as menores alturas não diferindo entre si (Tabela 9).

Aos 108 DAE a maior altura ocorreu no substrato S1 (solo), a média de altura chegou a 33,13 cm, no entanto não diferiu das mudas do substrato S3 (solo + adubo mineral), S5 (solo + calagem), S7 (solo + calagem + adubo mineral) (Tabela 9).

Santos et al. (2011) observaram em seus experimentos, que o substrato solo (100% solo), foi um substrato adequado para as mudas do jatobazeiro e quanto maior a adição de composto orgânico a composição do substrato menor o desenvolvimento das mudas.

Através destes dados observou-se que o incremento mineral ou o calcário até aos 108 DAE não resulta em aumento em altura nas condições ambientais testadas (Tabela 9). As mudas de jatobá obtiveram um melhor desenvolvimento nos substratos com menores teores de macro e micronutrientes, talvez pela característica da espécie a adaptação a solos mais ácidos (Tabela 1). É importante destacar que neste substrato foi encontrada a menor saturação de base (SB) e capacidade de troca catiônica (CTC).

Muitas vezes o que pode causar menor desenvolvimento em mudas do jatobazeiro em substratos orgânicos, entre vários fatores, destaca-se a elevada quantidade de micronutrientes (SANTOS et al., 2011). No experimento foi observado que nos substratos com altos teores de esterco como nos substratos S2, S4, S6 e S8, foram encontrados elevados teores de Na e micronutrientes como Zn e Cu (Tabela 1) e pouco desenvolvimento em altura.

Foi observado na análise química do esterco puro (Tabela 2), altos teores de cobre, manganês e Zinco (83,5, 239 e 406 mg/kg, respectivamente), que são valores muito altos, comparados com os outros nutrientes, e isto pode ter causado um efeito negativo as mudas de jatobá, prejudicando a absorção de outros nutrientes e refletindo no seu desenvolvimento. Duboc et al. (1996) ao analisarem dados nutricionais de mudas de jatobá (*Hymenaea courbaril* L. var. *stilbocarpa* (Hayne)) verificaram que grandes teores de Zinco, podem causar inibição de alguns nutrientes e ainda causar prejuízos ao crescimento das mudas.

Tabela 9 - Altura de plantas (cm) do jatobá-do-cerrado nos substratos (S), em Selvíria - MS, 2011/2012.

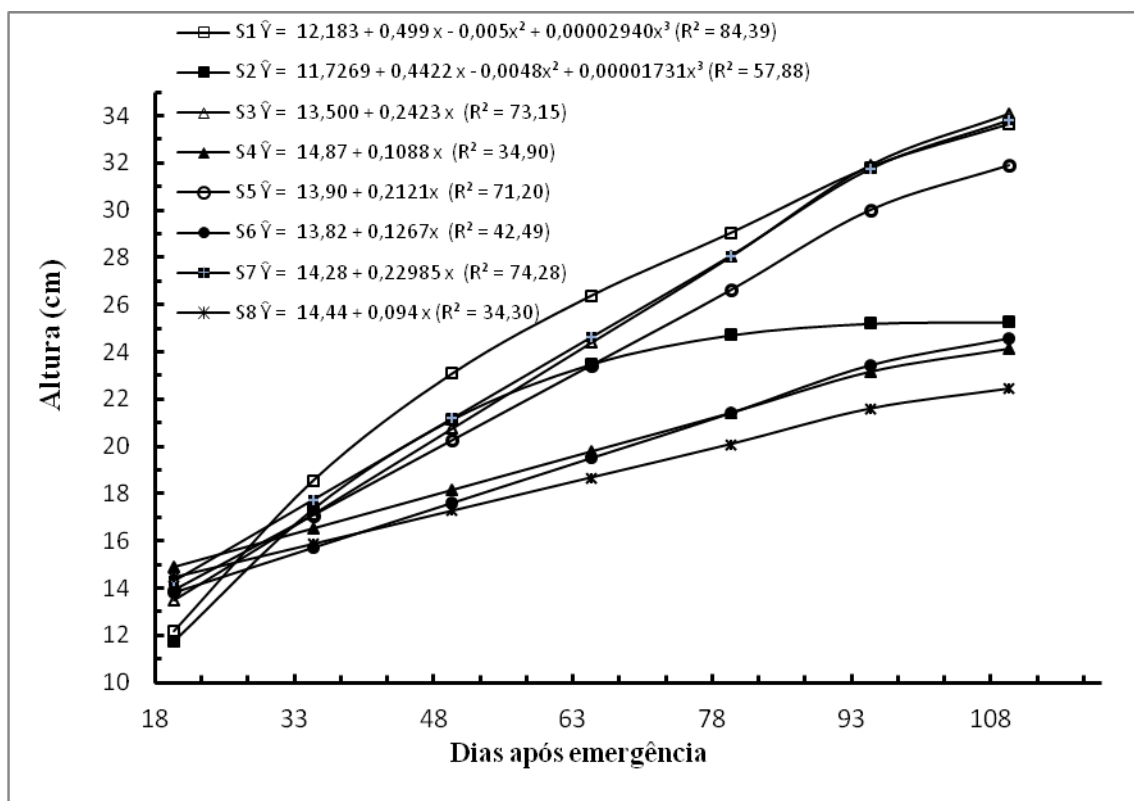
Substratos	Altura das plantas (cm) - Dias após a emergência – DAE						
	18	33	48	63	78	93	108
S1	12,83 a	18,84 a	22,84 a	26,65 a	28,34 a	32,52a	33,13 a
S2	12,56 a	16,51 a	21,66 a	23,54 b	24,33 b	24,57b	25,06 b
S3	11,93 a	17,31 a	21,25 a	26,91a	28,82 a	31,28 a	32,60 a
S4	12,83 a	15,79 b	19,79 b	22,91b	22,25 b	22,54b	22,00 b
S5	12,31 a	17,08 a	21,02 a	25,77 b	27,36 a	29,69 a	30,22 a
S6	11,62 a	14,96 b	19,00 b	22,88 b	23,62 b	21,70b	22,51 b
S7	12,91 a	18,00 a	21,56 a	26,67 a	29,00 a	30,51 a	33,02 a
S8	12,07 a	14,89 b	19,42 b	21,92 b	21,89 b	20,00b	20,46b

Nota: Letras minúsculas iguais nas colunas não diferem entre si a 5% de probabilidade pelo teste de Tukey. Substratos: S1: Solo; S2: solo + esterco (50%+50%); S3: solo + adubo mineral; S4: solo + adubo mineral + esterco; S5: solo + calagem; S6: solo + calagem + esterco; S7: solo + calagem + adubo mineral; S8: solo + calagem + adubo mineral + esterco.

Fonte: Elaboração da própria autora.

O adubo mineral e o calcário beneficiaram o crescimento das plantas, contudo, a média das alturas das mudas de jatobá no solo (S1) foi maior que a média dos substratos adubados. Os substratos que continham esterco na sua composição (substratos S2, S4, S6 e S8) foram onde as mudas obtiveram o menor desenvolvimento e os melhores substratos para o crescimento das plântulas do jatobá-do-cerrado foram os substratos S1, S3, S5 e S7 (Figura 5).

Figura 5 - Altura de plantas em relação ao tempo do jatobá-do-cerrado nos substratos dos 18 aos 108 dias. Selvíria-MS, 2011/2012.



Nota: Substratos: S1: Solo; S2: solo + esterco (50%+50%); S3: solo + adubo mineral; S4: solo + adubo mineral + esterco; S5: solo + calagem; S6: solo + calagem + esterco; S7: solo + calagem + adubo mineral; S8: solo + calagem + adubo mineral + esterco.

Fonte: Elaboração da própria autora.

Costa et al. (2011) e Santos et al. (2011) em suas pesquisas destacaram que os substratos com grande quantidade de matéria orgânica (100% composto orgânico) não foi positivo ao desenvolvimento de mudas de jatobá-do-cerrado. Confirmando dados deste experimento, na qual o menor desenvolvimento das mudas ocorreu nos substratos com grande proporção de esterco e elevadas concentrações de matéria orgânica (Tabela 1).

O menor diâmetro das mudas aos 108 DAE ocorreu no substrato S6 (solo + calagem + composto orgânico) com média de 4,20 cm diferindo dos demais substratos (Tabela 10). O mesmo ocorreu com o diâmetro dos substratos S2 e S8 (Figura 6), a adição de esterco não beneficiou o crescimento do diâmetro das mudas que desenvolveram nestes substratos.

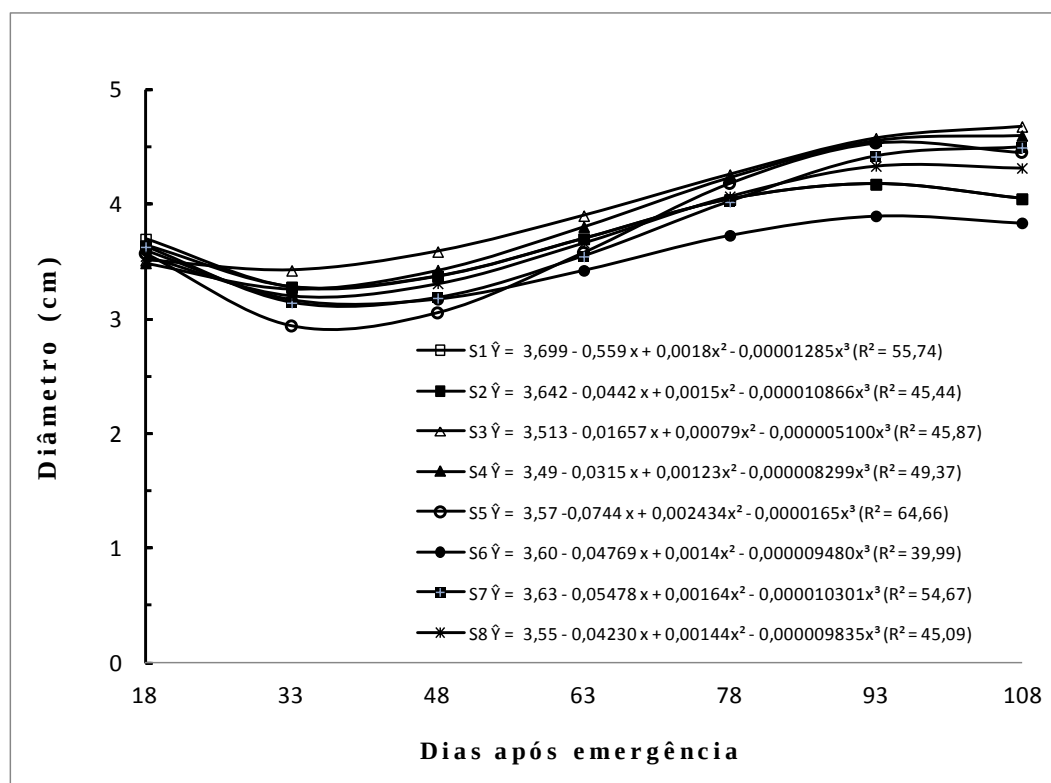
Tabela 10 – Diâmetro (cm) de plantas do jatobazeiro implantadas em substratos dos 18 aos 108 dias. Selvíria-MS, 2011/2012.

Substratos	Dias após a emergência – Diâmetro das plantas (cm)						
	18	33	48	63	78	93	108
S1	3,67 a	3,13 a	3,48 a	3,63 b	4,40 a	4,41 a	4,55 a
S2	3,65 a	3,10 a	3,68 a	3,66 b	4,29 a	4,50 a	4,49 a
S3	3,58 a	3,14 a	3,91 a	3,75 b	4,34 a	4,49 a	4,77 a
S4	3,53 a	3,03 a	3,73 a	3,62 b	4,35 a	4,48 a	4,68 a
S5	3,48 a	3,03 a	2,94 b	3,72 b	4,34 a	4,59 a	4,69 a
S6	3,50 a	3,29 a	3,18 b	3,44 b	3,98 b	4,29 a	4,20 b
S7	3,56 a	3,18 a	3,13 b	3,60 b	3,99 b	4,48 a	4,51 a
S8	3,55 a	3,16 a	3,24 b	3,85 a	4,11 a	4,20 a	4,48 a

Nota: Letras minúsculas iguais nas colunas não diferem entre si a 5% de probabilidade pelo teste de Tukey. Substratos: S1: Solo; S2: solo + esterco (50%+50%); S3: solo + adubo mineral; S4: solo + adubo mineral + esterco; S5: solo + calagem; S6: solo + calagem + esterco; S7: solo + calagem + adubo mineral; S8: solo + calagem + adubo mineral + esterco.

Fonte: Elaboração da própria autora.

Figura 6 - Diâmetro de plantas em relação ao tempo do jatobá-do-cerrado nos substratos dos 18 aos 108 dias. Selvíria-MS, 2011/2012.



Fonte: Elaboração da própria autora.

As maiores massas frescas das folhas das mudas de jatobá ocorreram no substrato S1, S2 e S7 com 10,72 g, 8,43 g e 9,55 g, respectivamente, não diferindo entre si estatisticamente. Entretanto, para a massa seca das folhas o substrato S7 (solo + calagem + adubo mineral) destacou-se dos demais substratos com 3,77 g, mas não diferiu do substrato S1, S2, S3, S5 e S7. A menor massa seca ocorreu no substrato S8 (solo + calagem + adubo mineral + composto orgânico) com 1,91 g que não diferiu do substrato S4 e S6 com 2,43 g e 1,98g (Tabela 11).

Os substratos com maiores massas frescas da raiz ocorreram no substrato S1, S2, S3 com 12,30 g, 9,87 g e 11,98 g, respectivamente. Contudo, não diferiram dos demais substratos, e a menor massa fresca foi encontrada no substrato S6 (7,94g) e S8 (7,97g). O substrato S1 (solo) destacou-se com massa seca da raiz de 5,60 g não diferindo do substrato S3, S5 e S7. Também foi possível observar baixo acúmulo de fitomassa nas raízes das mudas do jatobazeiro que desenvolveram no substrato S2, S4, S6 e S8 (Tabela 11).

No substrato 100% solo (S1), foram encontrados os menores índices de fósforo (4mg/dm^3), potássio ($0,8\text{ mmolc/dm}^3$) e pH de 4,4, a adição desses nutrientes e o pH podem ter interferido no crescimento das raízes das mudas. Duboc et al. (1996) comentaram que a baixa necessidade de K em mudas de jatobá, e que altos teores deste nutriente pode influenciar na absorção de outros nutrientes, em destaque para o Ca.

O comprimento das raízes não diferiu entre os diferentes substratos utilizados, no entanto, é de grande importância destacar o crescimento das raízes no substrato S1 (solo), que obteve uma média de 34 cm e o menor comprimento de raiz ocorreu no substrato S8 (23,30 cm). Possivelmente o crescimento das raízes que desenvolveram no substrato S8 não foram estimuladas ao desenvolvimento, devido as características físicas e químicas encontradas neste substrato (Tabela 9). O tamanho radicular resultou numa menor relação da parte aérea e do sistema radicular (RMF) (Tabela 12).

Tabela 11 - Teste de médias de massas frescas e secas de folhas e sistema radicular, comprimento de raiz em mudas de jatobazeiro nos diferentes substratos (S), aos 120 dias após a semeadura. Selvíria-MS, 2011/2012.

Substratos	FV				
	MFF	MSF	MFR	MSR	CR
S1	10,72 a	4,34 a	12,30 a	5,60 a	34,20 a
S2	8,43 ab	3,14 ab	9,87 abc	3,78 bcd	29,10 ab
S3	11,15 a	4,33 a	11,98 a	5,33 ab	30,06 a
S4	6,43 bc	2,43 bc	9,50 abc	3,68 cd	30,50 a
S5	10,63 bc	4,27 a	11,51ab	4,97 abc	28,00 a
S6	5,67 bc	1,98 bc	7,94 abc	3,06 d	28,10 ab
S7	9,55 a	3,77 a	8,92 abc	4,09 abcd	28,90 ab
S8	5,53 c	1,91 c	7,97 abc	3,77d	23,30 b

Nota: Letras minúsculas iguais nas colunas não diferem entre si a 5% de probabilidade pelo teste de Tukey. Substratos: S1: Solo; S2: solo + esterco (50%+50%); S3: solo + adubo mineral; S4: solo + adubo mineral + esterco; S5: solo + calagem; S6: solo + calagem + esterco; S7: solo + calagem + adubo mineral; S8: solo + calagem + adubo mineral + esterco. MFF = Massa fresca folhas, MSF= Massa seca folhas, MFR = Massa fresca raiz, MSR = Massa seca raiz, CR = Comprimento da raiz.

Fonte: Elaboração da própria autora.

As maiores médias de MST e RPA foram encontradas nos substratos S1, S3, S5 e S7, não diferindo entre si. As maiores médias de RMF, RMS e RPA/SR ocorreram no substrato S7 (solo + calagem + adubo mineral), contudo não diferiu do S1 (solo). A maior média do IQD ocorreu no substrato S3 (solo + adubo mineral) e S5 (solo + calagem), entretanto não diferiu dos substratos S1 (solo), e o menor IQD ocorreu no substrato S6 (solo + calagem + esterco) (Tabela 12).

Através das variáveis das mudas do jatobá é possível definir a não adaptação das mudas em substratos com elevadas proporção de matéria orgânica. Altos teores de matéria orgânica podem ter auxiliado num desbalanceamento nutricional, resultando em mudas de menor qualidade.

Tabela 12 - Teste de médias em mudas de jatobazeiro nos diferentes substratos (S), aos 108 dias após a emergência. Selvíria-MS, 2011/2012.

Substratos	FV					
	MST (g)	RPAD	RMF	RMS	RPA/SR	IQD
S1	9,93 a	7,31 a	0,91 ab	0,78 abc	0,994 abc	1,23 a
S2	6,92 bcd	5,66 bc	0,86 ab	0,86 ab	0,86 bcd	1,16 ab
S3	9,66 a	6,83 a	0,95 ab	0,85 abc	1,08 ab	1,26 a
S4	6,11 cd	4,78 cd	0,68 ab	0,65 bc	0,64 d	1,13 ab
S5	9,24 ab	6,51 ab	0,96 ab	0,89 ab	1,09 a	1,26 a
S6	5,04 d	5,42 cd	0,79 b	0,65 bc	0,83 dc	0,83 b
S7	7,87 abc	7,42 a	1,12 a	0,95 a	1,15 a	0,95 ab
S8	5,28 d	4,61 d	0,72 ab	0,58 c	0,95 abc	1,02 ab

Nota: Letras minúsculas iguais nas colunas não diferem entre si a 1% de probabilidade pelo teste de Tukey. Substratos: S1: Solo; S2: solo + esterco (50%+50%); S3: solo + adubo mineral; S4: solo + adubo mineral + esterco; S5: solo + calagem; S6: solo + calagem + esterco; S7: solo + calagem + adubo mineral; S8: solo + calagem + adubo mineral + esterco. MST = Massa Seca Total, RPA/DC = Relação Parte aérea/Diâmetro do colo, RMF = Relação massa fresca da parte aérea/massa fresca do sistema radicular, RMS = Relação massa seca da parte aérea/massa seca do sistema radicular, RPA/SR = Relação comprimento da parte aérea/comprimento do sistema radicular, IQD = Índice de Qualidade de Dickson.

Fonte: Elaboração da própria autora.

De forma geral, a escolha do substrato para produção de mudas frutíferas nativas demanda muitas pesquisas, pois vários fatores são necessários a ser analisados, desde as características físico-químicas a custos do material a ser adicionado na composição do substrato. E ainda, se a espécie frutífera nativa terá uma adaptação no campo.

4 CONCLUSÕES

O substrato S1(solo) foi o que proporcionou maior acúmulo de fitomassa área e radicular nas condições experimentais testadas.

A adição do composto esterco não beneficiou o desenvolvimento das mudas do jatobazeiro.

REFERÊNCIAS

- BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Instrução Normativa nº 28, de 27 de julho de 2007, dispõe sobre manual de métodos analíticos oficiais para fertilizantes minerais, orgânicos, organominerais e corretivos. DOU, jul. 2007.
- COSTA, E. et al. Desenvolvimento inicial de mudas de jatobazeiro do cerrado em Aquidauana-MS. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v. 33, n. 1, p. 215-226, 2011.
- DICKSON, A; LEAF, A. L.; HOSNER, J. F. Quality appraisal of white spruce and white pine seedling stock in nurseries. **Forestry Chronicle**, Ottawa, v. 36, n. 1, p. 10-13, 1960.
- DUBOC, E. et al. Nutrição do jatobá (*Hymenaea courbaril* L. var. *stilbocarpa* (Hayne) Lee et Lang.). **Cerne**, Lavras, v. 2, n. 1, p. 12, 1996.
- EMPRESA DE PESQUISA AGROPECUÁRIA- EMBRAPA. **Sistema Brasileiro e Classificação do solo**. Rio de Janeiro: CNPSO, 1999. 412 p.
- FARIA, J. P.; SANO, S. M.; AGOSTINI-COSTA, T. S. Jatobá-do-Cerrado. In: PEREIRA, A. V. et al. **Frutas nativas da região Centro-Oeste do Brasil**. Brasília: Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, 2006. cap.11. p.173-186.
- HERNANDEZ, F. B. T.; LEMOS FILHO, M. A. F.; BUZETTI, S. **Software HIDRISA e o balanço hídrico de Ilha Solteira**. Ilha Solteira: Faculdade de Engenharia - UNESP Área de Hidráulica e Irrigação, 1995. 45 p.
- MOREIRA, M. A. T.; PAIVA SOBRINHO, S.; SILVA, S. J.; SIQUEIRA, A. G. Superação da dormência em sementes de jatobá *hymenaea courbaril* L. In: SEMINÁRIO DE INICIAÇÃO CIENTÍFICA, 3.; JORNADA DE PESQUISA E PÓS-GRADUAÇÃO DA UNIVERSIDADE ESTADUAL DE GOIAS – UEG, 1., 2005, Anápolis. **Anais...** GOIÂNIA: UEG, 2005. p.1-6.
- NICODEMOS, M. L. F. et al. Avaliação inicial de espaçamentos para o plantio de espécies arbóreas nativas para o fomento de sistemas silvipastoris no Mato Grosso do Sul. In: REUNIÃO ANUAL DA SOCIEDADE BRASILEIRA DE ZOOTECNIA, 44., 2007, Jaboticabal. **Resumos...** Jaboticabal: Universidade Estadual Paulista, 2007. p. 1-3. 1 CD-ROM.
- SÃO JOSÉ, A. R.; SOUZA, I. V. B. Propagação da mangueira. In: _____ (Ed.). **Manga: produção e comercialização**. Vitória da Conquista: UESB, 1992. p. 33-39.
- SANTOS, L. C. R. et al. Ambientes protegidos e substratos com concentrações de esterco comercial e solo na formação de mudas de jatobazeiro em

Aquidauana – MS. **Engenharia Agrícola**, Jaboticabal, v. 31, n. 2, p. 249-259, 2011.

SCREMIN-DIAS, E. et al.(Org.). **Produção de sementes de espécies florestais nativas**. Campo Grande: Universidade Federal de Mato Grosso do Sul- UFMS, 2006. 43 p. (Série Rede de sementes do Pantanal).

SILVA, D. B.; SILVA, J. A.; JUNQUEIRA, N. T. V.; ANDRADE, L. R.M. **Frutas do Cerrado**. Brasília. DF: Embrapa Informações tecnológicas. 2001. 179 p.

Capítulo 2. Substratos: efeitos na germinação e qualidade das mudas de *Dipteryx alata* Vogel (baru).

RESUMO

O barueiro (*Dipteryx alata* Vogel) é uma espécie símbolo do Cerrado e Pantanal, pois seus frutos são muito apreciados pela fauna local, e é uma planta muito aproveitada, devido a sua grande versatilidade. Contudo, o intenso extrativismo pode causar uma erosão genética da espécie, sendo o cultivo comercial de mudas de grande importância econômica, social e ambiental. Objetivou-se com este trabalho a formação de mudas de baru em diferentes substratos sob ambiente protegido. A pesquisa foi realizada no campo experimental da Fazenda de Ensino, Pesquisa e Extensão da UNESP, Campus de Ilha Solteira-SP, no período de 19 de setembro de 2011 a 17 de janeiro 2012. Para a produção das mudas utilizou-se viveiro telado polipropileno preta (sombrite®) com 50% de redução de luz e sacos plásticos (15 x 21,5 cm) preenchidos com diferentes substratos: (S1) solo (testemunha); (S2) solo (50%) + esterco bovino (50%); (S3) solo + adubo mineral; (S4) solo (50%) + adubo mineral + esterco (50%); (S5) solo + calcário; (S6) solo (50%) + calagem + esterco (50%); (S7) solo + calcário + adubo mineral; (S8) solo (50%) + calcário + adubo mineral + esterco (50%). As avaliações foram realizadas quinzenalmente após a emergência das plantas para variável altura e diâmetro de caule. Aos 120 dias após a semeadura foi verificado o comprimento do sistema radicular (CR), fitomassas das matérias secas do sistema radicular e da parte aérea, massa seca total (MST), relação parte aérea/diâmetro do colo (RPAD), relação massa seca da parte aérea/massa seca do sistema radicular (RMS), relação comprimento da parte aérea/comprimento do sistema radicular RPA/SR, Índice de Qualidade de Dickson (IQD) e avaliação do estado nutricional das mudas. O delineamento experimental utilizado foi inteiramente casualizado no esquema fatorial com 7 avaliações x 8 substratos. Procedeu-se análise de variância com desdobramento de interações significativas com teste de Tukey para comparações das médias do fator substrato e regressão polinomial para fator tempo. Os resultados demonstraram que o substrato S2 (solo + esterco) não é substrato recomendado para produção de mudas de baru. Os substratos S5 (solo + calcário) e S7 (solo + calagem + adubo mineral) favoreceram maiores acúmulo de fitomassa nas raízes de mudas de baru. O substrato S1 (solo) é recomendado para produção de mudas de baru.

Palavras-chave: Cumbaru. Nutrição. Propagação. Semente.

Chapter 2. Substrates: Effects on germination and seedling quality of *Dipteryx alata* Vogel (baru).

ABSTRACT

The barueiro (*Dipteryx alata* Vogel) is a species of the Cerrado and Pantanal symbol, because its fruits are highly appreciated by the local fauna, and is a plant much exploited, due to its versatility. However, the intense extraction can cause genetic erosion of the species and the commercial cultivation of seedlings of great economic, social and environmental importance. The objective of this work the formation of seedlings baru on different substrates under protected environment. The survey was conducted in the experimental field of Finance Teaching and Research of UNESP, SP- Ilha Solteira during the period 19 September 2011 to 17 January 2012. For the production of seedlings was used polypropylene a nursery black (@ shading) with 50% light reduction and plastic bags (15 x 21.5 cm) filled with different substrates: (S1) soil (control); (S2) the soil (50%) + manure (50%); (S3) soil + mineral fertilizer; (S4) soil (50%) + mineral fertilizer + manure (50%); (S5) soil + limestone; (S6) soil (50%) + limestone + manure (50%); (S7) soil + limestone + mineral fertilizer; (S8) soil (50%) + limestone + manure + mineral fertilizer (50%). The evaluations were performed biweekly after plant emergence for variable height and stem diameter. At 120 days after sowing was found the length of the root system (CR), fitomassas of dry matter of roots and shoots, total dry matter (TDM), shoot ratio/diameter (RPAD), dry mass ratio the shoot/root dry mass system (RMS), length ratio of the air/length of the RPA/SR, Dickson Quality Index (DCI) and evaluation of the nutritional status of the plants root system. The experimental design was completely randomized in a factorial design with 8 x 7 reviews substrates. Proceeded with analysis of variance unfolding of significant interactions with the Tukey test for comparisons of means of the substrate factor and time factor for polynomial regression. The results showed that the S2 substrate (soil + manure) is not recommended substrate for seedlings production baru. The S5 substrates (soil + lime) and S7 (soil + lime + mineral fertilizer) favored higher accumulation of dry matter in the roots of seedlings baru. The S1 substrate (soil) is recommended for seedlings baru.

Keywords: Cumbaru. Nutrition. Propagation. Seed.

1 INTRODUÇÃO

Pesquisas destinadas a produção de mudas de frutíferas nativas com interesse sociais, econômicos, finalidades medicinais e alimentícias vem crescendo ao longo dos anos. Entretanto, deve haver uma preocupação com a preservação das espécies nativas, pois elas sofrem impactos do extrativismo predatório, crescimento das áreas de produção agrícola e de pastagens.

Uma espécie com grande destaque segundo Lorenzi (2009) é o baru (cumbaru) (*Dipteryx alata* Vogel, Fabaceae), uma planta que pode ser utilizada de forma ornamental, quebra-vento e ainda é resistente à pragas. Suas amêndoas apresentam alto valor nutritivo e a planta possui propriedades medicinais. Segundo Takemoto (2001), as sementes de baru constituem uma fonte significativa de lipídios, proteínas, além de fibras alimentares e minerais, indicada como matéria-prima para as indústrias farmacêuticas e oleoquímicas.

Com isso, técnicas para formação de mudas devem ser avaliadas para formação de pomares comerciais. Para o sucesso do pomar e a redução dos custos de produção, é necessária a utilização de mudas com maior produtividade, padrão de qualidade e alto vigor são fatores determinantes (ALMEIDA et al., 2010).

Um dos elementos importantes na produção de mudas é a seleção do substrato. Devem-se levar em conta os aspectos relacionados ao teor de nutrientes, boa capacidade de troca de cátions, aeração e retenção de umidade, que favoreça o desenvolvimento inicial das plantas (OLIVEIRA et al., 2008).

Desta forma, o objetivo deste trabalho foi avaliar a produção de mudas de *Dipteryx alata* Vogel em ambiente protegido em diferentes substratos.

2 MATERIAL E MÉTODOS

O experimento com baru (*Dipteryx alata* Vogel), foi conduzido no período de 19 de setembro de 2011 à 17 de janeiro de 2012 (120 dias) no campo experimental da Fazenda de Ensino, Pesquisa e Extensão da Faculdade de Engenharia da UNESP, Campus de Ilha Solteira (FEIS), SP, localizada no município de Selvíria-MS, com latitude 20°25' S e longitude 51°21' W. O clima da região é classificado segundo Köppen, como do tipo Aw (Tropical quente com chuvas no verão) apresentando temperatura média anual de 24,5 °C e precipitação pluvial anual média de 1.232 mm (HERNANDEZ et al., 1995).

Para a produção das mudas utilizou-se viveiro com tela de polipropileno com 50% de redução de luz e sacos plásticos de 15 x 21,5 cm, que possuem a capacidade de 1,8 L, que foram preenchidos com diferentes combinações de substratos a base de solo:

- ✓ S1 - solo (testemunha);
- ✓ S2 - solo (50%) + esterco bovino (50%);
- ✓ S3 - solo + adubo mineral;
- ✓ S4 - solo (50%) + adubo mineral + esterco bovino (50%);
- ✓ S5 - solo + calcário;
- ✓ S6 - solo (50%) + calcário + esterco bovino (50%);
- ✓ S7 - solo + calcário + adubo mineral;
- ✓ S8 - solo (50%) + calcário + adubo mineral + esterco bovino (50%).

O solo utilizado foi retirado campo experimental da Fazenda da FEIS município de Selvíria-MS da camada de 0-20 cm de profundidade e submetido à análise química laboratorial no Instituto Agrônomo de Campinas, SP (Tabela 1), sendo classificado como Latossolo Vermelho Distrófico típico argiloso a moderado, e hipodistrófico, álico, caulínítico, férrico, muito profundo, moderadamente ácido (EMPRESA BRASILEIRA DE PESQUISA AGROPECUÁRIA - EMBRAPA, 1999).

Em alguns substratos foi realizada a calagem, para elevar a saturação das bases a 50% (A saturação por base da análise de solo era de 7%). Na adubação mineral foi aplicado 3 kg de P₂O₅ (648 g de superfosfato simples) e

500g de K_2O (108g de cloreto de potássio), aplicado com base de volume de 1 m^3 de substrato (SÃO JOSÉ, 1992).

O esterco bovino foi curtido por 5 meses, sendo revolvido e irrigado semanalmente. Foi realizada a análise química do esterco e do calcário para melhor compreensão dos resultados obtidos no Laboratório de Fertilizantes e Resíduos (IAC) (Tabela 2).

As sementes de baru foram coletadas na zona rural de Aquidauana/MS, no período de julho a agosto, mas é importante destacar que o período de ocorrência dos frutos pode variar com ano e o local (SANO et al., 2004). Foi retirada a casca dos frutos, com auxílio de uma morsa (Figura 1).

Figura 1 - Beneficiamento de sementes de *Dipteryx alata* Vogel na morsa. Selvíria-MS, 2011-2012.



Fonte: Elaboração da própria autora.

As sementes foram semeadas no dia 19 de setembro de 2011, na qual foi colocada uma semente por sacolas plástica a 5 cm de profundidade. A irrigação foi diária e manual, sendo realizadas duas vezes ao dia às 8h e às 16h. O início da emergência das sementes ocorreu 10 dias após a semeadura (29 de outubro de 2011).

Tabela 1 - Análise química dos substratos para produção de mudas de *Dipteryx alata* Vogel. Selvíria-MS, 2011/2012.

Parâmetros	Unidades	Substratos							
		S1	S2	S3	S4	S5	S6	S7	S8
MO	(g/dm ³)	14	55	16	59	15	50	16	51
pH	-	4,4	4,9	4,8	5	5,2	5,1	5,2	5,3
C.E.	(dS/m)	0,1	0,9	0,1	1,3	0,3	5,2	1,1	1,6
Ca	(mmolc/dm ³)	5	94	9	12	27	18	38	23
P	(mg/dm ³)	4	488	39	696	11	416	63	448
K	(mmolc/dm ³)	0,8	2,6	2,9	2,5	1,7	3,1	5	2,9
Mg	(mmolc/dm ³)	2	35	4	38	15	55	13	45
S	(mg/dm ³)	6	20	9	26	5	80	202	70
S.B.	(mmolc/dm ³)	8,2	135,9	16,2	58,7	43,9	86,1	58	79,7
H + Al	(mmolc/dm ³)	28	20	28	18	16	13	20	15
CTC	(mmolc/dm ³)	36,2	155,9	44,2	76,7	59,9	99,1	78	94,7
V	(%)	23	87	37	77	73	87	74	84
Al	(mmolc/dm ³)	4	-1	2	-1	0	-1	0	-1
Na	(mmolc/dm ³)	0,4	4,3	0,3	6,2	0,2	10	2	8,8
Cu	(mg/dm ³)	0,6	1,4	0,9	1,7	0,7	0,9	0,6	1,2
Fe	(mg/dm ³)	10	27	16	29	10	14	12	18
Mn	(mg/dm ³)	11,5	19,1	15,3	22,8	4,2	2,3	6,2	16,1
Zn	(mg/dm ³)	0,5	13,6	1,6	19,9	1	11,6	0,6	9,7
B	(mg/dm ³)	0,17	0,35	0,2	0,39	0,19	0,33	0,2	0,34

Nota: Substratos: S1: Solo; S2: solo + esterco (50%+50%); S3: solo + adubo mineral; S4: solo + adubo mineral + esterco; S5: solo + calagem; S6: solo + calagem + esterco; S7: solo + calagem + adubo mineral; S8: solo + calagem + adubo mineral + esterco. INSTITUTO AGRONÔMICO DE CAMPINAS, SP. MÉTODO DE ENSAIO - Determinações realizadas segundo procedimento descrito MAPA (2007).

Fonte: BRASIL (2007).

Tabela 2 - Análise química do Calcário e Esterco para produção de mudas de *Dipteryx alata* Vogel.

Calcário		
Parâmetro	Unidade(1)	Resultado
Cálcio (como óxido)	% de CaO(m/m)	29,5
Magnésio (como óxido)	% de MgO(m/m)	20,4
PN	eq. CaCO ₃	100,5
PRNT	% (m/m)	84,1
Esterco		
Parâmetro	Unidade(1)	Resultado
pH (em água 1:10)	---	7,0
Umidade, a 60 – 65oC	% (m/m)	35,5
Carbono orgânico	g de C/kg	216
Nitrogênio Kjeldahl	g de N/kg	1,2
Boro	mg de B/kg	<1,0 ⁽²⁾
Cálcio	g de Ca/kg	2,1
Cobre	mg de Cu/kg	83,5
Enxofre	g de S/kg	3,4
Ferro	g de Fe/kg	21,0
Fósforo	g de P/kg	7,8
Magnésio	g de Mg/kg	3,9
Manganês	mg de Mn/kg	239
Zinco	mg de Zn/kg	406

Nota: (1) Resultado expresso em base seca. (2) Não quantificado, menor do que o limite de quantificação. INSTITUTO AGRONÔMICO CAMPINAS. Campinas, SP. Centro de P&D de Solos e Recursos Ambientais - Laboratório de Fertilizantes e Resíduos. MÉTODO DE ENSAIO-Determinações realizadas segundo procedimento descrito MINISTÉRIO DA AGRICULTURA, PECUÁRIA E ABASTECIMENTO (MAPA), Instrução Normativa No. 28. Manual de métodos analíticos oficiais para fertilizantes minerais, orgânicos, organominerais e corretivos. Brasília, julho de 2007.

Fonte: BRASIL (2007).

As variáveis avaliadas foram:

Diariamente após o semeio foi realizado a contagem da emergência das sementes de baru. Foi realizada a análise de regressão polinomial para fator tempo e substrato. O programa estatístico utilizado foi o SAS.

Foram realizadas 7 avaliações quinzenais de altura e diâmetro, aos 20,35,50,65,80,95 e 110 dias após a emergência (DAE);

- Altura de plantas (AP): foi mensurada com utilização de uma régua milimetrada, da altura do colo até a gema apical;
- Diâmetro de caule (DC): foi mensurado na região do colo com auxílio de um paquímetro digital.

Aos 110 dias após a semeadura (Figura 2) foram avaliados:

- Comprimento do sistema radicular (CR): foi mensurada com utilização de uma régua milimetrada da altura do colo até a coifa;
- Massas da matéria secas do sistema radicular (MSR) e aérea (folha) (MSA): Os materiais vegetais das mudas foram levados à estufa com circulação de ar forçada, à temperatura de 65° C até atingir massa constante, para determinação da matéria seca da parte aérea e das raízes;
- Massa seca total (MST): Somaram-se as MSA e MSR para obtenção da fitomassa da matéria seca total;
- Relação Parte aérea/Diâmetro do colo (RPAD);
- Relações entre as fitomassas da matéria seca da parte aérea e da raiz (RMS);
- Relação comprimento da parte aérea/comprimento do sistema radicular RPA/SR;
- Índice de qualidade de Dickson et al. (1960) (IQD):

$$IQD = \frac{MST(g)}{\frac{AP(cm)}{DC(mm)} + \frac{MSA(g)}{MSR(g)}}$$

- Avaliação nutricional: Após a obtenção das massas secas as amostras foram moídas, e acondicionadas em sacos de papel. Para avaliação nutricional das plantas, foi coletada a 3ª folha recém-expandida. Foi realizado o teste t para médias dos teores dos macro e micronutrientes.

Figura 2 - Mudas de *Dipteryx alata* Vogel aos 120 dias após a semeadura (110 DAE). Selvíria-MS, 2011-2012.



Fonte: Elaboração da própria autora.

O delineamento experimental utilizado foi inteiramente casualizado no esquema fatorial com 7 épocas (coleta dos dados) x 8 substratos. Foram utilizadas todas as plantas emergidas para análise de variância com números de repetições diferentes entre. Procedeu-se análise de variância com desdobramento de interações significativas com teste de Tukey para comparações de médias do fator substrato e regressão polinomial para fator tempo. O programa estatístico utilizado para analisar os dados foi o SAS.

3 RESULTADOS E DISCUSSÃO

De acordo com os dados de emergência para as sementes do barueiro (*Dipteryx alata* Vogel) nos diferentes substratos, é possível verificar dois grupos de substratos. Os substratos com maiores índices de porcentagem de emergência que foram os substratos S1, S3, S5, S7 e os com menores porcentagens de emergência que foram os substratos S2, S4, S6 e S8 (Figura 3), na qual a taxa de emergência nos substratos com adição de esterco bovino foi menor que 30%, a utilização destes substratos para produção de mudas de baru pode ocasionar grandes prejuízos ao produtor ou viverista de mudas.

As sementes com menor emergência do baru ocorreu nos substratos que possuíam esterco na sua formulação. A menor emergência em todos os substratos testados para produção de mudas de baru ocorreu no substrato S2 (solo (50%) + esterco (50%)), possivelmente, devido às características químicas deste substrato, elevado pH e micronutrientes. A adição do esterco aos substratos não facilitou a emergência das sementes do baru (Figura 3). Paiva Sobrinho et al, (2010) confirmam que na produção de mudas de baru, substratos com elevados proporção de esterco prejudicou a formação de mudas de baru.

Para as sementes de baru que foram colocadas para germinar no substrato S1 (solo) ocorreram 80 % de emergência, seguida do substrato S5 (solo + calagem), S3 (solo + adubo mineral) e S7 (solo + calagem + adubo mineral) com um pouco mais de 60 % de emergência (Figura 3).

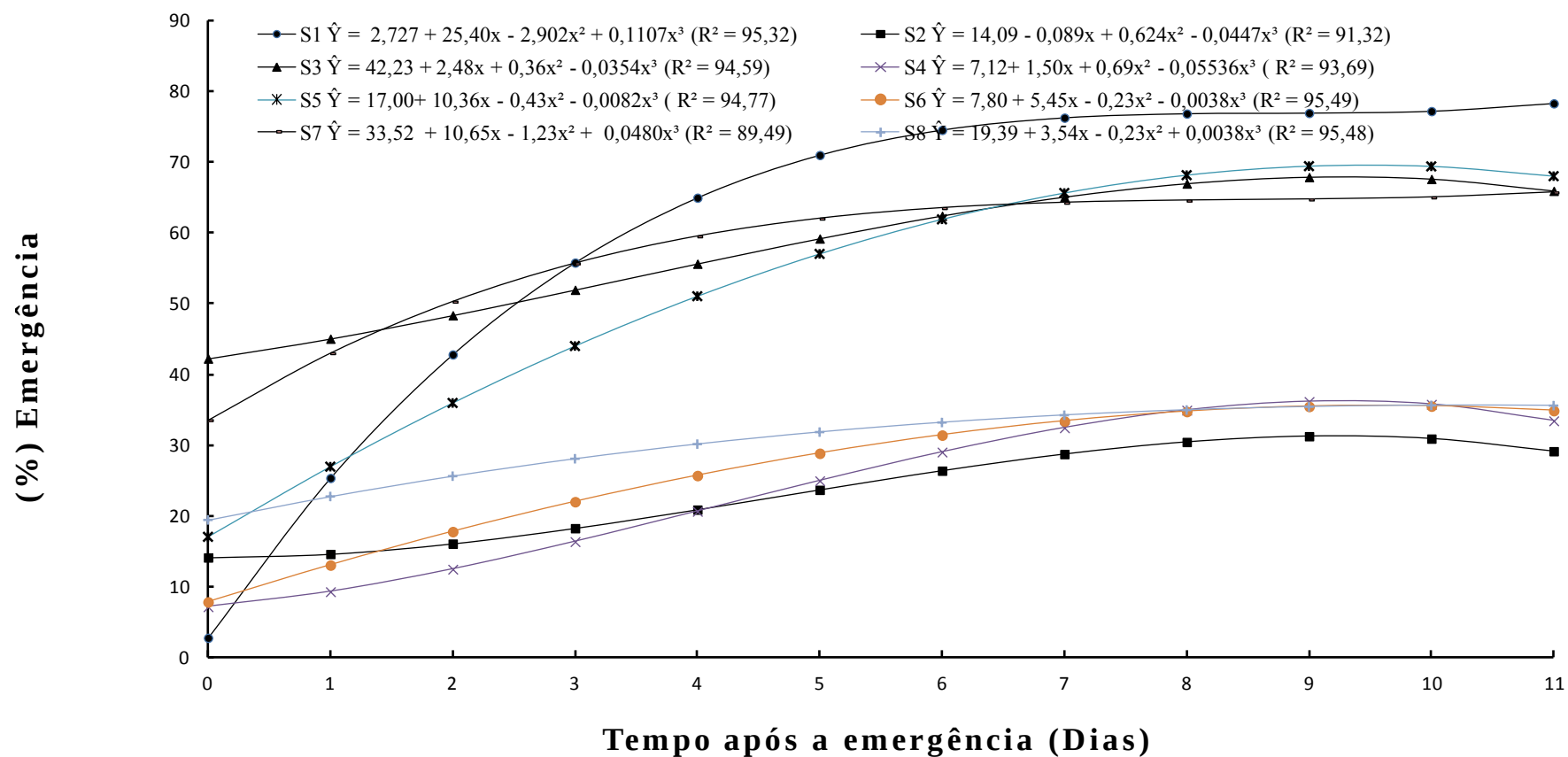
De forma geral, foi verificada uma menor adaptação das raízes em solos com características franco-argiloarenosa (substratos S2, S4, S6 e S8) e melhor adaptação em solos argiloarenosa (substrato S1, S5, S7, S8) (Tabela 1). Esses dados confirmam Sano et al. (2006), que relataram que o baru é mais adaptado a solos de textura arenoargilosa, contudo discordam com relatos de Ajalla et al. (2012) que confirmam que o melhor desenvolvimento das mudas de baru ocorreu em solos com textura argilosa e muito argilosa.

Silva et al. (2006) e Araújo Neto et al. (2010) discutiram que elevados teores de matéria orgânica aumentam o poder de adsorção de água, obstruem os poros e prejudicam o desenvolvimento radicular. O desenvolvimento das

raízes do baru e do jatobá foram prejudicados pelo excesso de água dos substratos com elevados teores de argila na sua composição.

Estas informações de emergência das sementes de baru são de grande importância para propagação da espécie, pois resulta em economia de determinados componentes para formulação do substrato, como adubo mineral, calcário e compostos orgânicos. Há necessidade de analisar vários fatores dos substratos para produção de mudas como as características químicas, físicas, custos, fatores ambientais e principalmente a adaptação da espécie antes da escolha e definição do substrato ideal.

Figura 3 - Porcentagem e emergência do *Dipteryx alata* Vogel em diferentes composições de substratos em Selviria,MS - 2011.



Nota: Substratos: S1: solo (testemunha); S2: solo + esterco; S3: solo + adubo mineral; S4: solo + adubo mineral + esterco; S5: solo + calagem; S6: solo + calagem + esterco; S7: solo + calagem + adubo mineral; S8: solo + calagem + adubo mineral + esterco.

Fonte: Elaboração da própria autora.

No resumo da análise de variância para as alturas de plantas nos substratos e dias de coleta destacam-se diferenças nos substratos pelos quadrados médios a 1% de significância (Tabela 03). O mesmo ocorreu para o diâmetro das mudas, contudo, aos 35 DAE foi significativo a 5% (Tabela 4). Dependendo do tipo de substrato utilizado e do dia de avaliação de altura e diâmetro o desenvolvimento das mudas é heterogêneo e crescente.

Tabela 3 - Resumo da análise de variância (ANOVA) para as alturas mudas de *Dipteryx alata* Vogel, mensuradas periodicamente (em cada dia de coleta). Selvíria-MS, 2011/2012.

FV	GL	QM (Dias após a emergência – DAE)						
		20	35	50	65	80	95	110
S	7	54,630**	61,303**	113,968**	72,210**	48,622**	47,222**	56,721**
CV(%)	-	24,58	20,77	20,45	20,40	18,24	19,21	16,25

Nota: * = Significativo a 5%; ** = Significativo a 1%; QM = Quadrados Médios; CV=Coeficiente de variação, FV = Fonte de Variação.

Fonte: Elaboração da própria autora.

Tabela 4 - Resumo da análise de variância (ANOVA) para os diâmetros de plantas de *Dipteryx alata* Vogel, mensuradas periodicamente (em cada dia de coleta). Selvíria-MS, 2011/2012.

FV	GL	QM (Dias após a emergência – DAE)						
		20	35	50	65	80	95	110
S	7	2,079**	0,640*	1,224**	1,247**	1,909**	1,1320**	2,277**
CV(%)	-	17,86	14,40	15,73	15,13	15,66	14,47	14,19

Nota: * = Significativo a 5%; ** = Significativo a 1%, respectivamente, QM = Quadrados Médios; CV=Coeficiente de variação, FV = Fonte de Variação.

Fonte: Elaboração da própria autora.

Em todos os substratos para altura de planta e diâmetro foi significativo a 1% de significância, exceto para diâmetro no substrato S4 que foi significativo a 5% (Tabela 5). Para substrato (S), coleta de altura (C) foi significativo a 1%, demonstrando algumas diferenças nas características de desenvolvimento das

mudas analisadas durante a execução do experimento, contudo, não ocorreu interação entre substrato e dias de avaliação (SxC) (Tabela 6).

Tabela 5 - Resumo da análise de variância (ANOVA) para altura e diâmetro de mudas de *Dipteryx alata* Vogel nos substratos (S), mensuradas periodicamente (C). Selvíria-MS, 2011/2012.

FV	QM	
	Altura	Diâmetro
S1	330,745**	9,071**
S2	234,111**	3,006**
S3	395,252**	5,428**
S4	159,306**	1,333*
S5	352,893**	5,848**
S6	252,298**	5,094**
S7	332,044**	7,139**
S8	257,791**	4,818**

Nota: * = Significativo a 5%; ** = Significativo a 1%; QM = Quadrados Médios; FV = Fonte de Variação. S1: solo (testemunha); S2: solo (50%) + esterco (50%); S3: solo + adubo mineral; S4: solo (50%) + adubo mineral + esterco (50%); S5: solo + calagem; S6: solo (50%) + calagem + esterco (50%); S7: solo + calagem + adubo mineral; S8: solo (50%) + calagem + adubo mineral + esterco (50%).

Fonte: Elaboração da própria autora.

Tabela 6 - Resumo da análise de variância (ANOVA) para diâmetro e altura de *Dipteryx alata* Vogel nas interações aos 120 após a semeadura em Selvíria-MS, 2011/2012.

FV	GL	QM	
		ALTURA	DIAMETRO
S	7	388,404**	7,387**
C	6	223,123**	38,097**
SXC	42	11,045	0,520
CV (%)	-	19,62	15,41

Nota: ** Significativo a 1%; FV = Fonte de variação; GL = graus de liberdade, QM=Quadrados Médios; S = Substrato, C = coleta, CV=Coeficiente de variação.

Fonte: Elaboração da própria autora.

Para massa seca da parte aérea e radicular as médias foram significativas a 1%, contudo, para o comprimento de raízes não foi significativo (Tabela 7).

As alturas de plantas obtiveram crescimento diferenciado dependendo do substrato utilizado e da época de coleta de altura. Aos 20 DAE (primeiro dia de coleta), os substratos S2, S4, S6 e S8 não diferiram entre si, contudo, a altura foi inferior aos substratos S1, S3, S5 e S7. O desenvolvimento das mudas em alguns substratos foi mais lento no início do experimento e ao final dos 120 dias as plantas acompanharam os demais substratos. Desta forma, é possível verificar que os substratos com adubação mineral, esterco ou com a composição destes componentes, refletiu em menor altura das mudas de baru no desenvolvimento inicial (Tabela 9).

Tabela 7 - Resumo da análise de variância (ANOVA) dos quadrados médios da seca da parte aérea e radicular, comprimento de raiz de mudas de *Dipteryx alata* Vogel aos 120 após a semeadura em Selviria-MS, 2011/2012.

FV	GL	QM		
		MSF (g)	MSR (g)	CR (cm)
S	7	5,486**	6,201**	119,567
CV (%)	-	39,01	34,04	30,77

Nota: **Significativo a 1%, FV = Fonte de variação, GL = graus de liberdade, S = substratos, CV=Coeficiente de variação, MSF= Massa seca folhas, MSR =

Fonte: Elaboração da própria autora.

As médias de massa seca total (MST), relação massa seca da parte aérea/massa seca do sistema radicular (RMS), IQD = Índice de Qualidade de Dickson foram significativos a 5% de probabilidade, entretanto, as médias não foram significativas para relação comprimento da parte aérea/comprimento do sistema radicular (RPA/SR), relação parte aérea/diâmetro do colo (RPAD) (Tabela 8).

Tabela 8 - Resumo da análise de variância (ANOVA) dos quadrados médios para massa fresca e seca da parte aérea e radicular, comprimento de raiz de mudas de *Dipteryx alata* Vogel aos 120 após a semeadura em Selviria-MS, 2011/2012

FV	GL	QM				
		MST (g)	RPAD	RMS	RPA/SR	IQD
S	7	12,823*	0,739	7,62*	0,045	0,654*
CV (%)	-	28,57	17,82	71,06	27,41	27,92
Média	-	5,78	4,30	1	0,66	0,96

Nota: *Significativo a 5%, FV = Fonte de variação, GL = graus de liberdade, S = substratos, CV=Coeficiente de variação, MST = Massa Seca Total, RPAD = Relação Parte aérea/Diâmetro do colo, RMS = Relação massa seca da parte aérea/massa seca do sistema radicular, RPA/SR = Relação comprimento da parte aérea/comprimento do sistema radicular, IQD = Índice de Qualidade de Dickson.

Fonte: Elaboração da própria autora.

Observou-se que dependendo do substrato utilizado e da época de avaliação de altura o desenvolvimento foi diferenciado (Tabela 9) e a altura das mudas foi crescente e linear em relação ao tempo de avaliações (Figura 3).

É importante destacar que aos 80 DAE ocorreu elevada mortalidade das mudas de baru, devido ao ataque de pragas, que não foram identificadas. O ataque resultou em grandes perdas de mudas e diminuição das médias das alturas em todos os substratos aos 95 DAE (Tabela 9).

Apesar de não haver diferenças significativas entre os melhores substratos é importante destacar a altura das mudas no S1 (solo), que foi um desenvolvimento satisfatório, refletindo numa adaptação ao solo utilizado. Contudo, se ao substrato for acrescido um adubo mineral, calagem ou composto orgânico, as mudas podem ter um incremento em altura (Tabela 9), desde que não seja em excesso, pois poderá causar um efeito fitotóxicos mudas. Pois muitas espécies nativas do cerrado estão adaptadas a substratos com menor fertilidade. Santos et al. (2011) destacam o menor desenvolvimento em mudas do jatobazeiro do cerrado em substratos com grande quantidade de compostos orgânicos.

Este comportamento das mudas foi observado no substrato S6 (solo + calagem + esterco), onde as mudas alcançaram alturas de 25,45 cm e no substrato S3 (solo + calagem), com médias de alturas de 24,08 cm. O mesmo comportamento ocorreu para o diâmetro das mudas aos 120 dias após a semeadura (AP7), o menor diâmetro foi encontrado no substrato S2 e S4 não diferindo entre si (Tabela 10).

Paiva Sobrinho et al. (2010) testaram em seus trabalhos mudas de baru em diferentes substratos e observa que no substrato S1 solo (Argissolo Vermelho Amarelo Eutrófico) foram encontradas as maiores médias de alturas (39,10 cm), contudo, não diferiu dos substratos S2 (solo + esterco bovino curtido (1:1)) e S3 (solo + casca de arroz carbonizada (1:1)) com médias de 32,50 cm e 32,17 cm, respectivamente. As menores médias foram encontradas no substrato S4 (solo + esterco bovino curtido + casca de arroz carbonizada (1:1:1)) com 22,60 cm.

Entretanto, no solo testado neste experimento o pH era de 4,4 e SB de $8,4 \text{ cmolc dm}^{-3}$ (Tabela 1), já em experimentos de Paiva Sobrinho et al. (2010) o pH do substrato solo era de 6,9 e SB de $12,78 \text{ cmolc dm}^{-3}$, apesar deste fatores, em ambos experimentos o substrato solo, proporcionou uma das melhores condições de desenvolvimento das mudas de baru.

Costa et al. (2012) verificaram em seus trabalhos com produção de mudas baru aos 120 dias após a semeadura, que além dos substratos, o tipo de ambiente protegido também pode interferir no desenvolvimento das mudas. Nos substratos avaliados em seus experimentos, o melhor substrato foi o 100% vermiculita, mas também podem ser indicadas para a produção de mudas o substrato 100% esterco bovino ou com o substrato composto de vermiculita + rama de mandioca + esterco bovino (1:1:1).

A adaptação da espécie no substrato utilizado pelo produtor é um fator importantíssimo. Contudo, deve-se fazer uma avaliação da qualidade nutricional e quantidade dos materiais do substrato e quanto isso irá acarretar no custo final da produção de muda.

Tabela 9 - Altura de plantas de *Dipteryx alata* Vogel nos substratos (S), mensuradas periodicamente. Selvíria-MS, 2011/2012.

Substratos	Dias de Coleta (DAE) – Altura						
	20	35	50	65	80	95	110
S1	12,68 a	15,69 a	17,10 a	17,73 a	20,43 a	19,83 a	22,73 a
S2	7,58 b	10,16 b	10,16 b	13,00 b	17,08 b	16,08 b	19,83 b
S3	11,86 a	15,26 a	17,08 a	18,30 a	21,80 a	20,52 a	24,08 a
S4	9,46 b	11,57 b	12,30 b	14,53 b	17,61 b	16,53 b	19,07 b
S5	11,75 a	13,86 a	16,00 a	16,84 a	20,23 a	19,42 a	22,19ab
S6	10,81 b	13,63 a	14,90 a	16,72 a	19,54 a	19,45 a	25,45 a
S7	12,98 a	15,13 a	17,61 a	19,07 a	21,69 a	20,88 a	22,73 a
S8	9,68 b	12,68 a	13,09 b	14,54 b	21,18 a	19,27 a	22,45 a

Nota: Letras minúsculas iguais nas colunas não diferem entre si a 5% de probabilidade pelo teste de Tukey. S1: solo (testemunha); S2: solo (50%) + esterco (50%); S3: solo + adubo mineral; S4: solo (50%) + adubo mineral + esterco (50%); S5: solo + calagem; S6: solo (50%) + calagem + esterco (50%); S7: solo + calagem + adubo mineral; S8: solo (50%) + calagem + adubo mineral + esterco (50%).

Fonte: Elaboração da própria autora.

O diâmetro das mudas do substrato S4 (solo + adubo mineral + esterco), foi semelhante ao das demais mudas, mas aos 120 dias as menores médias de diâmetro foram encontradas neste substrato, não diferindo do S2 (solo + esterco). A composição 50% solo + 50% esterco (S2) não contribui para o desenvolvimento do diâmetro das mudas, o que pode ser observado pela média de diâmetro de 4,61 cm no D7 (120 após a emergência). Desde o início das coletas, as mudas que desenvolveram neste substrato não obtiveram um grande incremento em diâmetro, se comparada com os demais substratos avaliados (Tabela 10).

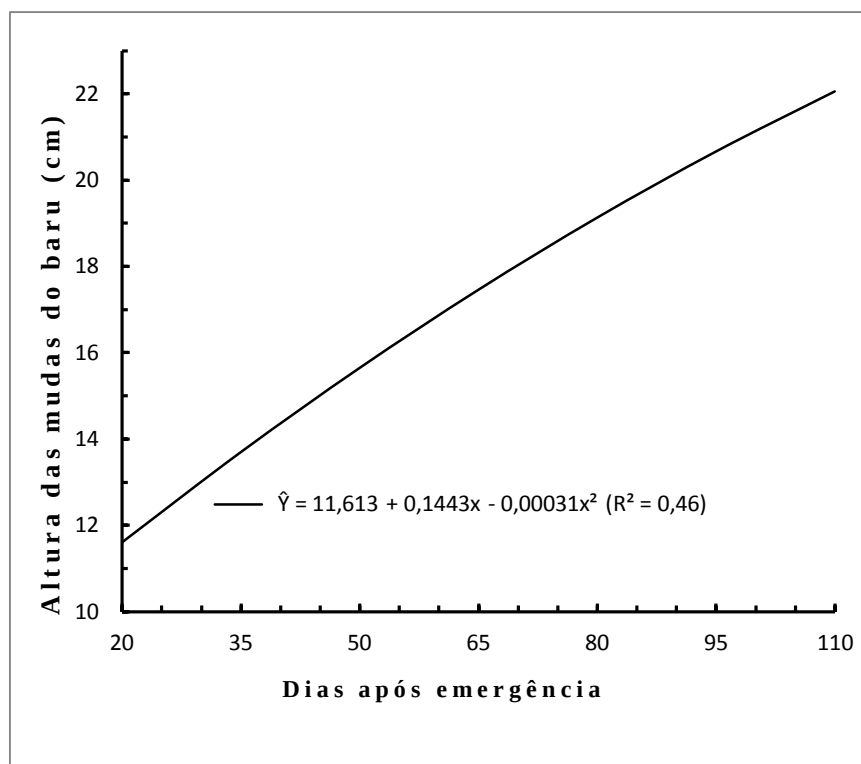
Em trabalhos de Silva et al. (2009) com mangabeira, observaram que o substrato composto por esterco bovino + Plantmax® + solo (1:1:3) e o substrato composto por esterco + solo (2:3) favoreceram o desenvolvimento de mudas de mangabeira, sendo recomendados para a propagação da espécie em sacos de polietileno.

Na análise química do esterco puro (Tabela 2), foram verificados elevados teores de micronutrientes entre eles se destacam o cobre, manganês e zinco (83,5, 239 e 406 mg/kg, respectivamente), que são valores muito altos,

comparados com os outros nutrientes, e isto podem ter causado um efeito fitotóxico as mudas de baru, prejudicando a absorção de outros nutrientes e refletindo no seu desenvolvimento. Duboc et al. (1996) ao analisaram dados nutricionais de mudas de jatobá (*Hymenaea courbaril* L. var. *stilbocarpa* (Hayne) verificou que, grande teores de zinco pode causar inibição de alguns nutrientes e ainda causar prejuízos ao crescimento das mudas.

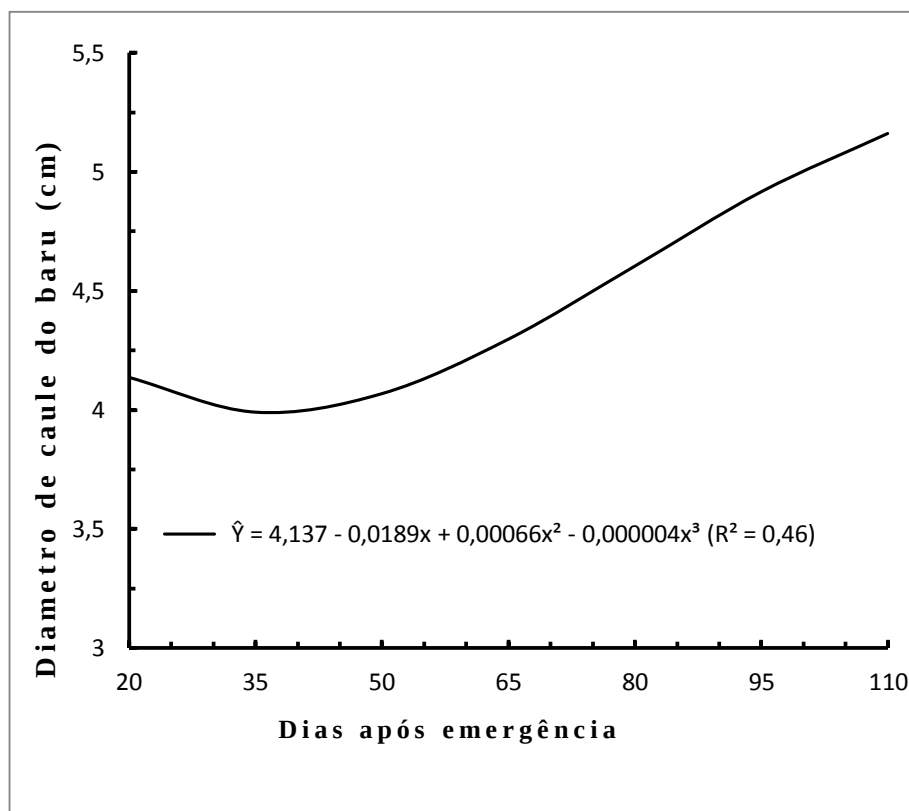
De forma geral, é possível observar que o desenvolvimento das mudas de baru ocorreu de forma crescente nos substratos testados, com ajuste linear tanto para altura e diâmetro. A altura e diâmetro das mudas de baru aumentam de acordo com o tempo de permanência das mudas no substrato (Figuras 3 e 4).

Figura 3 - Altura de mudas de *Dipteryx alata* Vogel. Selvíria-MS, 2011/2012.



Fonte: Elaboração da própria autora.

Figura 4- Diâmetro de mudas de *Dipteryx alata* Vogel. Selvíria-MS, 2011/2012.



Fonte: Elaboração da própria autora.

Para o comprimento de raiz não houve diferenças significativas a 5% de significância. Contudo, é importante destacar as médias do sistema radicular das mudas de baru no substrato S3 (solo + adubo mineral) com 41,20 cm e no substrato S7 (solo + calagem + adubo mineral) com 38,80 cm, se for comparadas com as médias do substrato S1(solo) que foi de 33,40 cm. Através destes dados é possível destacar que a adição da calagem e adubo mineral ocasionou num acréscimo no crescimento radicular das mudas (Tabela 11).

O resultado de comprimento de raiz refletiu na massa seca do sistema radicular das mudas do substrato S1, S3, S5, S7 e S8, que não diferiram entre si. Mas é importante destacar, que as maiores massas foram encontradas nas mudas que desenvolveram no substrato S5 (solo + calagem) e S7 (solo + calagem + adubo mineral). Apesar da espécie estar adaptada em solos de baixa fertilidade e pH, quando foi colocada para se desenvolver num solo com melhor fertilidade seu desenvolvimento radicular foi beneficiado (Tabela 11).

Tabela 10 - Diâmetro de mudas de *Dipteryx alata* Vogel nos substratos (S), mensuradas periodicamente. Selvíria-MS, 2011/2012.

Substratos	Dias de Coleta (DAE) – Diâmetro						
	20	35	50	65	80	95	110
S1	4,46 a	3,84 a	4,11 a	4,46 a	5,16 a	4,54 a	5,40 a
S2	3,41 b	3,20 b	3,37 b	3,70 b	4,06 b	4,08 b	4,61 b
S3	3,90 b	3,76 a	4,21 a	4,30 a	4,75 a	4,34 a	5,18 a
S4	4,41 a	3,83 a	4,19 a	4,03 a	4,63 a	4,17 a	4,73 b
S5	4,34 a	3,90 a	4,29 a	4,34 a	4,93 a	4,58 a	5,34 a
S6	4,04 b	3,80 a	4,30 a	4,73 a	4,80 a	4,80 a	5,88 a
S7	4,38 a	3,81 a	4,18 a	4,46 a	5,13 a	4,55 a	5,31 a
S8	4,50 a	3,78 a	3,93 a	4,37 a	4,91 a	4,98 a	5,70 a

Nota: Letras minúsculas iguais nas colunas não diferem entre si a 5% de probabilidade pelo teste de Tukey. S1: solo (testemunha); S2: solo (50%) + esterco (50%); S3: solo + adubo mineral; S4: solo (50%) + adubo mineral + esterco (50%); S5: solo + calagem; S6: solo (50%) + calagem + esterco (50%); S7: solo + calagem + adubo mineral; S8: solo (50%) + calagem + adubo mineral + esterco (50%).

Fonte: Elaboração da própria autora.

As maiores médias seca das folhas foram encontradas nos substratos S6 compostos por solo + calagem + esterco (4,51 g) e nas mudas do substrato S8 formado por solo + calagem + adubo mineral + esterco (4,46 g). O substrato S6 não diferiu dos substratos S1, S3, S4, S5, S7 e S8, este não diferiu dos demais substratos. Em todas as variáveis analisadas o substrato S2 (solo + composto orgânico) não refletiu num bom desenvolvimento para as mudas de baru. O mesmo foi observado por Paiva Sobrinho et al (2010) em mudas de baru, mangabeira e cagaita, na qual a adição de esterco bovino ou casca de arroz carbonizada foi negativo para o desenvolvimento das mudas.

Através do comportamento das mudas é possível destacar, que o esterco, só será um bom componente de substrato junto ao solo, se for aplicado em menores quantidades e complementado com um adubo mineral ou calagem. Desta forma, o substrato terá uma melhor estabilidade química e física para o desenvolvimento de diversas mudas frutíferas nativas, com o destaque para o baru.

Foi observado através das médias, que as menores massas secas da parte aérea e do sistema radicular foram encontradas no substrato S2 (solo 50% + esterco 50%) e no substrato S4 (solo 50% + adubo mineral + esterco 50%) (Tabela 11). Esses dados confirmam trabalhos de Paiva Sobrinho et al (2010) em que as mudas de baru obtiveram valores de massas da matéria secas aérea e radicular menor nos substratos com esterco.

Nestes substratos foram encontrados altos teores de matéria orgânica, P, Mn, Mg, Fe e Zn em comparação com os demais substratos, além de outros fatores, estes elementos contribuíram para o menor desenvolvimento das mudas de baru no substrato S2 e S4 (Tabela 1).

Tabela 11 - Teste de médias de massas frescas e secas folhas e sistema radicular, comprimento de raiz em mudas de *Dipteryx alata* Vogel nos diferentes substratos (S), aos 120 dias após a semeadura. Selvíria-MS, 2011/2012.

Substratos	FV		
	MSF (g)	MSR (g)	CR (cm)
S1	2,80 ab	2,67 ab	33,40 a
S2	2,59 b	1,06 c	30,35 a
S3	3,60 ab	2,97 a	41,20 a
S4	3,00 ab	1,59 bc	38,60 a
S5	3,84 ab	3,06 a	35,40 a
S6	4,51 a	1,63 bc	36,30 a
S7	3,04 ab	3,14 a	38,80 a
S8	4,46 ab	2,21 ab	38,30 a

Nota: Letras minúsculas iguais nas colunas não diferem entre si a 5% de probabilidade pelo teste de Tukey. S1: solo (testemunha); S2: solo (50%) + esterco (50%); S3: solo + adubo mineral; S4: solo (50%) + adubo mineral + esterco (50%); S5: solo + calagem; S6: solo (50%) + calagem + esterco (50%); S7: solo + calagem + adubo mineral; S8: solo (50%) + calagem + adubo mineral + esterco (50%).

Fonte: Elaboração da própria autora.

A maior massa seca total (MST) foi encontrada no substrato S5 (solo + calcário) com média de 6,90g, contudo, não diferiu dos demais substratos, com exceção do substrato S2 (50% solo + 50% esterco) que obteve 3,66 g. Em relação massa seca da parte aérea/massa seca do sistema radicular (RMS) os

substratos S2 e S8 obtiveram a maior média com 3,24g e a menor relação ocorreu nos substratos S1, S5 e S7, com 1,16g, 1,32g e 1,02 g, respectivamente (Tabela 12).

Costa et al. (2011) e Santos et al. (2011) produziram mudas de jatobazeiro do cerrado e observaram menores massas da matéria seca total (MST) nas mudas que desenvolveram em substratos com grande composição de matéria orgânica. Esse excesso de matéria orgânica pode ter prejudicado o crescimento das raízes, refletindo em menor massa seca aérea e radicular.

Para as mudas de baru não ocorreu diferenças significativas nas variáveis RPAD e RPA/SR. Para o IQD que é uma variável de grande relevância para avaliação de mudas, pois avalia relação massa seca total, altura, diâmetro e massa da matéria seca aérea e radicular, foi observado diferenças significativa nos diferentes substratos. O maior IQD ocorreu no substrato S5 com 1,26 que não diferiu dos substratos S1, S3, S7 e S8 e o menor IQD ocorreu no S2, S4 e S6.

O menor IQD das mudas nos substratos com grandes proporções de esterco, pode ser explicado pelas características físicas e químicas (Tabela 1), há grande concentração de micronutrientes e macronutrientes (principalmente o P) causou um desbalanceamento nutricional, o que resultou em menor desenvolvimento das mudas, aliado a matéria orgânica elevada e pH inadequado ao estabelecimento das mudas de baru. Observando os valores de IQD dos substratos S2, S4 e S6 é evidente que estes substratos não beneficiaram o desenvolvimento das mudas de baru.

Tabela 12 - Teste de médias em mudas de *Dipteryx alata* Vogel nos diferentes substratos (S), aos 120 dias após a semeadura. Selvíria-MS, 2011/2012.

Substratos	VARIÁVEIS				
	MST (g)	RPAD	RMS	RPA/SR(g)	IQD
S1	5,47 ab	4,26 a	1,16 b	0,72 a	1,02 abc
S2	3,66 b	4,33 a	3,24 a	0,71 a	0,50 d
S3	6,58 a	4,68 a	1,32 ab	0,63 a	1,11 ab
S4	4,60 ab	4,14 a	2,61 ab	0,53 a	0,72 cd
S5	6,90 a	4,20 a	1,28 b	0,67 a	1,26 a
S6	6,14 a	4,38 a	2,85 ab	0,72 a	0,85 bcd
S7	6,19 a	4,31 a	1,02 b	0,65 a	1,17 ab
S8	6,68 a	3,99 a	3,24 a	0,62 a	1,08 abc

Nota: Letras minúsculas iguais nas colunas não diferem entre si a 5% de probabilidade pelo teste de Tukey. S1: solo (testemunha); S2: solo + composto orgânico; S3: solo + adubo mineral; S4: solo + adubo mineral + composto orgânico; S5: solo + calagem; S6: solo + calagem + composto orgânico; S7: solo + calagem + adubo mineral; S8: solo + calagem + adubo mineral + composto orgânico. MST = Massa Seca Total, RPAD = Relação Parte aérea/Diâmetro do colo, RMS = Relação massa seca da parte aérea/massa seca do sistema radicular, RPA/SR = Relação comprimento da parte aérea/comprimento do sistema radicular, IQD = Índice de Qualidade de Dickson.

Fonte: Elaboração da própria autora.

Através do teste T para média da análise nutricional das mudas nos substratos S6 compostos por solo + calcário + esterco e no S8 formado por solo + calcário + adubo mineral + esterco foi observada maiores teores de macronutrientes, um destaque para o K, no qual os teores acumulados nas folhas no substrato S6 foi de 21,50 g e no substrato S8 foi 16,66 g, não diferindo entre si (Tabela 13).

Para os valores de P e N nas folhas das mudas no substrato S2 (solo + esterco) foi de 4,01 g e 27,66 g respectivamente, que são valores muito elevados, comparados os demais substratos. Certamente, aliada aos demais macronutrientes, isso influenciou negativamente nos valores de massa seca das folhas (2,59g) (Tabela 10) e na altura e diâmetro das plantas (Tabelas 9 e 10).

Os menores teores de micronutrientes nas folhas foram encontrados nas mudas que desenvolveram no substrato S6 (solo (50%) + calcário + esterco (50%)), com exceção do Zn, que o menor valor foi encontrado no solo, mas não diferiram entre si (Tabela 5), é importante destacar os maiores valores de altura

e diâmetro, foram encontradas no substrato S6, com valores de 25,45 cm e 5,88 cm, respectivamente (Tabelas 9 e 10).

Possivelmente, a adubação orgânica e a calagem podem ter causado uma maior estabilidade aos substratos onde foram adicionados, proporcionando uma melhor adaptação das mudas de baru nestes substratos. Após os resultados gerados no experimento, pode-se afirmar que muitas vezes um aporte nutricional as mudas de barureiro é positivo ao seu desenvolvimento.

Tabela 13 - Teste T para médias dos teores dos nutrientes (3º folha recém-expandida) nas mudas de *Dipteryx alata* Vogel nos diferentes substratos. Selvíria-MS, 2011/2012.

Substratos	Nutrientes – Macronutrientes – g kg ⁻¹					
	N	P	K	Ca	Mg	S
S1	18,29b	1,86cd	9,83 c	3,41 bc	1,17 bc	1,41 b
S2	27,16 a	4,01 a	14,83 bc	7,73 a	2,03 a	2,83 a
S3	17,29 b	2,27 c	10,16 c	3,87 bc	1,06 bc	2,25ab
S4	19,11 b	1,99cd	9,83 c	2,09 c	0,80 c	1,55 b
S5	19,69 b	1,66 d	10,00 c	3,04 bc	1,10 bc	1,35 b
S6	26,74 a	2,97 b	21,50 a	7,03 a	1,50 ab	2,82 a
S7	22,7ab	1,59 d	10,50 c	2,49 c	1,05 bc	1,57 b
S8	26,32 a	3,49ab	16,66 ab	5,94 ab	1,65 ab	2,63 a

Substratos	Nutrientes – Micronutrientes – mg kg ⁻¹				
	Cu	Fe	Mn	Zn	B
S1	5,00 c	168,33ab	281,33 a	20,33 c	46,33 a
S2	14,00ab	124,67bc	54,67 cd	26,66abc	45,00 a
S3	6,33 bc	125,33bc	100,00 c	24,00abc	47,00 a
S4	31,33 a	186,33 a	277,00 a	29,66 a	45,00 a
S5	26,33ab	184,33 a	270,33 a	24,66abc	44,00 a

S6	2,00 c	92,67 c	19,00 d	23,00 bc	27,66 b
S7	6,66 bc	159,33ab	190 b	27,66 ab	40,00 a
S8	3,66 c	98,00 c	43,33 cd	24,66abc	40,00 a

Nota: Letras minúsculas iguais nas colunas não diferem entre si a 1% de probabilidade pelo teste T. S1: solo (testemunha); S2: solo (50%) + esterco (50%); S3: solo + adubo mineral; S4: solo (50%) + adubo mineral + esterco (50%); S5: solo + calcário; S6: solo (50%) + calcário + esterco (50%); S7: solo + calcário + adubo mineral; S8: solo (50%) + calcário + adubo mineral + esterco (50%).

Fonte: Elaboração da própria autora.

Talvez seja uma característica particular desta espécie, que além de ter várias utilidades econômicas (TAKEMOTO et al., 2001; SOARES JUNIOR et al., 2007), ecológicas (SANO et al., 2004; SANO et al., 2006; ARAKAKI et al., 2009), ainda está adaptada a vários tipos de substratos, o que facilita a sua produção de mudas.

4 CONCLUSÕES

Os substratos S5 (solo + calcário) e S7 (solo + calcário + adubo mineral) favoreceram maiores acúmulos de massa de matéria seca nas raízes de mudas de baru.

As maiores médias de matéria seca das folhas foram encontradas nos substratos S6 (solo + calcário + esterco) e S8 (solo + calcário + adubo mineral + esterco).

O substrato S2 (50% solo + 50% esterco bovino) foi desfavorável para produção de mudas de baru.

O substrato S1 (solo) nas características químicas experimentais testadas favoreceu a produção de mudas de baru.

REFERÊNCIAS

- AJALLA, A. C. A. et al. Produção de mudas de baru (*Dipteryx alata* Vog.) sob três níveis de sombreamento e quatro classes texturais de solo. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v. 34, n. 3, p. 888-896, 2012.
- ALMEIDA, M. S. et al. Massa de sementes e profundidades de semeadura no desenvolvimento de mudas de tamarindeiro. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v. 32, n. 2, p. 555-560, 2010.
- ARAKAKI, A. H. et al. O baru (*Dipteryx alata* Vog.) como alternativa de sustentabilidade em área de fragmento florestal do Cerrado, no Mato Grosso do Sul. **Interações Campo Grande**, Campo Grande, v. 10, n. 1, p. 31-39, 2009.
- BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Instrução Normativa nº 28, de 27 de julho de 2007, dispõe sobre manual de métodos analíticos oficiais para fertilizantes minerais, orgânicos, organominerais e corretivos. DOU, jul. 2007.
- COSTA, E. et al. Desenvolvimento inicial de mudas de jatobazeiro do cerrado em Aquidauana-MS. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v. 33, n. 1, p.215-226, 2011.
- COSTA, E. et al. Production of baruzeiro seedling in different protected environments and substrates. **Engenharia Agrícola**, Jaboticabal, v.32, n. 4, p. 633-641, 2012. Disponível em:<http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0100-69162012000400002&lng=en&nrm=iso>. Acesso em: 15 jul. 2013.
- DUBOC, E. et al. Nutrição do jatobá (*Hymenaea courbaril* L. var. *stilbocarpa* (Hayne) Lee et Lang.). **Cerne**, Lavras, v. 2, n. 1, p. 1-12, 1996.
- EMPRESA BRASILEIRA DE PESQUISA AGROPECUÁRIA- EMBRAPA. **Sistema brasileiro e classificação do solo**. Rio de Janeiro: CNPSO, 1999. 412 p.
- HERNANDEZ, F. B. T.; LEMOS FILHO, M. A. F.; BUZETTI, S. **Software HIDRISA e o balanço hídrico de Ilha Solteira**. Ilha Solteira: Faculdade de Engenharia - UNESP - Área de Hidráulica e Irrigação, 1995. 45 p.
- LORENZI, H. **Árvores brasileiras: manual de identificação e cultivo de plantas arbóreas nativas do Brasil**. 3. ed. São Paulo: Plantarum, 2009. v. 2, 384 p.
- OLIVEIRA, A. B.; HERNANDEZ, F. F. F.; ASSIS JÚNIOR, R. N. Pó de coco verde, uma alternativa de substrato na produção de mudas de berinjela. **Revista Ciência Agronômica**, Fortaleza, v. 39, n. 1, p. 39-44, 2008.

- PAIVA SOBRINHO, S. et al. Substratos na produção de mudas de três espécies arbóreas do cerrado. **Revista Brasileira de Ciências Agrárias**, Recife, v. 5, n. 2, p. 238-243, 2010.
- SANO, S. M.; RIBEIRO, J. F; BRITO, M. A. de. **Baru: biologia e uso**. Platina: Embrapa Cerrados, 2004. 52 p. (Documentos, 116).
- SANO, S. M.; BRITO, M. A.; RIBEIRO, J. F. Baru. In: PEREIRA, A. V. et al. **Frutas nativas da região Centro-Oeste do Brasil**. Brasília-DF: Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, 2006. cap. 5, p 76-99.
- SÃO JOSÉ, A. R.; SOUZA, I.V. B. Propagação da mangueira. In: _____(Ed.). **Manga: produção e comercialização**. Vitória da Conquista: UESB, 1992. p. 33-39.
- SANTOS, L. C. R. et al. Ambientes protegidos e substratos com concentrações de esterco comercial e solo na formação de mudas de jatobazeiro em Aquidauana – MS. **Engenharia Agrícola**, Jaboticabal, v. 31, n. 2, p. 249-259, 2011.
- SILVA, E. A. et al. Efeito de diferentes substratos na produção de mudas de mangabeira (*Hancornia speciosa*). **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v. 31, n. 3, p. 925-929, 2009.
- SOARES JÚNIOR, M. S. et al. Qualidade de biscoitos formulados com diferentes teores de farinha de amêndoa de baru (*Dipteryx alata* Vog.). **Pesquisa Agropecuária Tropical**. Goiânia, v. 37, n. 1, p. 51-56, 2007.
- TAKEMOTO, E. et al. Composição química da semente e do óleo de baru (*Dipteryx alata* Vog.) nativo do Município de Pirenópolis, Estado de Goiás. **Rev. Inst. Adolfo Lutz**, São Paulo, v. 60, n. 2, p. 113-117, 2001.

Capítulo 3. Estabelecimento de protocolo de desinfestação para inoculação *in vitro* em disco foliar e sementes de Baru (*Dipteryx alata* Vog.)

RESUMO

O barueiro (*Dipteryx alata* Vog.) é uma fruteira nativa leguminosa com grandes potenciais ambientais, sociais e econômicos, possui aceitação popular, além de ser uma espécie muito produtiva. Devido o avanço extrativista para exploração desta espécie e suas características sazonais, justifica-se pesquisas sobre suas técnicas produtivas. Este trabalho teve como objetivo determinar um protocolo para desinfestação com concentrações de hipoclorito de sódio e tempo de imersão de sementes e disco foliares de baru. O experimento foi realizado no Laboratório de Micropropagação (Cultura de tecido) da UNESP-Campus de Ilha Solteira, SP com dois tipos de explante (sementes e disco foliares) e o efeito do tempo de tratamento do explante no hipoclorito de sódio para controle de contaminantes (fungo e bactérias). O protocolo básico constituiu da lavagem das sementes e folhas em água corrente, detergente, água destilada e posterior tratamento de desinfestação com cinco concentrações de hipoclorito de sódio 2,5% (comercial) as concentrações foram: 0,5% (50 mL NaClO + 200 mL H₂O), 1% (100 mL NaClO + 150 mL H₂O), 1,5% (150 mL NaClO + 100 mL H₂O), 2% (200 mL NaClO + 50 mL H₂O) e 2,5% (250 mL NaClO + 0 mL H₂O) por 5, 10 e 15 minutos. Para as sementes as avaliações de porcentagem de sobrevivência, contaminação e germinação foram realizadas aos 7, 15 e 30 dias após a inoculação das sementes em meio MS, e para as folhas, foi realizada a porcentagem de sobrevivência e contaminação aos 30 dias após a inoculação em meio MS, ambos os tratamentos com 4 repetições, sendo 3 tubos por repetição (1 explante por tubo). O delineamento foi inteiramente ao acaso em esquema fatorial com 3 tempos de exposição e 5 concentrações de NaClO. Os dados foram submetidos à análise de variância e as médias comparadas pelo teste de Duncan, a 5% de probabilidade. Observou-se a maior germinação no tempo de imersão de 15 min, que também controlou 100% das bactérias em ambas as concentrações de NaClO nos discos foliares. As concentrações de hipoclorito de sódio não foram muito eficientes para o controle de fungos nas sementes, mas reduziram a população de bactérias.

Palavras-chave: Assepsia. Baru. Contaminação. Hipoclorito de sódio.

Chapter 3. Establishing disinfestation protocol for inoculation in vitro leaf disc and seed Baru (*Dipteryx alata* Vog.).

ABSTRACT

The barueiro (*Dipteryx alata* Vog.) is a native fruit tree legume with major environmental, social and economic potential, has popular acceptance, besides being a very productive species. Due to the advancement extractive exploitation of this species and its seasonal characteristics justifies research on their production techniques. This study aimed to determine a protocol for disinfection with sodium hypochlorite concentration and immersion time of seed and leaf disc baru. The experiment was conducted at the Laboratory of micropropagation (tissue culture) of UNESP-Ilha Solteira, SP with two types of explant (seed and leaf disc) and the effect of treatment time of explantation in sodium hypochlorite to control contaminants (fungi and bacteria). The basic protocol consisted of washing the seeds and leaves in running water, detergent, distilled water and later disinfestation treatment with five concentrations of sodium hypochlorite 2.5% (commercial) concentrations were 0.5% (50 mL NaClO + 200 mL H₂O) (1% NaClO 100 ml + 150 ml H₂O), 1.5% (NaClO 150 ml + 100 ml H₂O) 2% (NaClO 200 ml + 50 ml H₂O) and 2.5% (250mL NaClO + 0 ml H₂O) for 5, 10 and 15 minutes. For seed reviews of survival percentage, germination and infection were performed at 7, 15 and 30 days after inoculation of the seeds on MS medium, and the leaves, the percentage of survival and infection was performed at 30 days after inoculation MS medium, both treatments with 4 replications, with 3 tubes per replicate (1 explant per tube). The design was completely randomized in a factorial design with three exposure times and concentrations of NaClO 5. Data were subjected to analysis of variance and means were compared by Duncan test at 5% probability. We observed the highest germination in immersion time of 15 min, which also controlled 100% of the bacteria in both concentrations of NaClO in leaf discs. The concentrations of sodium hypochlorite were not very effective for the control of fungi on seeds, but reduced the bacterial population.

Keywords: Asepsis. Baru. Contamination. Sodium hypochlorite.

1 INTRODUÇÃO

O baru é uma espécie com grande importância ecológica, pois seus frutos amadurecem na época seca no bioma Cerrado, alimentando muitas espécies da fauna local (SANO et al., 2004). Silva et al. (2001) destacaram que o baru é uma frutífera nativa que possui um grande potencial alimentar e agroindustrial, necessitando de estudos e pesquisas referentes as técnicas produtivas em qualquer época do ano.

Atualmente o baru já pode também ser propagado *in vitro* devido as seu potencial de indução a morfogênese direta (emissão de raiz e parte aérea) (MAMEDES; SILVA, 2010) com isso trabalhos de produção de mudas poderão ser menos prejudicados por questões sazonais das sementes. Desta forma, é importante estabelecer protocolos que possam diminuir a contaminação *in vitro*, sem prejudicar a germinação das sementes.

A micropropagação é uma técnica que deve ter condições específicas ambientais, assépticas, componentes orgânicos, inorgânicos entre outros (REIS et al., 2008; SANTOS, 2000; SCHUCH; ERIG, 2005; TEIXEIRA; TORRES, 1998). Levando em consideração que o período juvenil das espécies florestais nativas é muito longo (SANO; FONSECA, 2003), a micropropagação auxiliaria em técnicas produtivas de limpeza clonal, microenxertia, propagação rápida com melhoramento de plantas e conservação de germoplasma (SCHUCH; ERIG, 2005).

Contudo, para micropropagar uma espécie existe a necessidade de muitas informações, entre elas destacam-se a dose ideal do regulador de crescimento, formas de controle de patógenos e explante ideal a ser utilizado. Conforme Caldas et al. (1998), a maioria dos sistemas de cultura de tecidos a composição e concentração dos reguladores de crescimento é determinante ao desenvolvimento e estabelecimento das explantes.

Inúmeros produtos e procedimentos são utilizados para desinfestação de explante, e para cada tipo de desinfestação de explante ocorreu variação de protocolos com diferentes tempos e concentrações de imersão de produtos, entre eles destacam-se álcool, hipoclorito de sódio e detergentes (DUTRA et al., 2009).

Este trabalho teve como objetivo determinar o efeito do tempo e concentrações de hipoclorito de sódio para desinfestação de explantes de baru (semente e folha) inoculados *in vitro*.

2 MATERIAL E MÉTODOS

Folhas jovens e sementes de baru foram trazidas até o laboratório de cultura de tecidos (Micropropagação) UNESP- Campus de Ilha Solteira, SP, em junho de 2011 para inoculação *in vitro*. As sementes foram coletadas da região de Aquidauana-MS e foram produzidas mudas para fornecimento dos discos foliares.

As sementes e as folhas (explantes) foram beneficiadas no laboratório seguindo o seguinte protocolo:

1. Os explantes foram lavados em água corrente e colocados em detergente padrão Tween 20, contendo 500 ml de água destilada com 5 mL do reagente por 10 minutos.
2. Os explantes foram lavados em água corrente e depois foram colocados em um Becker com água destilada.
3. Após esses procedimentos as folhas e sementes foram manipuladas em câmara de fluxo laminar e submetidas por um minuto a álcool 70%.
4. Depois os explantes foram submetidos a tratamentos de tempos e concentrações de NaClO. Os tempos foram 5, 10 e 15 minutos de exposição nas concentrações de 0,5%, 1%, 1,5%, 2,0% e 2,5% de NaClO.
5. Foram preparadas 250 ml de solução das cinco concentrações de NaClO (marca comercial) foram: 0,5% (50 mL NaClO + 200 mL H₂O), 1,0% (100 mL NaClO + 150 mL H₂O), 1,5% (150 mL NaClO + 100 mL H₂O), 2,0% (200 mL NaClO + 50 mL H₂O) e 2,5% (250 mL NaClO + 0 mL H₂O).
6. Após a execução dos tratamentos os explantes foram lavados com água autoclavada (6 lavagens) e inoculadas em meio MS.

Os discos foliares foram com área aproximada de 1 cm² e as sementes do baru foram inoculados em tubos de ensaio com meio MS (MURASHIGE; SKOOG, 1962) em concentração plena dos sais e colocados para germinar em temperatura de 25 ± 2°C e fotoperíodo de 16 horas de luz a uma intensidade luminosa de 30 $\mu\text{mol. m}^{-2}. \text{s}^{-1}$ (Figuras 1, 2 e 3).

Figura 1 - Sementes de baru sendo inoculadas *in vitro*. Ilha Solteira-SP, 2011.



Fonte: Elaboração da própria autora.

Figura 2 – Sementes de barueiro com 7 dias após a inoculação *in vitro*. Ilha Solteira-SP, 2011.



Fonte: Elaboração da própria autora.

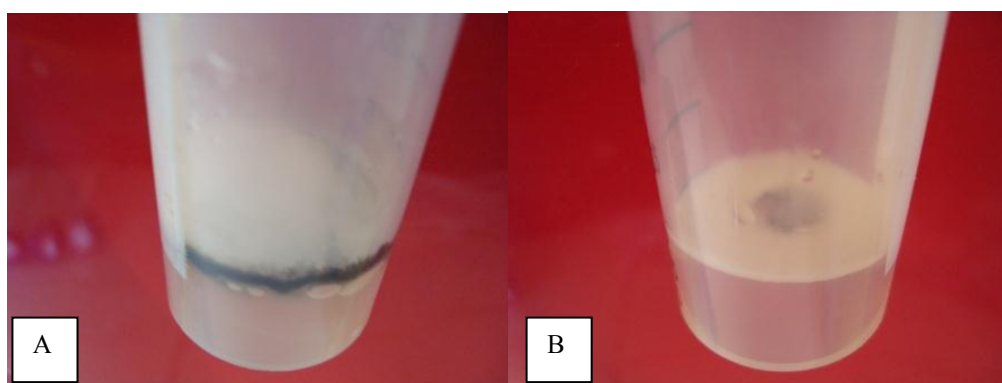
Figura 3 - Disco foliares de baru *in vitro*. Ilha Solteira-SP, 2011.



Fonte: Elaboração da própria autora.

Para as sementes, as avaliações de porcentagem e teste de média para sobrevivência, contaminação e germinação foram realizadas aos 7, 15 e 30 dias após a inoculação das sementes em meio MS, e para as folhas foi avaliada a sobrevivência e a contaminação aos 30 dias por fungos e bactérias (Figura 4) após a inoculação em meio MS, ambos os tratamentos realizados com 12 repetições.

Figura 4: Discos foliares de baru contaminados com fungos (A) e bactérias (B). Ilha Solteira-SP, 2011.



Fonte: Elaboração da própria autora.

O delineamento experimental utilizado foi inteiramente casualizado em esquema fatorial ao acaso com 3 tempos de exposição (5,10 e 15 minutos) e 5 concentrações de NaClO (0,5%, 1%, 1,5%, 2,0% e 2,5%). Cada tratamento foi formado por 4 repetições de 3 sementes ou disco foliares por tratamento. Os

dados foram transformados por raiz ($x + 0,5$), e submetidos à análise de regressão. Também realizada a ANOVA no programa estatístico SAS e com as interações significativas foi aplicado os testes de média de Duncan e SNK.

3 RESULTADOS E DISCUSSÃO

De acordo com a média de porcentagens obtidos pode-se verificar que nas folhas de baru inoculadas, que o tempo de imersão e concentrações do hipoclorito de sódio influenciou na porcentagem de contaminação e sobrevivência das folhas. Entretanto, não ajustou a curva de análise de regressão. Nos explantes inoculados de baru não ocorreu oxidação ou degradação dos tecidos.

No tempo de imersão de 15 minutos houve 100% de controle por bactérias em todas as concentrações de hipoclorito de sódio. Contudo, no tempo 10 min ocorreu 91,76 % de sobrevivência das folhas aos 30 dias após a inoculação e 100% de controle de fungos e bactérias (Tabela 1).

Tabela 1 - Porcentagem de sobrevivência e contaminação microbiana aos 30 dias de cultivo *in vitro* de folhas de Baru, em função do tempo de imersão e concentração de hipoclorito de sódio, Ilha Solteira-SP, 2011.

Tempo de imersão(m)	Concentração de NaClO (%)	Sobrevivência (%)	Contaminação (%)	
			Fungo	Bactéria
5	0,5	25,00	58,33	16,67
	1,0	41,67	41,67	0,00
	1,5	41,67	41,67	0,00
	2,0	33,33	25,00	8,33
	2,5	25,00	66,67	8,33
10	0,5	25,00	66,67	8,33
	1,0	25,00	75,00	0,00
	1,5	58,33	16,67	8,33
	2,0	25,00	58,33	8,33
	2,5	91,67	0,00	0,00
15	0,5	41,67	33,33	0,00
	1,0	58,33	41,67	0,00
	1,5	91,67	0,00	0,00
	2,0	58,33	41,67	0,00
	2,5	50,00	0,00	0,00

Fonte: Elaboração da própria autora.

É importante destacar o controle de microorganismos na micropropagação de plantas para o sucesso da produção (ERIG, 2005; SCHUCH; SANTOS, 2000; TEIXEIRA; TORRES, 1998), contudo, a integridade

física do material é de grande importância para o seu estabelecimento e desenvolvimento *in vitro*.

Observou-se que as concentrações do hipoclorito de sódio controlaram a contaminação das sementes, mas influenciaram na porcentagem de germinação das sementes. Os tratamentos com maiores contaminações por fungos no tempo 5 minutos ocorreu nas concentrações 0,5%, 1% de hipoclorito de sódio com 50% e 58% de contaminação, respectivamente, contudo na dose 0,5% ocorreu 91,67 % de germinação. No tempo 15 minutos de imersão, ocorreu 50 % de contaminação de fungos com 91,67% de germinação (Tabela 2).

A menor contaminação ocorreu no tempo 5 minutos na dose 2,5% com 8,33% de contaminação por fungo e 8,33% de contaminação bactéria com 75 % de germinação. No tempo 15 min na dose 2% a contaminação por bactéria só ocorreu aos 21 dias após a inoculação, possivelmente os microrganismos ficaram latentes ou desenvolveram mais lentamente. Um fato importante é que a germinação das sementes de baru neste tratamento foi de 91,67 % (Tabela 2).

O protocolo utilizado nas folhas com tempo e concentrações NaClO foi mais eficiente para controle de bactérias do que fungos. O baru mostrou-se ser uma planta viável para estabelecimento *in vitro* com a assepsia adequada. Cada explante possui taxa de contaminação por microorganismos diferenciada, desta forma, devem ser tratados com tempos de imersão e doses de hipoclorito diferentes.

Como fonte de explantes pode-se coletar ramos sadios de matrizes no campo, ou utilizar plântulas provenientes de sementes germinadas *in vitro*. A utilização de plântulas oriundas de sementes tem a vantagem de permitir um maior controle sobre a assepsia do explante, em comparação a explantes obtidos no campo (MAMEDES; SILVA, 2010).

Na análise de variância foi possível observar efeito significativo do tempo (T) e D x T (concentrações X tempo), para as dose (D) não foi significativo para fungos e bactérias. Houve diferenças significativas na variável tempo (T) de imersão dos discos foliares das folhas de baru. O tempo de imersão no hipoclorito de sódio influencia na integridade dos discos foliares e na presença de fungos e bactérias (Tabela 3).

Tabela 2 - Porcentagem de contaminação microbiana e germinação de sementes de Baru cultivadas *in vitro*, em função do tempo de imersão e concentração de hipoclorito de sódio, Ilha Solteira-SP, 2011.

Tempo de imersão	Concentração	Fungo			Bactéria			Germinação		
		Contaminação (%)						(%)		
Min	%	7 dias	14 dias	21 dias	7 dias	14 dias	21 dias	7 dias	14 dias	21 dias
5	0,5	25,00	50,00	50,00	8,33	8,33	8,33	16,67	33,33	91,67
	1,0	33,33	66,67	58,33	0,00	8,33	16,67	41,67	58,33	66,67
	1,5	8,33	8,33	16,67	16,67	25,00	16,67	33,33	33,33	41,67
	2,0	8,33	16,67	16,67	8,33	8,33	8,33	16,67	33,33	41,67
	2,5	8,33	8,33	8,33	16,67	16,67	8,33	8,33	58,33	75,00
10	0,5	16,67	25,00	25,00	8,33	8,33	8,33	8,33	50,00	66,67
	1,0	25,00	25,00	41,67	16,67	16,67	16,67	8,33	50,00	83,33
	1,5	8,33	8,33	8,33	8,33	16,67	25,00	8,33	16,67	66,67
	2,0	33,33	41,67	41,67	16,67	16,67	41,67	33,33	41,67	41,67
	2,5	25,00	41,67	41,67	25,00	33,33	33,33	16,67	66,67	83,33
15	0,5	8,33	16,67	16,67	16,67	16,67	16,67	8,33	66,67	66,67
	1,0	16,67	25,00	25,00	8,33	8,33	8,33	33,33	83,33	83,33
	1,5	8,33	8,33	16,67	8,33	25,00	33,33	25,00	58,33	75,00
	2,0	25,00	33,33	50,00	0,00	0,00	8,33	33,33	83,33	91,67
	2,5	0,00	41,67	50,00	0,00	33,33	33,33	8,33	58,33	66,67

Fonte: Elaboração da própria autora.

Tabela 3 - Anova do esquema fatorial de tempo de imersão e concentrações de hipoclorito de sódio em folhas de Baru aos 30 dias de cultivo *in vitro*. Ilha Solteira-SP, 2011.

FV	GL	QM		
		Contaminação (%)		
		Fungos	Bactérias	Material Vivo
Dose (D)	4	0,14290624 ^{ns}	0,00148861 ^{ns}	0,15109357 ^{ns}
Tempo (T)	2	0,32600484*	0,01786328*	0,32302764*
D x T	8	0,20877708*	0,01042025*	0,12206574 ^{ns}
Resíduo	-	0,05155992	0,00866098	0,05913828
CV (%)	-	25,07	12,84	25,71
Média Geral	-	0,945535	0,724361	0,945795

Nota: FV: Fonte de variação; GL: Graus de liberdade; ns= Não significativo a 5% de probabilidade; * significativo a 5% de probabilidade. QM: Quadrado médio.
Fonte: Elaboração da própria autora.

No tempo 5 minutos não houve diferenças significativas para controle de fungos, bactérias e material vivo. Para o tempo 10 minutos os discos foliares que com maior média de sobrevivência foi na concentração de 2%, entretanto não diferiu da concentração de 1%, mas a menor taxa de contaminação por fungos e bactérias ocorreu na concentração de 2% (Tabela 4).

O controle de microrganismos é importante para a cultura de tecidos, mas integridade do explante deve ser mantida, para posteriores estabelecimentos de metodologias com concentrações de hormônios vegetais e aplicação de técnicas de cultivo (DUTRA et al., 2009; SCHUCH; ERIG, 2005).

A média dos materiais vivos, fungos e bactérias no tempo 15 minutos não diferiram entre si, e analisando os valores pode-se notar um eficiente controle de bactérias (sem contaminação com QM e C.V. igual a zero) em todas as concentrações de hipoclorito de sódio testadas para os discos foliares de baru e uma baixa presença de fungos na doses 1,5% e 2,5%, apesar de não haver diferenças estatísticas a 5% probabilidade das demais concentrações (Tabela 4).

Tabela 4 - Tempo de imersão de hipoclorito de sódio em folhas de Baru em cultivo *in vitro*. UNESP, Ilha Solteira-SP, 2011.

Concentrações De Hipoclorito de Sódio	Tempo de imersão de 5 min		
	% de Contaminação		Material
	Fungo	Bactéria	Vivo
0,5	1,0091 A	0,7933 A	0,8365 A
1,0	0,9228 A	0,7071 A	0,9228 A
1,5	1,0522 A	0,7071 A	0,8797 A
2,0	0,8365 A	0,7502 A	0,8797 A
2,5	1,0522 A	0,7502 A	0,8365 A
QM	0,10494677	0,0163037	0,01563037
C.V. (%)	26,23	17,60759	28,61
Média	0,974553	0,741616	0,871026
Tempo de imersão de 10 min			
0,5	1,0953 A	0,7071 A	0,8365 B
1,0	0,7933 BC	0,7502 A	1,0090 AB
1,5	1,0090 A	0,7502 A	0,8365 B
2,0	0,7071 C	0,7071 A	1,1816 A
2,5	0,96593 AB	0,7071 A	0,8796 B
QM	0,30590866	0,00669873	0,26348337
C.V. (%)	23,94	13,04	24,40
Média	0,914162	0,724361	0,948671
Tempo de imersão de 15 min			
0,5	0,8796 A	0,7071 A	0,9228 A
1,0	0,9227 A	0,7071 A	1,0091 A
1,5	0,7071 A	0,7071 A	1,1816 A
2,0	0,9227 A	0,7071 A	1,0091 A
2,5	0,7071 A	0,7071 A	0,9659 A
QM	0,14969497	0	0,11611132
C.V. (%)	24,58	0	24,40
Média	0,827889	0,707107	1,017690

Nota: Letras maiúscula iguais na coluna não diferem entre si pelo teste de SNK a 5% de probabilidade. QM: Quadrado médio; C.V.: Coeficiente de variação (%).

Fonte: Elaboração da própria autora.

Para o teste de média de dose imersão de hipoclorito de sódio e tempo de imersão (D x T) em discos foliares de baru em cultivo *in vitro*, não houve diferenças significativas entre as concentrações 0,5%, 1,0% e 2,5% com o

tempo de imersão de 5, 10 e 15 minutos. O mesmo ocorreu para o controle de fungos e bactérias na dose 1,5% e bactéria na dose 2 % (Tabela 5).

Não houve diferenças estatísticas entre as concentrações do hipoclorito de sódio para bactérias no tempo 15 minutos, ocorrendo 100% do controle de bactérias (Tabelas 1 e 5). O melhor tempo para controle de fungo na dose 2% foi de 10 min e 15 min e foi neste tratamento onde os discos foliares foram menos degradados pelo hipoclorito de sódio. Na dose 1,5 % de hipoclorito de sódio o explante permaneceu com maior viabilidade no tempo 15 minutos e com menor contaminação (Tabela 5).

Os fungos e bactérias causam degradação e morte dos tecidos foliares, dificultando o estabelecimento *in vitro*, por isso os explantes devem ser desinfestados. Brondani et al (2009) testou concentrações de 0,5; 1,0; 1,5; e 2,0% (v/v) de NaClO em clones de eucalipto, e recomendaram os segmentos nodais contendo um par de gemas axilares sem as folhas (1,5 cm) para desinfestação a solução de álcool 70% (v/v) por 15 seg, enxague com água deionizada e a concentração de cloro ativo de 0,5% (NaClO) e acrescidas de Tween 20 (0,05% v/v), durante 10 min.

Tabela 5 - Concentrações de hipoclorito de sódio e tempo de imersão (DxT) em discos foliares de Baru em cultivo *in vitro*, Ilha Solteira-SP, 2011.

Tempo de imersão (min)	Concentrações de hipoclorito de sódio %														
	0,5			1,0			1,5			2,0			2,5		
Min	Fu	Ba	Vivo	Fu	Ba	Vivo	Fu	Ba	Vivo	Fu	Ba	Vivo	Fu	Ba	Vivo
5	1,009A	0,793A	0,836A	0,922A	0,707A	0,922A	1,052A	0,707A	0,879B	0,836AB	0,750A	0,879B	1,052A	0,750A	0,836A
10	1,095A	0,707A	0,836A	0,793A	0,750A	1,009A	1,009A	0,750A	0,836B	0,707B	0,707A	1,181A	0,965A	0,707A	0,879A
15	0,879A	0,707A	0,922A	0,922A	0,707A	1,00A	0,707A	0,707A	1,181A	0,922A	0,707A	1,009AB	0,707A	0,701A	0,9659A
QM	0,1413	0,029	0,029	0,066	0,007	0,029	0,424	0,007	0,424	0,114	0,007	0,275	0,387	0,007	0,053
Média	0,9943	0,735	0,865	0,879	0,721	0,980	0,922	0,721	0,965	0,822	0,721	1,023	0,908	0,7214	0,894
CV %	25,34	15,80	28,36	28,05	11,95	27,19	23,07	11,95	22,53	24,91	11,95	22,44	23,61	11,95	25,35

Nota: Letras maiúscula iguais na coluna não diferem entre si pelo teste de SNK a 5% de probabilidade. Fu: Fungos, Ba: bactérias.

Fonte: Elaboração da própria autora.

Tabela 6 - Anova do esquema fatorial de tempo de imersão e concentrações de hipoclorito de sódio em sementes de Baru aos 30 dias de cultivo *in vitro*. Ilha Solteira-SP, 2011.

FV	GL	QM			
		Sobrevivência	Fungos	Bactérias	Germinação
Concentrações(D)	4	0,00049 ^{ns}	0,249*	0,096*	0,107 ^{ns}
Tempo (T)	2	0,00049 ^{ns}	0,024 ^{ns}	0,074 ^{ns}	0,274*
D x T	8	0,00049 ^{ns}	0,201 ^{ns}	0,040 ^{ns}	0,098 ^{ns}
Resíduo	-	0,0049	0,046	0,033	0,065
CV (%)	-	1,820	25,860	23,417	26,839
M. Geral	-	1,223	0,837	0,785	0,952

Nota: FV: Fonte de variação; GL: Graus de liberdade; NS = Não significativo a 5% de probabilidade pelo Teste de Duncan; * significativo a 5% de probabilidade. QM: Quadrado médio.

Fonte: Elaboração da própria autora.

Aos 30 dias de cultivo *in vitro* observou-se efeito significativo das concentrações (D) para fungos e bactérias, e os tempos de imersão influenciaram na germinação das sementes de baru. Para as concentrações X Tempo não houve efeito significativo em nenhuma das variáveis analisadas (Tabela 6).

Em todos os tempos testados a maior germinação ocorreu em 15 minutos, e nos tempos 5 e 10 minutos não diferiram entre si (Tabela 7). De acordo com os dados de emergência das sementes de baru, recomenda-se o protocolo testados de 15 minutos de imersão com concentrações de 1,5% de NaClO para desinfestação de semente. Esse protocolo discorda do trabalho de Pinhal (2012) para desinfestação de sementes de baru, na qual a dose de 2,5% e o tempo de imersão de 10 minutos com hipoclorito de sódio obteve um satisfatório controle de fungos e bactérias.

Desta forma, se aumentar a dose do hipoclorito deve-se diminuir o tempo de imersão, para que ocorra a perda da viabilidade germinativa das sementes do baru. Muitos fatores podem interferir na micropropagação das espécies, entre eles Dutra et al. (2009) relatam que o procedimento de desinfestação também pode variar em função do tipo e origem do explante e da forma e local que são manipulados.

Tabela 7 - Germinação de baru com concentrações de hipoclorito de sódio e tempo de imersão de hipoclorito de sódio em sementes de Baru em cultivo *in vitro*. Ilha Solteira-SP, 2012.

Tempo	Germinação (%)
5	0,93142 B
10	0,92854 B
15	0,99756 A
C.V.(%)	26,83

Nota: Letras maiúsculas iguais na coluna não diferem entre si pelo teste de Duncan a 5% de probabilidade.

Fonte: Elaboração da própria autora.

A maior média de contaminação para bactérias ocorreu na dose 2,5% e 1,5 % não diferindo entre si. Para fungo a menor média ocorreu na dose 1,5% (Tabela 8). As concentrações de hipoclorito de sódio não foram muito eficientes para o controle de fungos, apesar das sementes obterem boa taxa de germinação das sementes (Tabela 2).

Tabela 8 - Contaminação de fungo e bactéria nas concentrações de hipoclorito de sódio e tempo de imersão em sementes de Baru em cultivo *in vitro*. Ilha Solteira-SP, 2011.

Concentrações de Hipoclorito de Sódio	Contaminação (%)	
	Fungo	Bactéria
0,5	0,84131 A	0,759B
1,0	0,88924 A	0,764B
1,5	0,75983 B	0,807 AB
2,0	0,86048 A	0,769B
2,5	0,83652 A	0,826 A
C.V. (%)	25,85	23,41

Nota: Letras maiúscula iguais na coluna não diferem entre si pelo teste de Duncan a 5% de probabilidade.

Fonte: Elaboração da própria autora.

Muitos destes fungos encontrados nas sementes podem ter origem na de falta de assepsia ou muitas vezes associados a fungos endofíticos. Existe a necessidade de maiores pesquisas e estudos nesta área. Com estes resultados verificou-se a possibilidade das sementes do baru germinarem *in vitro* e o uso eficiente do hipoclorito de sódio para desinfestação de sementes e discos foliares.

Através dos tratamentos com hipoclorito de sódio foi possível verificar o maior controle de bactérias do que fungos nas sementes. Em futuros trabalhos devem ser testados fungicidas para maior eficiência no controle de contaminação.

4 CONCLUSÕES

O tempo de imersão e as concentrações influenciam na germinação das sementes e na sobrevivência de folhas de baru cultivadas *in vitro*.

O tempo de imersão de 15 minutos controlou 100% das bactérias em ambas as concentrações de NaClO nos discos foliares.

Recomenda-se os protocolos testados de 15 minutos com 1,5% de NaClO para desinfestação de sementes e 10 minutos na dose 2% de NaClO para desinfestação de discos foliares.

REFERÊNCIAS

- BRONDANI, G. E. et al. Estabelecimento, multiplicação e alongamento *in vitro* de *Eucalyptus benthamii* Maiden & Cabbage x *Eucalyptus dunnii* Maiden. **Revista Árvore**, Viçosa, v. 33, n. 1, p. 11-19, 2009.
- CALDAS, L. S. et al. **Cultura de tecidos e transformação genética de plantas**. Brasília-DF: Embrapa-SPI/Embrapa-CNPq. 1998. p. 87- 132.
- DUTRA, L. F.; WENDLING, I.; BRONDANI, G. E. A micropropagação de eucalipto. **Pesquisa Florestal Brasileira**, Colombo, n. 58, p. 49-59, 2009.
- MAMEDES, T. C.; SILVA, S. A. Cultivo in vitro de explantes de *Dipteryx alata*. In: SEMINÁRIO DE INICIAÇÃO CIENTÍFICA, 8.; JORNADA DE PESQUISA E PÓS-GRADUAÇÃO, 5. 2010, Itapemiri. **Anais...** Itapemiri: Universidade Estadual de Goiás, 2010. 1 CD-ROM.
- MURASHIGE, T.; SKOOG, F. A revised medium for rapid growth and bioassays with tobacco tissue culture. **Physiologia Plantarum**, Copenhagen, v. 15, n. 3, p. 473-497, 1962.
- PINHAL, H. F. **Estabelecimento in vitro do baruzeiro (*Dipteryx alata* Vog.)**. 2012. 54 f. Dissertação (Mestrado) - Instituto de Ciências Agrárias, Universidade Federal de Uberlândia, Uberlândia, 2012.
- REIS, E. S. et al. Influência do meio de cultura na germinação de sementes in vitro e taxa de multiplicação de *Melissa officinalis* L. **Revista Ceres**, Viçosa, v. 55, n. 3, p. 160-167, 2008.
- SANO, S. M.; FONSECA, C. E. L. **Taxa de sobrevivência e frutificação de espécies nativas do cerrado**. Planaltina: Embrapa Cerrados, 2003. 20 p. (Boletim de Pesquisa e Desenvolvimento, 83).
- SANO, S. M.; RIBEIRO, J. F.; BRITO, M. A. **Baru: biologia e uso**. Platina: Embrapa Cerrados, 2004. 52 p. (Documentos, 116).
- SANTOS I. R. I. Criopreservação: potencial e perspectivas para a Conservação de germoplasma vegetal. **Revista Brasileira de Fisiologia Vegetal**, Campinas, v. 12, p. 70-84, 2000. Edição Especial.
- SCHUCH, M. W.; ERIG, A. C. Micropropagação e plantas frutíferas. In: FACHINELLO, J. C.; HOFFMANN, A.; NACHTIGAL, J.C. **Propagação de plantas frutíferas**. Brasília-DF: Embrapa Informações Tecnológica, 2005. Cap. 8, p.155-173.
- SILVA, D. B.; SILVA, J. A.; JUNQUEIRA, N. T. V.; ANDRADE, L. R. M. **Frutas do Cerrado**. Brasília. DF: Embrapa Informações Tecnológicas, 2001. 179 p.

TEIXEIRA, S. L.; TORRES, A. C. Organização do laboratório de cultura de tecidos de plantas. In: TORRES, A. C.; CALDAS, L. S.; BUSO, J. A. **Cultura de tecidos e transformação genética de plantas**. Brasília-DF: Embrapa-SPI/Embrapa-CNPH, 1998. p. 71-86.

Capítulo 4. Multiplicação e alongamento *in vitro* de Baru (*Dipteryx alata* Vog.).

RESUMO

O barueiro é uma espécie com potenciais econômicos e ambientais. Desta forma, métodos de propagação alternativos são de grande importância para manutenção e exploração da espécie. A micropropagação é uma técnica que está em grande expansão, e pode ser utilizada como ferramenta para propagar espécies frutíferas nativas, dentre elas destaca-se por segmentos nodais. Com isso, objetivou-se com este trabalho micropropagar segmentos nodais (explantes) com diferentes concentrações de fitorreguladores vegetais. Os experimentos com multiplicação de segmentos nodais com diferentes concentrações de BAP (6-benzilaminopurina) e ANA (ácido naftaleno acético) foi desenvolvido no laboratório de cultura de tecidos da UNESP- Campus de Ilha Solteira-SP, no período de janeiro a março de 2012. Os segmentos nodais de 1 cm foram retirados de plântulas germinadas *in vitro* e estabelecidos em meio de cultivo MS básico suplementado com diferentes concentrações de BAP: 0; 1; 1,5 e 2 mg L⁻¹ e ANA: 0; 0,5; 1,0 e 1,5 mg L⁻¹. Os explantes foram armazenados em sala de crescimento com condições específicas e controladas. Aos 45 e 60 dias de cultivo foi avaliado o número dos brotos, número de folhas, número de gemas, comprimento de brotações e presença de calo. Foi utilizado o delineamento inteiramente casualizado, sendo 12 repetições (3 tubos por repetições) e um explante por recipiente. Os dados foram submetidos à análise de regressão e teste de média. Observou-se que barueiro possui totipotência para micropropagação *in vitro*. A concentração de ANA de 1,0 mg L⁻¹ ocorreu maior presença de calo. É possível micropropagar o baru *in vitro*.

Palavras-chave: Micropropagação. Reguladores de vegetais. Segmentos nodais.

Chapter 4. Multiplication and elongation in vitro Baru (*Dipteryx alata* Vog.).

ABSTRACT

The barueiro is a species with economic and environmental potential. Thus, alternative methods of propagation are of great importance for maintenance and operation of the species. Micropropagation is a technique that is rapidly expanding, and can be used as a tool to propagate native fruit species, among them stands out for nodal segments. Thus, the aim of this work micropropagate nodal segments (explants) with different concentrations of plant growth regulators. Experiments with multiplication of nodal segments with different concentrations of BAP (6-benzylaminopurine) and NAA (naphthalene acetic acid) was developed in the laboratory tissue culture UNESP-Campus Ilha Solteira-SP, in the period January-March 2012. Nodal segments of 1 cm were removed from seedlings germinated in vitro and established in the basic MS culture medium supplemented with different concentrations of BAP: 0; one; 1.5 and 2 mg L⁻¹ and NAA 0; 0.5; 1.0 and 1.5 mg L⁻¹. The explants were stored in growth with specific and controlled conditions room. At 45 and 60 days of cultivation was rated the number of shoots, number of leaves, number of buds, shoots length and presence of callus. A completely randomized design was used, with 12 repetitions (reps for 3 tubes) and one explant per well. Data were subjected to regression analysis and mean test. Noted that barueiro has totipotency for in vitro micropropagation. The concentration of NAA 1.0 mg L⁻¹ resulted in more callus. You can baru in vitro micropropagation.

Keywords: Micropropagation. Regulators vegetables. Nodal segments.

1 INTRODUÇÃO

O barueiro é uma espécie com potencial de utilização florestal, alimentar, econômico e social (SANO et al., 2004; SANO et al., 2006; SILVA et al., 2001; TAKEMOTO et al., 2001;). Desta forma, justificam-se áreas com plantios comerciais e desenvolvimento de técnicas de propagação. Uma técnica que poderia ser explorada para pesquisas de propagação do baru é a micropropagação.

A micropropagação é realizada em ambientes controlados e possui metodologias específicas (SCHUCH; ERIG, 2005). A micropropagação não deve ser visualizada isoladamente, mas sim, como uma ferramenta de complementação das demais técnicas convencionais de propagação.

A maioria das espécies lenhosas possui dificuldades para propagação, com isso a cultura de tecido, poderia ser uma alternativa para a multiplicação vegetativa destas plantas e utilização na produção comercial de mudas (ASSIS; TEIXEIRA, 1998).

De forma geral, há carência de trabalhos de propagação *in vitro* de espécies florestais (OLIVEIRA et al., 2013), uma vantagem grande da micropropagação de espécie florestais e a conservação de germoplasma (DUTRA et al., 2009).

De acordo com Caldas et al. (1998) existe a necessidade de concentração dos reguladores de crescimento para o desenvolvimento *in vitro*. Os mais utilizados são as auxinas e citocininas, que atuam na diferenciação nos tecidos, interferência na dominância apical, crescimento de caules e folhas por divisão e alongamento celular (TAIZ; ZEIGER, 2004).

A aplicação de técnicas de micropropagação poderá definir métodos e protocolos que facilitarão a propagação das espécies florestais mais produtivas e demandadas pelos sistemas produtivos.

Desta forma, objetivou-se com este experimento avaliar a concentração de BAP (6-benzilaminopurina) e ANA (ácido naftaleno acético) na multiplicação de segmentos nodais de baru.

2 MATERIAL E MÉTODOS

O experimento com multiplicação de segmentos nodais com diferentes concentrações de BAP e ANA foi desenvolvido no laboratório de cultura de tecidos da UNESP- Campus de Ilha Solteira-SP no período de janeiro a março de 2012.

Segmentos nodais de 1 cm foram estabelecidos em meio de cultura MS básico (MURASHIGE; SKOOG, 1962), e suplementado com concentrações de reguladores vegetais: BAP (6-benzilaminopurina) 0; 1; 1,5 e 2 mg L⁻¹ e ANA (ácido naftaleno acético), 0; 0,5; 1,0 e 1,5 mg L⁻¹.

Os segmentos nodais foram retirados de plântulas germinadas (matriz) *in vitro* para melhor controle de microorganismos (Figura 1).

Figura 1 – Plântula de barueiro germinada *in vitro*. Ilha Solteira-SP, 2012.



Fonte: Elaboração da própria autora.

Após a inoculação, os segmentos nodais foram mantidos em sala de crescimento a $25\pm 2^{\circ}\text{C}$ de temperatura, irradiância de $36\text{ mmol m}^{-2}\text{ s}^{-1}$, fornecida por lâmpadas fluorescentes do tipo branca-frias e fotoperíodo de 16 horas (Figura 2).

Figura 2 - Segmentos nodais de barueiro na sala de crescimento. Ilha Solteira-SP, 2012.



Fonte: Elaboração da própria autora.

Aos 30 dias após a inoculação das miniestacas, o meio de cultura foi trocado para manter as características nutricionais para crescimento vegetal.

Aos 45 e 60 dias de cultivo foram realizadas as seguintes avaliações: número de brotos (NB), número de gemas (NG), número de folhas (NF), comprimento de brotos (CB) e presença de calo (PC).

O delineamento experimental utilizado foi o inteiramente casualizado, sendo 12 repetições com 3 tubos por repetições, contendo 1 segmento nodal por tubo. Os dados foram transformados em raiz ($x + 0,5$), submetidos à análise de regressão e teste de média no programa estatístico SAS.

3 RESULTADOS E DISCUSSÃO

Para as concentrações de BAP em meio de cultura MS dos segmentos de baru aos 45 e 60 dias de inoculação *in vitro* não foram significativas a 5% de probabilidade em todas variáveis analisadas (Tabelas 1). Contudo, os segmentos nodais mantidos no meio de cultura com ANA foram significativos para presença de calo (Tabela 2).

É importante destacar que não houve ajuste para a análise de regressão nas concentrações de fitorreguladores vegetais.

Tabela 1 - Anova para concentrações de BAP em meio de cultura MS em segmentos nodais de Baru aos 45 e 60 dias de inoculação *in vitro*. Ilha Solteira-SP, 2012.

FV	GL	QM - Desenvolvimento <i>in vitro</i>				
		NB	NG	NF	CB	PC
BAP	3	0,0702 ^{ns}	0,0583 ^{ns}	0,0559 ^{ns}	0,0473 ^{ns}	0,0691 ^{ns}
(45 dias)						
C.V. (%)	-	28,57	27,80	31,89	23,42	28,47
Média	-	0,7725	0,7617	0,7412	0,7552	0,7974
BAP	3	0,0953 ^{ns}	0,0702 ^{ns}	0,2670 ^{ns}	0,0438 ^{ns}	0,1293 ^{ns}
(60 dias)						
CV (%)	-	28,06	32,10	49,45	26,38	34,92
Média	-	0,7725	0,7655	0,7953	0,7570	0,8830

Nota: FV: Fonte de variação; GL: Graus de liberdade; NS = Não significativo a 5% de QM: Quadrado médio. NB: Número de brotações, NG: Número de gemas, NF: Número de folhas, CB: Comprimento de brotações, PC: Presença de calo.

Fonte: Elaboração da própria autora.

Tabela 2 - Anova para concentrações de ANA em meio de cultura MS em segmentos nodais de Baru aos 45 e 60 dias de inoculação *in vitro*. Ilha Solteira-SP, 2012.

FV	GL	QM - Desenvolvimento <i>in vitro</i>				
		NB	NG	NF	CB	PC
ANA	3	0,0403 ^{ns}	0	0	0,0170 ^{ns}	0,7304*
(45 dias)						
CV (%)	-	19,10	0	0	12,29	40,29
Média	-	0,7361	0,7071	0,7071	0,7259	0,8810
ANA	3	0,0359 ^{ns}	0	0	0,0214 ^{ns}	0,6269*
(60 dias)						
CV (%)	-	21,32	0	0	13,86	44,43
Média	-	0,7468	0,7071	0,7071	0,7300	0,9019

Nota: NB: número de brotações, NG: Número de gemas, NF: Número de folhas, CB: Comprimento de brotações, PC: Presença de calo. * significativo a 5% de probabilidade.

Fonte: Elaboração da própria autora.

A concentração com maior presença de calo ocorreu com 1,0 mg L⁻¹, diferindo estatisticamente das demais concentrações. Na concentração de 1,0 mg L⁻¹ após os 45 dias iniciou a formação de calo, e a concentração de 1,5 mg L⁻¹ foi uma dose elevada e pode ter inibido a formação de calo nos segmentos nodais do baru (Tabela 3).

Tabela 3 - Concentrações de ANA em meio de cultura MS em segmentos nodais de Baru aos 45 e 60 dias de inoculação *in vitro*. Ilha Solteira-SP, 2012.

Concentrações de ANA	Presença de calo	
	ANA (45dias)	ANA (60 dias)
0	0,7071B	0,7071 B
0,5	0,7071B	0,8041 B
1,0	1,2305 A	1,2305 A
1,5	0,8797B	0,8662 B

Nota: Letras maiúscula iguais na coluna não diferem entre si pelo teste de Duncan a 5% de probabilidade.

Fonte: Elaboração da própria autora.

O fitorregulador ANA atua na diferenciação celular (TAIZ; ZEIGER, 2004) e isso pode ter auxiliado no desenvolvimento de calos nos segmento nodais do baru (Tabela 3). A composição do meio de cultura, o tipo e concentrações de auxina são variáveis que mais influenciam no enraizamento das espécies florestais. Entretanto, as respostas do tecido vegetal são dependentes do material genético (OLIVEIRA et al., 2013).

Cada espécie frutífera nativa florestal possui as suas particularidades para serem micropropagadas, e pode variar desde o tipo de explante e elementos nutritivos. Motoike et al. (2007) testaram para jabuticabeira a micropropagação com cotilédones e observaram a ocorrência de embriogênese somática.

Mamedes e Silva (2009) observaram que vários tipos de segmentos do baru apresentam competência para morfogênese direta. Dentre os explantes utilizados para propagação vegetativa *in vitro* o uso do colo de plântulas de baru foi o segmento que mais apresentou morfogênese indireta (calogênese). Contudo, as concentrações dos meios testados foram MS e 1/4MS, acrescidos $2,0 \text{ mg.L}^{-1}$ de ácido naftalenoacético (ANA) e $2,0 \text{ mg.L}^{-1}$ de carvão ativado, que é uma concentração maior que a utilizada neste experimento, na qual, não foi adicionado nenhum aditivo ou completo ao meio de cultura.

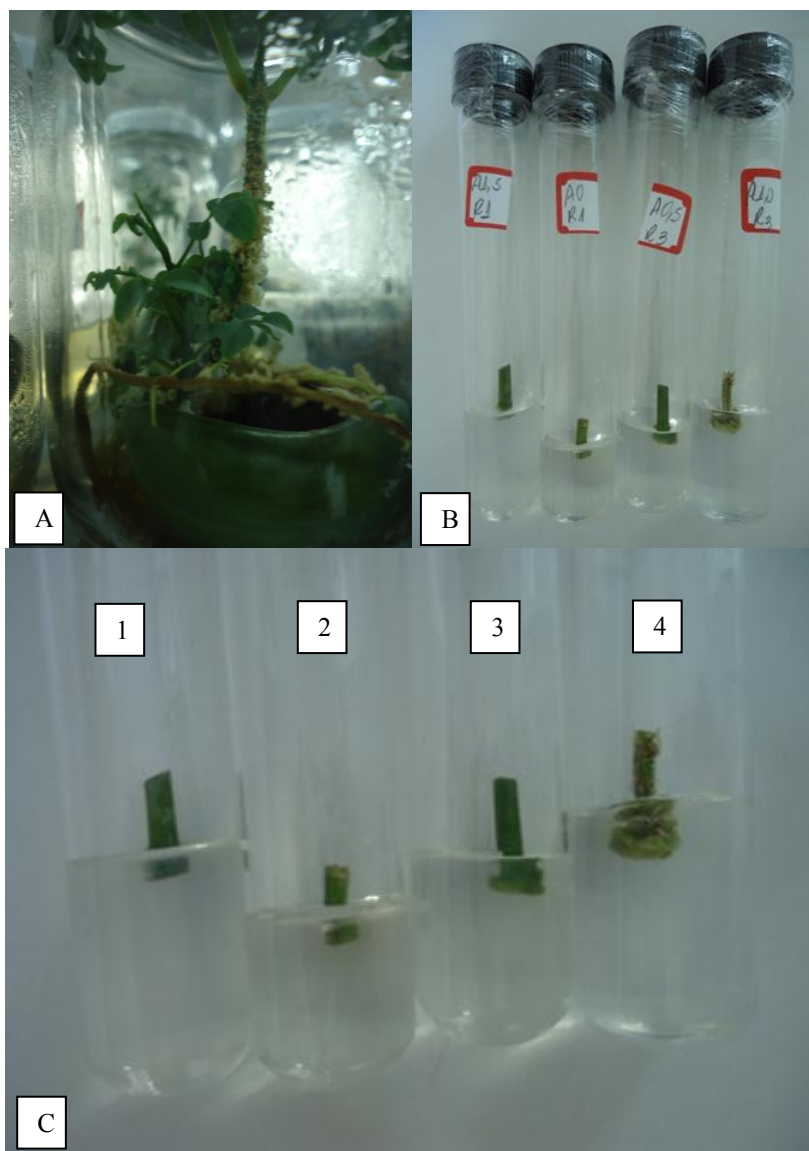
De forma geral, foi verificado que concentrações acima de $1,0 \text{ mg L}^{-1}$ prejudicaram a formação de calo nos segmento nodais de baru (Tabela 2). O barueiro possui totipotência para o desenvolvimento *in vitro* com a concentração de hormônio vegetal ideais.

Para as concentrações de BAP (6-benzilaminopurina) testadas com segmentos caulinares do baru não ocorreu diferença significativa a 5% de probabilidade (Tabela 2), contudo, foi observado um desenvolvimento nas concentrações $1,5$ e 2 mg L^{-1} (Figura 4).

Em futuras pesquisas poderiam ser testadas concentrações maiores ou menores de BAP para indução de brotações, combinações de fitorreguladores ou a utilização de outros tipos de explantes. Santos et al. (2006) relataram em suas pesquisas com micropropagação de pequi, que a presença de BAP no meio de cultivo é importantes para a indução de brotações em segmentos nodais de pequi e que para a micropropagação de explantes de

pequizeiro, recomenda-se a adição de $0,75 \text{ mg L}^{-1}$ de BAP + $0,05 \text{ ANA mg L}^{-1}$ na fase de multiplicação.

Figura 3 - A: mudas de baru germinada in vitro; B: Concentrações de ANA com segmentos caulinares de baru; C: 1: Concentração $1,5 \text{ mg L}^{-1}$; 2 : Concentração 0 (testemunha); 3: Concentração $0,5 \text{ mg L}^{-1}$; 4: Concentração $1,0 \text{ mg L}^{-1}$. Ilha Solteira-SP, 2012.

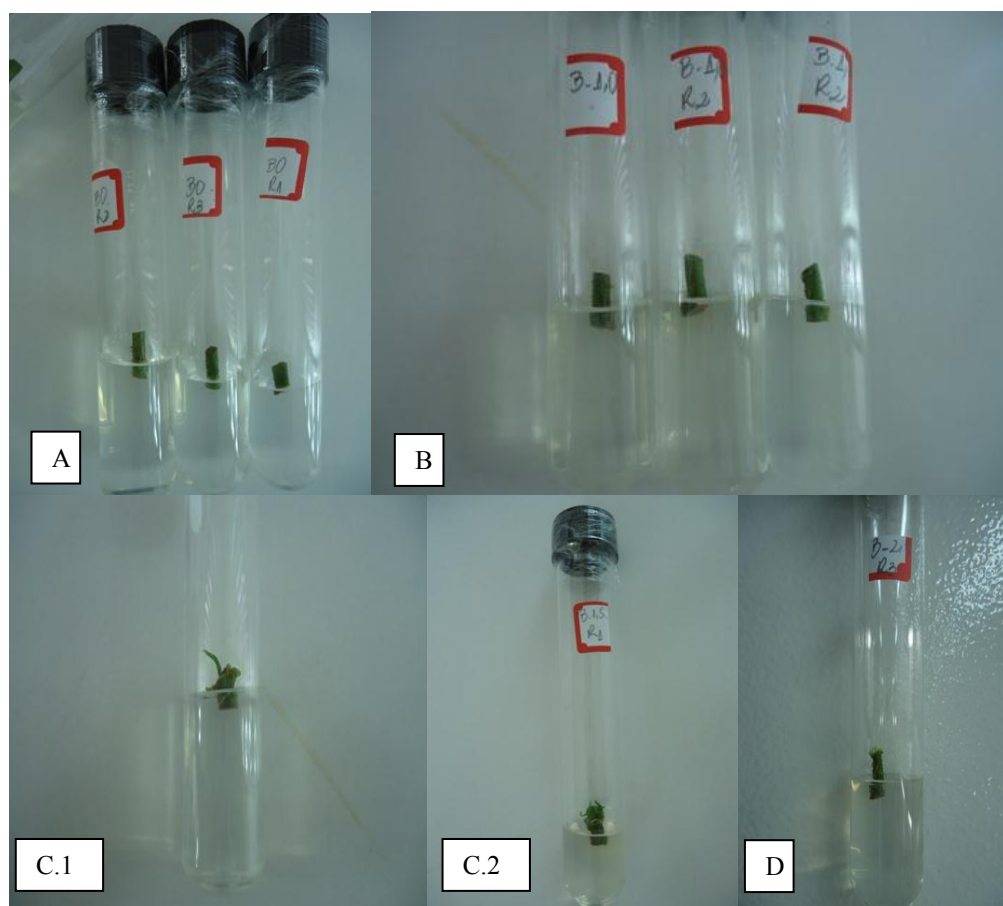


Fonte: Elaboração da própria autora.

Desta forma, justificam-se pesquisas com concentrações de reguladores vegetais para micropropagação de baru. O baru é uma espécie frutífera nativa com potencial de micropropagação. É importante destacar que os segmentos nodais que não expressaram crescimento não oxidaram e a contaminação de

microorganismos foi baixa, não comprometendo a execução do experimento (Figuras 3 e 4).

Figura 4: Tubos de ensaio para micropropagação de baru com diferentes concentrações de BAP (6-benzilaminopurina): A (0); B (1 mg L⁻¹); C.1 e C.2 (1,5 mg L⁻¹) e D (2 mg L⁻¹). Ilha Solteira-SP, 2012.



Fonte: Elaboração da própria autora.

4 CONCLUSÕES

O barueiro possui totipotência para micropropagação *in vitro*.

Na concentração de 1,0 mg L⁻¹ de ANA ocorre maior presença de calo.

REFERÊNCIAS

- ASSIS, T. F.; TEIXEIRA, S. L. Enraizamento de espécies lenhosas. In: TORRES, A. C.; CALDAS, L. S.; BUSO, J. A. **Cultura de tecidos e transformação genética de plantas**. Brasília-DF: Embrapa-SPI/Embrapa-CNPq. 1998. p. 261-296.
- CALDAS, L. S.; HARIDASAN, P.; FERREIRA, M. E. Meios nutritivos In: TORRES, A. C.; CALDAS, L. S.; BUSO, J. A. **Cultura de tecidos e transformação genética de plantas**. Brasília-DF: Embrapa-SPI/Embrapa-CNPq. 1998. p. 87- 132.
- DUTRA, L. F.; WENDLING, I.; BRONDANI, G. E. A micropropagação de eucalipto. **Pesquisa Florestal Brasileira**, Colombo, n. 58, p. 49-59, 2009.
- MAMEDES, T. C.; SILVA, S. A. Cultivo in vitro de explantes de *Dipteryx alata*. In: SEMINÁRIO DE INICIAÇÃO CIENTÍFICA, 8.; JORNADA DE PESQUISA E PÓS-GRADUAÇÃO, 5. 2010, Itapemiri. Anais... Itapemiri: Universidade Estadual de Goiás, 2010. 1CD-ROM.
- MOTOIKE, S. Y. et al. Somatic embryogenesis of *Myrciaria aureana* (Brazilian grape tree). **Plant Cell, Tissue and Organ Culture**. Dordrecht, v. 89, n. 1 p. 75-81, 2007.
- MURASHIGE, T.; SKOOG, F. A revised medium for rapid growth and bioassays with tobacco tissue culture. **Physiologia Plantarum**, Copenhagen, v. 15, n. 3 , p. 473-497, 1962.
- OLIVEIRA, L. S.; DIAS, P. C.; BRONDANI, G. E. Micropropagação de espécies florestais brasileiras. **Pesquisa Florestal Brasileira**, Colombo, v. 33, n. 76, p. 443-457, 2013.
- SANO, S. M.; RIBEIRO, J. F.; BRITO, M. A. **Baru: biologia e uso**. Platina.:Embrapa Cerrados, 2004. 52 p. (Documento, 116).
- SANO, S. M.; BRITO, M. A.; RIBEIRO, J. F.; Baru. In: PEREIRA, A. V. et al. **Frutas nativas da região Centro-Oeste do Brasil**. Brasília-DF: Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, 2006. cap. 5. p 76-99.
- SANTOS, B. R. et al. Micropropagação de pequizeiro (*Caryocar brasiliense* Camb.). **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v. 28, n. 2, p. 293-296, 2006.
- SCHUCH, M. W.; ERIG, A. C. Micropropagação e plantas frutíferas. In: FACHINELLO, J. C.; HOFFMANN, A.; NACHTIGAL, J.C. **Propagação de plantas frutíferas**. Brasília-DF: Embrapa Informações Tecnológica , 2005. cap. 8, p.155-173.

SILVA, D. B.; SILVA, J. A.; JUNQUEIRA, N. T. V.; ANDRADE, L. R. M. **Frutas do Cerrado**. Brasília-DF: Embrapa Informações Tecnológicas, 2001. 179 p.

TAIZ, L.; ZEIGER, E. **Fisiologia vegetal**. 3. ed. Porto Alegre: Artmed, 2004. p. 318-332.

TAKEMOTO, E. et al. Composição química da semente e do óleo de baru (*Dipteryx alata* Vog.) nativo do Município de Pirenópolis, Estado de Goiás. **Rev. Inst. Adolfo Lutz**, São Paulo, v. 60, n. 2, p. 113-117, 2001.

5 CONSIDERAÇÕES FINAIS

Pesquisas com propagação com barueiro e jatobazeiro são sempre justificadas e de grande importância para manutenção e perpetuação das espécies, devidos seus diversos usos econômico, sociais e ambientais.

Para as duas frutíferas nativas avaliadas, o jatobá-do-cerrado e o baru, o melhor desenvolvimento das mudas ocorreu no substrato solo. A aplicação do calcário e a adubação mineral não prejudicou o crescimento das mudas, sendo recomendadas em situações em que as mudas irão ficar mais tempo no viveiro protegido ou plantadas no campo com um desenvolvimento mais avançado.

Elevadas adições de esterco aos substratos para formação de mudas do barueiro e jatobazeiro não proporcionaram benefícios ao desenvolvimento das espécies. Possivelmente, por existir na composição do esterco bovino grandes concentrações de matéria orgânica e micronutrientes.

Para micropropagação do baru os protocolos de desinfestação de fungos e bactérias testados para o estabelecimento, obtiveram resultados positivos nos explantes testados (sementes e discos foliares). Na qual, foram eficientes o tempo de imersão de 15 min com 1,5% de NaClO para sementes e 10 min na dose 2% de NaClO para desinfestação de discos foliares.

De forma geral o baru mostrou-se ser uma espécie com totipotência para germinação *in vitro*, podendo ser micropropagado em laboratório. Com a concentração de $1,0 \text{ mg L}^{-1}$ de ANA em meio MS ocorreu a formação de calo em miniestaquia. Outros hormônios vegetais podem ser testados para micropropagação do baru, com destaque para o BAP, na qual podem ser testadas concentrações maiores.

As informações geradas são relevantes para novas pesquisas, como conservação de banco de germoplasma, reflorestamento florestal, melhoramento de plantas, definição de técnicas de propagação e produção de mudas em grande escala. Espera-se, que futuramente essas pesquisas possam dar suporte técnico e científico, para uma maior formação de pomares comerciais com frutíferas nativas.