



UNIVERSIDADE FEDERAL DO AMAZONAS
FACULDADE DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIAS FLORESTAIS
E AMBIENTAIS

GERMINAÇÃO DE SEMENTES E PRODUÇÃO DE MUDAS DE
GUARIÚBA (*CLARISIA RACEMOSA* RUIZ ET PAVON) – MORACEAE

LEOCINIRA MENDES DOS SANTOS

MANAUS

2008

LEOCINIRA MENDES DOS SANTOS

**GERMINAÇÃO DE SEMENTES E PRODUÇÃO DE MUDAS DE
GUARIÚBA (*CLARISIA RACEMOSA* RUIZ ET PAVON) – MORACEAE**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Ciências Florestais e Ambientais da Universidade Federal do Amazonas, como requisito para a obtenção do título de Mestre em Ciências Florestais e Ambientais, área de concentração Manejo e Tecnologia de Recursos Florestais Tropicais.

Dissertação apresentada e aprovada em 17 de abril de 2008.

BANCA EXAMINADORA

Antenor Francisco de Figueiredo

Prof. Dr. DPAV/UFAM

Dr. Antenor Pereira Barbosa

Pesq. CPST / INPA

Dr. Carlos Alberto Franco Tucci

Prof. Dr. DEAS/UFAM

Dedico

Ao meu pai Elias Santos, minha Mãe Leonira Santos, a minha filha Jennyfer Stephanie Trindade, ao meu esposo Wanderley Trindade e aos meus irmãos Edinei, Leocimeire e Leocineire pelo amor e apoio na realização deste trabalho.

AGRADECIMENTOS

A Deus, pelo seu amor incondicional, pelo dom da vida, por está ao meu lado em todos os momentos de minha vida;

Ao meu pai Elias Santos e minha mãe Leonira Santos, por estarem sempre presente e apesar da simplicidade me ensinaram a viver dignamente;

Ao meu esposo Wanderley Trindade e a minha filha Jennyfer Stephanie Trindade (minha princesa) nossa pequena grande família pelo amor, carinho e compreensão que existe entre nós;

Aos meus irmãos Edinei, Leocilene (*in memorian*), Leocimeire, Leocineire e sobrinhos Caroline, Ingrid, Ney Guilherme, Ítalo, Elias Neto e Luís Gonzaga pelo carinho e pelos momentos felizes em que passamos juntos;

Ao meu orientador professor Dr. Antenor Francisco de Figueiredo pela confiança, simplicidade e apoio na realização deste trabalho.

Aos Co-orientadores Dr. Antenor Pereira Barbosa pela atenção e boa vontade em me receber para corrigir este trabalho e dar sugestões. Ao Dr. Carlos Aberto Tucci pelas correções e sugestões realizadas neste trabalho.

Aos Professores do Programa de Pós-Graduação em Ciências Florestais e Ambientais – PPGCIFA da Universidade Federal do Amazonas pelas orientações disciplinares durante o curso.

Ao Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia – INPA, por permitir a coleta de material botânico na Reserva Florestal Adolfo Ducke.

As minhas amigas e colegas em especial a Isabel Maria de Azevedo, Dorotéia Couto, Gracilene Fernandes, Melissa Chalco, Elzimar, Ângela Maria, Albanira, Juliana Sena, Sheron Torres, Keyla, Iza, Adélia, Maslova, Cláudia Miranda, Eriane, Weslei e aos demais colegas pelo apoio e convivência no decorrer do curso;

Aos Técnicos do INPA seu Lorival, Edmilson e Cunha pela ajuda na coleta de campo.

A todos que direta ou indiretamente me ajudaram na realização deste trabalho.

AGRADEÇO

LISTA DE FIGURAS

Figura 1 – guariúba (<i>C. racemosa</i>): A) Frutos imaturos e B) Frutos maduros.....	32
Figura 2 – Sementes de guariúba (<i>C. racemosa</i>).....	33
Figura 3 – A e B) Guariúba (<i>C. racemosa</i>): Fases do processo germinativo, C) Plântula normal.....	34
Figura 4 – Efeito dos diferentes substratos na formação de plântula normal de guariúba (<i>C. racemosa</i>).....	35

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 - Composição dos tratamentos utilizados para germinação de sementes de guariúba (<i>Clarisia racemosa</i> Ruiz et Pavon).....	26
Tabela 2 - Composição dos tratamentos utilizados para avaliação do crescimento de mudas guariúba (<i>Clarisia racemosa</i> Ruiz et Pavon).....	29
Tabela 3 – Análise química dos substratos utilizados na produção de mudas de guariúba (<i>Clarisia racemosa</i> Ruiz et Pavon) no início do experimento no viveiro e casa de vegetação.....	30
Tabela 4 - Dados biométricos de frutos e sementes (n= 100) de guariúba (<i>Clarisia racemosa</i> Ruiz et Pavon) - Moraceae.....	32
Tabela 5 - Valores médios da porcentagem e velocidade de emergência de plântula normal (N= 100) de guariúba (<i>Clarisia racemosa</i> Ruiz et Pavon) - Moraceae em diferentes substratos.....	35
Tabela 6 – Análise química dos substratos utilizados na produção de mudas de guariúba (<i>Clarisia racemosa</i> Ruiz et Pavon) aos 120 dias em viveiro.....	36
Tabela 7 – Análise química dos substratos utilizados na produção de mudas de guariúba (<i>Clarisia racemosa</i> Ruiz et Pavon) aos 120 dias em casa de vegetação.....	36
Tabela 8 – Teores de macronutrientes em (g/kg) do nitrogênio (N), fósforo (P) e magnésio (Mg) nas folhas das mudas de guariúba (<i>Clarisia racemosa</i> Ruiz et Pavon) em dois ambientes (viveiro e casa de vegetação) e diferentes substratos aos 120 dias após o transplantio.....	38
Tabela 9 – Teores de Potássio (g/kg) na matéria seca das folhas de guariúba (<i>Clarisia racemosa</i> Ruiz et Pavon) aos 120 dias após transplantio, em dois ambientes (viveiro e casa de vegetação) e diferentes substratos.....	40
Tabela 10 – Teores de Cálcio (g/kg) na matéria seca das folhas de guariúba (<i>Clarisia racemosa</i> Ruiz et Pavon) aos 120 dias após transplantio, em dois ambientes (viveiro e casa de vegetação) e em diferentes substratos.....	41
Tabela 11 – Altura (cm) de mudas de guariúba (<i>Clarisia racemosa</i> Ruiz et Pavon) aos 30, 60, 90 e 120 dias após o transplantio em dois ambientes (viveiro e casa de vegetação) e em diferentes substratos.....	43
Tabela 12 - Diâmetro (mm) de mudas de guariúba (<i>Clarisia racemosa</i> Ruiz et Pavon) aos 30, 60, 90 e 120 dias após o transplantio em dois ambientes (viveiro e casa de vegetação) e diferentes substratos.....	46
Tabela 13 – Número de folhas de mudas de guariúba (<i>Clarisia racemosa</i> Ruiz et Pavon) aos 30, 60, 90 e 120 dias após o transplantio em dois ambientes (viveiro e casa de vegetação) e diferentes substratos.....	47

Tabela 14 - Área foliar (cm ²) de mudas de guariúba (<i>Clarisia racemosa</i> Ruiz et Pavon) aos 120 dias após o transplantio em dois ambientes (viveiro e casa de vegetação) e em diferentes substratos.....	49
Tabela 15 – Peso da massa da matéria seca da parte aérea (g) de mudas de guariúba (<i>Clarisia racemosa</i> Ruiz et Pavon) aos 120 dias após o transplantio em dois ambientes (viveiro e casa de vegetação) e em diferentes substratos.....	50
Tabela 16 – Peso da matéria seca do sistema radicular (g) de mudas de guariúba (<i>Clarisia racemosa</i> Ruiz et Pavon) aos 120 dias após o transplantio em dois ambientes (viveiro e casa de vegetação) e em diferentes substratos.....	52
Tabela 17 – Peso da relação peso da matéria seca da parte aérea / sistema radicular de mudas de guariúba (<i>Clarisia racemosa</i> Ruiz et Pavon) aos 120 dias após o transplantio em dois ambientes (viveiro e casa de vegetação) e diferentes substratos.....	53

SUMÁRIO

INTRODUÇÃO.....	12
2. OBJETIVO GERAL.....	14
2.1. Objetivos específicos.....	14
3. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA.....	15
3.1. Característica geral da espécie.....	15
3.2. Efeito do substrato na germinação de sementes.....	16
3.3. Efeito do sombreamento na germinação de sementes.....	17
3.4. Efeito do substrato na produção de muda.....	18
3.5. Nutrição de plantas.....	20
3.6. O crescimento de mudas em diferentes ambientes de cultivo.....	22
4. MATERIAL E MÉTODOS.....	24
Experimento I - Efeito dos diferentes substratos na emergência de plântulas de guariúba.	
4.1. Área de coleta.....	24
4.2. Local do experimento.....	24
4.2.1. Instalação do experimento e beneficiamento das sementes.....	24
4.2.2. Testes físicos.....	25
4.2.2.1. Biometria.....	25
4.2.2.2. Peso de 1000 sementes e Número de sementes por kg.....	25
4.2.2.3. Determinação do teor de água.....	25
4.3. Semeadura e germinação.....	26
4.4. Instalação do experimento.....	27
4.5. Análise Estatística.....	28
Experimento II - Produção de mudas de guariúba em dois ambientes (viveiro e casa de vegetação) e diferentes substratos.....	
4.6. Área de coleta.....	28
4.7. Local do experimento.....	28
4.7.1. Instalação do experimento e beneficiamento das sementes.....	28
4.7.2. Pré-germinação das sementes.....	28

4.8. Substrato utilizado na produção de mudas.....	29
4.9. Análise Química do solo e nutricional das plantas.....	30
4.10. Análises do crescimento.....	30
4.11. Instalação do experimento.....	31
4.12. Análise Estatística.....	31
5. RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	32
Experimento I - Efeito dos diferentes substratos na emergência de plântulas de guariúba.	
5.1. Testes físicos.....	32
5.1.1. Biometria.....	32
5.1.1.1. Fruto.....	32
5.1.1.2. Semente.....	33
5.2. Germinação de sementes.....	33
Experimento II - Produção de mudas de guariúba em dois ambientes (viveiro e casa de vegetação) e diferentes substratos.....	
5.3. Concentração dos nutrientes nos substratos.....	36
5.4. Concentração de N, P, K, Ca e Mg na matéria seca das folhas de guariúba (<i>Clarisia racemosa</i> Ruiz et Pavon).....	38
5.5. Avaliação de crescimento das mudas.....	42
5.5.1. Altura das plantas.....	43
5.5.2. Diâmetro de colo.....	45
5.5.3. Número de folhas.....	47
5.5.4. Área foliar.....	49
5.5.5. Peso da matéria seca da parte aérea (PMSPA).....	50
5.5.6. Peso da matéria seca do sistema radicular (PSR).....	52
5.5.7. Relação peso da matéria seca da parte aérea / sistema radicular (RPAR).....	52
6. CONCLUSÃO.....	54
7. REFERÊNCIA BIBLIOGRÁFICA.....	55
ANEXO.....	64

RESUMO

Clarisia racemosa Ruiz et Pavon (guariúba), Moraceae, é uma árvore nativa da região Amazônica, de valor madeireiro no mercado local e para a exportação. As sementes de guariúba são recalcitrantes e germinam logo após a dispersão ou coleta. Dessa forma a identificação do substrato mais adequado para a germinação e produção de mudas com qualidade é importante. O objetivo desse estudo foi avaliar a influência de diferentes substratos na germinação de sementes e produção de mudas de guariúba. O experimento foi conduzido em viveiro e dentro da casa de vegetação da Faculdade de Ciências Agrárias da Universidade Federal do Amazonas – UFAM. Os substratos testados para a germinação de sementes foram: areia lavada, vermiculita de granulometria média, serragem, serragem+areia (1:1) e terriço (camada de 0 a 20 cm de solo de floresta), foi utilizado o delineamento experimental inteiramente casualizado (DIC) com cinco tratamentos e quatro repetições de 25 sementes. O critério de germinação foi a emergência do caulículo acima do substrato, sendo considerado plântula normal aquela com total abertura do eófilo. As avaliações foram feitas diariamente, considerando o tempo médio da germinação em dias (TM), a porcentagem de germinação (%G) e o índice de velocidade de emergência (IVE). Os substratos testados para produção de mudas foram terra de subsolo+areia (T1); terra de subsolo+areia+esterco de gado (T2); terra de subsolo+areia+esterco de gado+composto orgânico (T3); terra de subsolo+areia+composto orgânico (T4) e solo de floresta (T5). Foi utilizado o delineamento inteiramente casualizado com três repetições (recipientes plásticos) e três plantas por repetição, num esquema fatorial 2 x 5 representado pelos ambientes (casa de vegetação e viveiro) e tipo de substrato. As análises de crescimento avaliadas nos períodos de 30, 60, 90 e 120 dias após o transplântio foram: altura (ALT), diâmetro de colo (DC), número de folhas (NF) e aos 120 dias foi realizada a coleta destrutiva para obtenção de área foliar (AF), peso da matéria seca da parte aérea (PMSPA), peso da matéria seca do sistema radicular (PSR), relação parte aérea / sistema radicular (RPAR), as características químicas e teor de nutrientes foliar. Os frutos de guariúba apresentaram em média o comprimento de 33,29 mm e o peso de 6,712 g. As sementes de guariúba apresentaram em média o comprimento de 24,61 mm, o peso de 2,83 g, número de sementes por kg de 409,80 e teor de água de 42,10% com germinação média de 90% em todos os substratos sem tratamento pré-germinativo, com início aos 30 dias e final aos 45 dias após a semeadura. Os resultados das análises das variáveis estudadas para germinação não apresentaram diferenças significativas entre os substratos. Aos 120 os substratos solo de floresta, terra de subsolo+areia+esterco de gado+composto orgânico e terra de subsolo+areia+esterco de gado proporcionaram os melhores crescimentos em todas as variáveis, exceto na relação PMSPA/PSR. O teor de nutrientes nas folhas seguiu a ordem decrescente de N>K>Ca>Mg>P. O ambiente casa de vegetação proporcionou os melhores resultados em todas as variáveis em relação ao viveiro com exceção da RPAR.

Palavras chave: *Clarisia racemosa*, germinação, produção de mudas, substratos.

ABSTRACT

Clarisia racemosa Ruiz et Pavon (guariúba) of the family *Moraceae*, is a native tree in the Amazon region which is used commercially as timber in the local market and also for exportation. The seeds of “guariúba” are recalcitrant and germinate immediately after they are dispersed or collected, this way, the identification of the substrate most adequate for germination and production of seedlings is made with quality is important. The objective of this study was to evaluate the influence of different substrates in the germination and production of seedlings of “guariúba” in two cultivative environments. The experiment was conducted in a nursery and inside a “casa de vegetação” (house of vegetation) of the Faculty of Agrarian Sciences of the Federal University of Amazonas – UFAM. The seeds were extracted manually from matured fruits sown in flowerbeds covered with a 50% “sombrite” screen. The substrates tested for the germination of seeds were washed sand, a medium granulometria “vermiculite”, sawdust, sawdust + sand (1:1) and humus (0 - 20 cm layer of forest soil). A “delineamento experimental inteiramente casualizado” (DIC) (experimental delineation completely casualized) with five treatments and four repetitions of 25 seeds was used. The criterion for germination was the emergence of the caulicle above the substrate, considering normal, the plantule with total coverage of the “eófilo”. The evaluations were made on daily basis considering the average time for germination in days (TM), the percentage of germination (% G) and the index of velocity of emergence (IVE). The items used were subsoil + sand 3:1 (T+Ar), subsoil + sand + cowdung 3:1:1 (Ts+Ar+Eg), subsoil + sand + cowdung + organic compost 3:1:0,5:0,5 (Ts+Ar+Eg+Co), subsoil + sand + organic compost 3:1:1 (Ts+Ar+Co) and one fraction forest soil (Sf), in a completely casualized delineament (DIC), with five treatments and three repetitions, with three plants in a factorial scheme, with two environmental factors (nursery and house of vegetation) and five compositions of substrates. The growth analyses evaluated within the periods of 30, 60, 90 and 120 days after the transplanting were height (ALT – “altura”), neck diameter (DC – “diâmetro de colo”), number of leaves (NF – “número de folhas”), and at 120 days also, a destructive collection was made in order to obtain of leaf area (AF) the weight of dry material of the airy part (PMSPA), weight of dry material of the radicular system (PSR), the relation airy part/radicular system (RPAR). The fruits presented in medium, length of 33,29 mm and weight of 6,712 g. The seeds presented length of 24,61mm and weight of 2,83g. The results of the analyses of the variables studied for the germination did not present significant differences between the substrates tested with average germination of 90% starting from the 30th day and ending on the 45th day after planting. The substrates, forest soil, subsoil + sand + cowdung and subsoil + sand + cowdung + organic compost proportioned the best growths in all the variables, with the exception of the relation PMSPA/PSR. The nutrient tears on the leaves followed the decreasing order of N>K>Ca>Mg>P. The environment, house of vegetation, proportioned the best results in all the variables compared to the nursery with the exception of the RPAR.

Key-words: *Clarisia racemosa*, germination, production of seedlings, substrates.

INTRODUÇÃO

A demanda por produtos de origem florestal aumentou sensivelmente nas últimas décadas, levando a silvicultura a buscar alternativas que pressupõem altas produtividades (Bolfé et al., 2004). A produção de mudas florestais, em qualidade e quantidade, é uma das fases mais importantes para o estabelecimento de bons povoamentos florestais com espécies nativas (Gonçalves et al., 2000).

Em diversas situações, como no processo de recuperação de áreas degradadas ou alteradas, por exemplo, um dos pontos mais importantes refere-se aos aspectos relacionados à tecnologia de sementes e à produção de mudas, já que a qualidade dos reflorestamentos está intimamente ligada à qualidade dos indivíduos que os compõem. Sendo assim, a propagação vegetativa (assexuada) é pouco recomendada, principalmente pelo fato de não permitir a ampliação da variabilidade genética das espécies, atuando em sentido contrário aos princípios básicos da implantação de florestas heterogêneas (Fidalgo et al., 2007).

É imprescindível, então, que as mudas destinadas à recomposição vegetal sejam produzidas a partir de sementes (propagação sexuada) provenientes de lotes que garantam a variabilidade genética das espécies (Fidalgo et al., 2007). De acordo com esses autores, pesquisas referentes à biologia, ecofisiologia, conservação e sanidade, são de grande importância para a produção de sementes e mudas de qualidade.

A renovação da vegetação, a recuperação de áreas degradadas, o estabelecimento de bancos de germoplasma, os programas de melhoramento e os plantios para exploração econômica de frutos, madeira e produtos medicinais são dependentes da coleta de sementes e reprodução dessas espécies (Melo et al., 1998). Portanto, um dos fatores a serem levados em consideração é o substrato, que tem grande influência no processo de germinação e emergência das plantas, devendo apresentar uma boa estrutura, aeração, capacidade de retenção de água, baixa infestação de patógenos e ser atóxico (Tonin, 2005).

Com relação à produção de mudas, outro fator determinante é sua adaptação às diferentes condições de luz. Em geral, as diferentes intensidades luminosas causam mudanças fisiológicas e morfológicas na planta, sendo que a adaptação a estas mudanças está relacionada com as características genéticas da planta e a interação com o ambiente (Neto et al., 2001).

A luz, a água, a temperatura e o substrato são elementos que afetam o desenvolvimento das plantas. Assim, a intensidade, qualidade, duração e periodicidade da luz influem tanto quantitativa como qualitativamente na produção de mudas e neste aspecto, muitos autores têm utilizado o sombreamento artificial para avaliar o desenvolvimento das mudas de espécies florestais sob diferentes intensidades luminosas (Pedro e Varela, 1995). Como forma de avaliação das respostas de crescimento, a análise de variáveis como altura, a área foliar e a incorporação de biomassa são usadas para indicar a capacidade de adaptação e desenvolvimento de uma espécie a ser utilizada para a restauração da estrutura da vegetação nativa de uma área degradada (Melo et al., 2004).

A atividade madeireira é um importante fator antrópico que poderá afetar a composição e a distribuição das espécies na floresta Amazônica. Algumas características ecológicas e econômicas podem determinar o aumento ou declínio de determinadas populações de espécies florestais. Por exemplo, aquelas de alto valor comercial cuja distribuição geográfica é limitada, com pouca capacidade de dispersão, crescimento lento e com número reduzido de exemplares jovens, provavelmente sofrerão declínios em sua população caso sejam submetidas a uma extração madeireira severa (Martini et al., 1994, citados por Martini et al., 2001).

Neste contexto, os estudos que analisam as influências dos diferentes ambientes de cultivo e os tipos de substratos na germinação e sobrevivência das plântulas são fundamentais para o desenvolvimento de tecnologias para produção de mudas com alto padrão de qualidade.

2. OBJETIVO GERAL

Avaliar a germinação de sementes e o crescimento das mudas de guariúba (*Clarisia racemosa* Ruiz et Pavon) no viveiro e casa de vegetação sob diferentes tipos de substratos.

2.1 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

Caracterizar os aspectos físicos (biometria, nº de sementes por kg, peso de 1000 sementes e teor de água) dos frutos e sementes de guariúba;

Avaliar a influência dos substratos na germinação, emergência de plântulas, no solo e na absorção de nutrientes de guariúba;

Verificar o crescimento de plantas jovens de guariúba em viveiro, casa de vegetação e em diferentes substratos.

3. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

3.1. Característica geral da espécie

Para este estudo foi escolhida a espécie *Clarisia racemosa* Ruiz et Pavon pertencente à família Moraceae, conhecida no Brasil com os nomes de: guariúba, guariúba amarela, oiticica, oiticica da mata, oiticica amarela e oiti Loureiro e Silva (1968). Trata-se de uma espécie nativa, ocorre na região Amazônica, Pernambuco, Sul da Bahia, Vale do Rio Doce e Zona da mata em Minas Gerais, Espírito Santo, no Rio de Janeiro ocorre em Botafogo, Morro do Mundo Novo. Encontra-se também no Peru, Equador e Bolívia (Sudam, 1979).

Esta espécie atinge cerca de 40 m de altura por 60-70 cm de diâmetro. Quando adulta apresenta folhas simples, alternas curtas e largas, acuminadas no ápice; inflorescência masculina em espiga amarelo-claro e a feminina racemiforme, cauliflora nos ramos sem folhas. Segundo Ferraz e Varela (2003), o fruto é elipsoidal, amarelo-alaranjado quando maduros, têm no máximo 2 a 3,5 cm de comprimento, e as sementes são quase globulosas com comprimento de no máximo 1,5 cm e peso de 1g em média, foram recentemente classificadas como recalcitrantes Varela et al., (1998). Com base em informações individuais Ferraz et al., (2004), classificaram *C. racemosa* em Oportunista-clímax por ocupar uma posição intermediária no contínuo da sucessão florestal natural. Seus frutos (propágulo) amadurecem de fevereiro a março (frutificação irregular), dispersos por ave e macaco (zoocoria). As sementes desta espécie apresentam curta longevidade, comportamento recalcitrante (Ferraz e Varela, 2003).

Segundo Mainieri e Chimelo (1889) a madeira é pesada (0,60 a 0,85 g/cm³) recomendada para móveis, carpintaria, indústria naval e para construção civil (Ponce e Watai, 1985 citados por Baraúna, 2006).

A guariúba está incluída na lista oficial das espécies da flora brasileira ameaçadas de extinção, na categoria de espécies vulneráveis e na relação de espécies arbóreas que correm perigo de extinção (Martini et al., 1994, citados por Martini et al., 2001).

Diante deste fato, torna se muito importante à conservação genética desta espécie, principalmente *ex-situ*, devido aos desmatamentos em sua área de ocorrência natural.

3.2. Efeito do substrato na germinação de sementes

O substrato é um dos fatores externos que influenciam a germinação das sementes. Na escolha do material a ser utilizado em testes de germinação deve-se levar em consideração o tamanho das sementes, a exigência por água, aeração e sensibilidade à luz (Tonin, 2005).

Para as espécies florestais nativas existem poucas recomendações e prescrições quanto aos tipos de substrato a serem utilizados. O importante é que o substrato mantenha uma proporção adequada entre a disponibilidade de água e a aeração, não devendo ser umedecido em excesso para evitar que uma película de água envolva a semente, restringindo as trocas gasosas (Figliolia et al., 1993; Ledo et al., 2002).

A determinação do teor de água das sementes fornece informações importantes para o manejo adequado dessa espécie. Figliolia et al. (1993) afirmam que sementes com alto teor de umidade tendem a perder a viabilidade mais rapidamente devido à intensificação da atividade respiratória da semente, consumindo reservas nutritivas e liberando calor, tornando o ambiente propício ao ataque de agentes patogênicos.

Assim o substrato deve ser definido em função do tamanho e da sensibilidade das sementes, para propiciar melhor desenvolvimento das plântulas no decorrer do teste de germinação. A vermiculita é um substrato excelente para a germinação de sementes de espécies florestais, principalmente pela baixa contaminação por microrganismos, além de ser recomendado para sementes que possuem forma esférica, pois o contato entre as sementes e o substrato é bem maior (Figliolia et al., 1993).

Em geral para serem utilizados como componentes de substratos, os materiais devem ser de fácil obtenção, baixo custo, facilmente encontrados e que não tragam fitotoxicidade para as sementes e plântulas (Tonin, 2005).

Os fatores externos tais como umidade, temperatura, oxigênio, luz e substrato devem ser considerados para que a semente possa expressar sua capacidade germinativa máxima. Para a escolha do material a ser utilizado como substrato, em testes de germinação, deve-se levar em consideração o tamanho das sementes, suas exigências com relação à água e aeração e sua sensibilidade à luz. As matérias-primas para serem usadas como substratos devem apresentar sempre à mesma qualidade; facilidade de manuseio; disponibilidade; capacidade de retenção de nutrientes, oferecendo resistência à lixiviação pela água; ser estéril;

possuir boa aeração e capacidade de retenção de umidade e boa densidade (Gonçalves, 1995 citado por Tonin, 2005).

Testando várias composições de substrato Carvalho Filho et al. (2002) concluíram que a maior porcentagem de germinação das sementes de *Cassia grandis* L., foi obtida com misturas de substratos contendo esterco bovino.

Por outro lado, um substrato formado apenas por areia foi o que proporcionou maior porcentagem e velocidade de emergência para sementes de pupunha quando comparado com a vermiculita (Ledo et al., 2002).

3.3. Efeito do sombreamento na germinação de sementes

A germinação de sementes de algumas espécies é inibida pela exposição à luz, enquanto que a de outras é estimulada e ainda, há espécies cuja germinação é indiferente à luz (Marques et al., 1999). A classificação das sementes a esta sensibilidade é chamada de fotoblastismo e está associada com a forma e os mecanismos de ação do fitocromo. De acordo com esta classificação as sementes podem ser fotoblasticas positivas, que germinam preferencialmente sob luz; fotoblasticas negativas que germinam no escuro e sementes insensíveis a luz, ou seja, germinam tanto na luz quanto no escuro (Vasquez-Yanes e Orozco-Segovia, 1993 citados por Tonin, 2005).

A resposta das sementes à luz pode controlar o tempo de emergência no campo, um fator decisivo para a sobrevivência das plântulas. O efeito da luz sobre as sementes depende do genótipo e de fatores ambientais durante a ontogênese da semente (Válio e Scarpa, 2001).

Neste aspecto, os níveis de sombreamento não influenciaram a porcentagem de germinação de pau-rosa, no entanto, a pleno sol o índice de velocidade de emergência foi reduzido (Marques et al., 1999).

Por outro lado, as sementes de mangaba germinaram melhor em condições de maior intensidade luminosa, mostrando serem sensíveis a este fator Fonseca et al., (1994a) e as taxas de germinação de sementes de baru foram mais elevadas e rápidas em ambiente sem sombreamento do que em ambientes com 50% de luminosidade (Fonseca et al., 1994b).

Segundo Taiz e Zeiger (2004) a radiação solar incidente sobre as folhas, é considerada fator climático fundamental, pois a intensidade, qualidade e duração da luz atuam como fonte de energia e estímulo regulador do desenvolvimento na planta.

As respostas das sementes à luz são bem diferenciadas, de qualquer modo, a germinação mais rápida e em maior porcentagem, em ambientes com alta intensidade luminosa, revela a adaptação de certas espécies em fitofisionomias abertas, onde sua ocorrência é natural (Fonseca et al., 1994a).

De acordo com Melo et al. (2004) as formas como as espécies respondem a esses fatores (abióticos) determina o sucesso ou a falha no estabelecimento de um conjunto de plântulas capazes de se desenvolver e atingir os próximos estádios do ciclo de vida.

3.4. Efeito do substrato na produção de muda

Para a produção de mudas de boa qualidade vários fatores devem ser considerados, dentre eles a viabilidade, o vigor e as condições de armazenamento das sementes, além do substrato, condições ambientais e tempo de permanência das mudas dentro do viveiro (Tonin, 2005).

O substrato tem funções importantes para a produção de mudas, pois além de ser o meio de sustentação da planta, deve fornecer a semente e a planta em desenvolvimento, quantidade suficiente de nutrientes, água, oxigênio, pH adequado e não possuir elementos tóxicos (Rosa Junior et al., 1998).

As propriedades físicas, químicas e biológicas dos substratos são importantes para garantir elevada porcentagem de germinação das sementes, além de ter por função fixar a raiz, possibilitando o desenvolvimento das plântulas até que essas estejam aptas para serem plantadas em local definitivo (Paron e Caus, 2001).

Os substratos podem ser compostos por materiais de origem mineral, vegetal, animal e até mesmo serem produtos sintéticos. Os componentes de origem mineral mais usados são a vermiculita, a areia e a argila. Os de origem vegetal são, em geral, resíduos de agroindústrias como tortas (mamona, linhaça e cana), bagaços (cana e laranja), cascas (arroz) e materiais como serragem de madeira, xaxim, coco e carvão. Como componente de origem

animal os mais utilizados são o esterco animal e o húmus de minhoca, por serem extremamente ricos em matéria orgânica (Paron e Caus, 2001).

A vermiculita é empregada na composição dos substratos usados em vários estudos, por apresentar como vantagem a leveza e por aumentar a aeração do substrato, proporcionando maior absorção de nutriente e maior retenção de água, porém tem como desvantagem, ser um material de alto custo (Gomes et al., 1991).

Outro material mineral também bastante utilizado como componente de um substrato é a areia. Trata-se de um componente de partículas grandes, variando de 0,05 a 2,00 mm de diâmetro e é o resultado do intemperismo de várias rochas. Esta característica faz com que a areia seja utilizada por facilitar a penetração das raízes, melhorar a aeração e a infiltração de água, mas por outro lado, não tem a capacidade de reter a água e nem os nutrientes necessários (Reichardt, 1985 citado por Tonin, 2005).

Em geral, o principal componente de um substrato é o solo, retirado entre 20 a 30 cm abaixo da superfície, pois desta forma, este subsolo não contém sementes de ervas invasoras e provavelmente, nem fungos patogênicos. Cabe salientar a importância de se misturar ao solo outros componentes que permitam a obtenção de uma boa drenagem, aeração e forneçam nutrientes, uma vez que o solo assim retirado apresenta baixa disponibilidade nutricional (Tonin, 2005; Melo et al., 1998). Em estudo realizado por Souza et al. (2002) empregando diferentes substratos e recipientes para produção de mudas de *Eugenia dysenterica* verificaram que os melhores resultados foram com o uso de substratos contendo solo de cerrado.

Os componentes orgânicos também devem estar presentes na composição de um substrato, pois estes possuem a capacidade de aumentar a retenção de ar e água; aumentar a atividade microbiana, que resulta na eliminação de doenças causadas por patógenos, aumentar a capacidade de troca catiônica (CTC), elevando-se assim, a disponibilidade de nutrientes além de diminuir a densidade do substrato, facilitando o arejamento, a drenagem e o crescimento das raízes, resultando em maior crescimento e desenvolvimento das plantas (Carneiro, 1995).

Segundo Castro et al. (1996) a mistura de esterco bovino, com vermiculita e material de subsolo, na proporção de (20: 40: 40) foi a composição do substrato que

proporcionou os melhores resultados em relação ao desenvolvimento de mudas de calabura (*Muntingia calabura* L.).

A semeadura pode ser feita diretamente em recipientes com substratos ou em canteiros para posterior repicagem, o que pode ser considerado como uma desvantagem em alguns casos. Para a semeadura direta deve-se considerar o percentual de germinação e vigor que a espécie apresenta, pois quanto menor a qualidade das sementes maior deverá ser o número semeado por recipiente, para que se tenha eficiência na produção de mudas (Melo et al., 1998).

Para o local e recipiente das mudas deve-se levar em consideração a necessidade e o tempo de permanência no viveiro das espécies que se deseja propagar. Os sacos pretos de polietileno e os tubetes de polipropileno são os mais utilizados para produção de mudas de espécies florestais, entretanto possuem vantagens e desvantagens que devem ser avaliadas para minimizar o custo de produção destas mudas (Carvalho Filho et al., 2002; Parron e Caus, 2001; Samôr et al., 2002).

3.5. Nutrição de plantas

A maioria dos solos disponíveis para a implantação de plantios florestais apresenta baixa fertilidade natural e, sendo comum o uso desses solos como substrato para produção de mudas, a baixa fertilidade torna-se restritiva à produção de mudas de qualidade (Barros, 2001). Portanto é necessário o conhecimento das características das espécies, seus requerimentos nutricionais e suas respostas à correção do substrato e à adição de fertilizantes (Carneiro, 1995).

A nutrição de plantas envolve a absorção de todos os materiais brutos do ambiente que são necessários para os processos bioquímicos essenciais, a distribuição desses materiais dentro da planta e sua utilização no metabolismo e no crescimento (Raven et al., 1999).

Com relação aos macronutrientes, os sintomas visuais de deficiência e as maiores respostas à adubação têm sido observadas no campo, com mais frequência, na seguinte ordem $P > N > K > Ca > Mg$. Normalmente, para solos mais arenosos e deficientes no fornecimento de água, observa-se, mais frequentemente, maiores resposta à adubação (Gonçalves, 2000).

De acordo com Carneiro (1995) as plantas normalmente não apresentam sintomas visíveis de deficiência nutricional na fase de mudas, porém mesmo não ocorrendo os sintomas, o crescimento da muda torna-se reduzido. Segundo Barros (2001) os nutrientes minerais do solo principalmente o nitrogênio (N), fósforo (P) e potássio (K) tem grande influência no desenvolvimento das espécies e na produção de mudas.

Para a produção de mudas de espécies nativas tem-se utilizado como substrato o solo do horizonte subsuperficial para reduzir a incidência de sementes de ervas daninhas e fitopatógenos. No entanto, devido a sua baixa fertilidade ele deve ser corrigido, tendo-se como base para essa correção as informações a cerca dos nutrientes nele disponíveis e das necessidades nutricionais de espécie vegetal utilizada (Silva, 2006).

Segundo Guerrini e Trigueiro (2004) os substratos para a produção de mudas podem ser definidos como sendo o meio adequado para sua sustentação e retenção de qualidades suficientes e necessárias de água, oxigênio e nutrientes, além de oferecer pH compatível, ausência de elementos químicos em níveis tóxicos e condutividade elétrica adequada. A fase sólida do substrato deve ser constituída por uma mistura de partículas minerais e orgânicas. O estudo do arranjo percentual desses componentes é importante, já que eles poderão ser fonte de nutrientes e atuarão diretamente sobre o crescimento e desenvolvimento das plantas. Portanto, em decorrência do arranjo quantitativo e qualitativo dos materiais minerais e orgânicos empregados, as mudas serão influenciadas pelo suprimento de nutrientes, água disponível e oxigênio.

As exigências nutricionais das espécies nativas têm sido bastante diferenciadas. Braga et al. (1994), em experimento com nutriente faltante, em solo de baixa fertilidade, concluíram que a quaresmeira (*Tibouchina granulosa*) mostrou o mais alto requerimento nutricional respondendo à adubação com todos os macronutrientes e micronutrientes, enquanto, a *Acacia mangium* respondeu apenas ao P, N e S, e a resposta da pereira (*Platicyamus regnellii*) foi mais evidente ao N, P, Ca e S.

Silva et al. (2005) observaram que as omissões dos nutrientes N, P e Ca foram as que mais limitaram o crescimento em altura e diâmetro das mudas de umbu (*Spondias tuberosa* Arruda). E que as mudas sob omissão de N e P apresentaram menor produção de matéria seca da parte aérea (MSPA).

Venturin et al. (2005) relataram que a ausência dos nutrientes P e N afetou drasticamente o crescimento das mudas de candeia (*Eremanthus erythropappus* (DC.) MacLeish). E que os teores de K, Ca, S, B e Zn na matéria seca da parte aérea foram reduzidos nas omissões desses nutrientes.

3.6. O crescimento de mudas em diferentes ambientes de cultivo

O crescimento das mudas também está relacionado ao grau de adaptação das plântulas às diferentes condições de luminosidade Moraes Neto et al. (2000). A capacidade de crescimento e de sobrevivência que a muda apresenta, quando sombreada, é um mecanismo importante de adaptação da espécie ao habitat e, a adaptação às baixas intensidades luminosas está ligada às características genéticas da planta. Segundo esses autores a interação com o ambiente, produz respostas que modificam a morfologia e fisiologia das folhas, para um uso mais eficiente da radiação solar disponível.

Freqüentemente, utiliza-se a análise de crescimento das mudas para inferir sobre o grau de tolerância das espécies ao sombreamento artificial ou natural. De acordo com Moraes Neto et al. (2000) a capacidade de uma espécie apresentar taxa de crescimento elevada, quando sombreada, é um mecanismo importante de adaptação, uma vez que se constitui em valiosa estratégia para escapar dos efeitos prejudiciais que a baixa intensidade luminosa provoca.

Assim, o crescimento das mudas de espécies florestais em diferentes condições de luz pode ser avaliado por vários parâmetros. A altura é utilizada com freqüência devido à facilidade de avaliação e não exigir a destruição da planta Muroya et al. (1997), mas nem sempre um único parâmetro é indicativo do desenvolvimento, podendo ser utilizados também os parâmetros morfológicos e fisiológicos como diâmetro do colo (DC), área foliar (AF), peso de matéria seca da parte aérea (PMSPA), peso seco de matéria seca do sistema radicular (PMSR), peso seco total (PST) e a relação PSR/PSA (Samôr et al., 2002).

Por exemplo, *Dipteryx odorata* é uma espécie que se desenvolve melhor sem sombreamento, apresentando mudas vigorosas aos cinco meses, com bom padrão de qualidade (Uchida e Campos, 2000).

Os parâmetros utilizados para se avaliar o desenvolvimento das mudas de espécies florestais em viveiros são diversos e esta avaliação torna-se importante, pois prediz a sobrevivência destas mudas em campo. Geralmente, esta avaliação é feita com observações de partes da planta, localizadas acima do substrato (Carneiro, 1995).

No entanto, os parâmetros morfológicos e as relações (parte aérea/sistema radicular; parte aérea/diâmetro do coleto) utilizadas para avaliação da qualidade das mudas não devem ser utilizados isoladamente para classificar o padrão de qualidade das mudas, pois corre-se o risco de selecionar mudas mais altas, porém mais fracas e descartando-se as menores, mas com maior vigor Fonseca et al. (2002). Além do mais, o padrão de qualidade varia de acordo com as espécies e para uma mesma espécie, há variações entre diferentes sítios ecológicos (Carneiro, 1995).

4. MATERIAL E MÉTODOS

A pesquisa foi desenvolvida com a condução e avaliação de dois experimentos.

Experimento I - Efeito dos diferentes substratos na emergência de plântulas de guariúba.

4.1. Área de coleta

Os frutos de guariúba foram coletados em baixos de árvores matrizes na Reserva Florestal Adolpho Ducke em 05/03/2007 (os materiais férteis das espécies foram depositados no herbário do INPA e UFAM). A vegetação da Reserva é floresta de terra firme, situada nas coordenadas geográficas (02° 53' S e 59°58' W), pertencente ao INPA, com uma área de 100 km². O clima da região é o tipo Afi de Köppen, com temperatura média de 26°C (mínima 19°C e máxima 39°C) e precipitação anual que varia de 1.800 a 2.800 mm (Ribeiro et al., 1999). Os frutos utilizados na caracterização dos aspectos físicos foram colhidos diretamente das árvores matrizes, todos foram acondicionados em caixas de isopor e transportados ao local do experimento.

4.2. Local do experimento

O trabalho foi realizado no Laboratório de sementes e Viveiro da Faculdade de Ciências Agrárias (FCA) da Universidade Federal do Amazonas (UFAM), no período de janeiro a maio de 2007.

4.2.1. Instalação do experimento e beneficiamento das sementes

Foi realizada 24 horas após a coleta dos frutos. O critério de maturação dos frutos utilizado foi a coloração (no momento da coleta era alaranjada a vermelho escuro) os frutos maduros foram despulpados manualmente em água corrente, friccionados sobre peneira com 4 mm de abertura de malha para a remoção do epicarpo e do mesocarpo. As sementes foram colocadas para secar sobre folhas de papel toalha em condições ambiente de laboratório,

enquanto foi realizada uma triagem manual das sementes, descartando-se aquelas danificadas e deformadas.

4.2.2 – Testes físicos

4.2.2.1 - Biometria

Os dados biométricos dos frutos da espécie estudada foram obtidos utilizando 100 unidades selecionadas aleatoriamente do lote coletado, utilizando-se paquímetro digital marca Mitutoyo com precisão de 0,01 mm. Considerou-se como comprimento a medida entre a base e o ápice do fruto ou da semente; largura, a medida mais larga em contraposição ao comprimento e espessura, a medida mais larga em contraposição à largura. O peso de cada fruto ou da semente foi obtido em balança eletrônica com precisão de 0,01 g. Para cada uma das variáveis estudadas foram calculados: média aritmética e o erro padrão da média.

4.2.2.2 - Peso de 1000 sementes e Número de sementes por kg

Obtido utilizando-se oito sub-amostras de 100 sementes, retiradas ao acaso da porção de sementes puras. O coeficiente de variação foi calculado para verificar se estava dentro do limite estabelecido pela Regra de Análise de Sementes Brasileira (R.A.S). A média das oito sub-amostras foi extrapolada para 1.000 a partir da seguinte fórmula (Brasil, 1992).

$$\text{Peso de 1.000 sementes} = \frac{PA}{N} \times 1000$$

PA = peso da amostra; N = nº total de sementes.

O número de sementes por quilograma foi determinado a partir do peso de 1000 sementes, de acordo com a seguinte fórmula:

$$\text{Nº de sementes/kg} = \frac{1000}{\text{Peso de 1000 sementes (g)}} \times 1000$$

4.2.2.3 - Determinação do teor de água

Foi realizado com duas repetições de 25 sementes intactas colocadas em estufas à temperatura de $105^{\circ}\text{C} \pm 2^{\circ}\text{C}$ por 24 horas, conforme recomendação da RAS (Brasil, 1992). O teor de água foi determinado com base no peso da matéria úmida, através da fórmula:

$$\text{TA \%} = \frac{100 (P - p)}{P - t}$$

$$P - t$$

Onde,

P = peso inicial

p = peso final

t = tara (peso do recipiente).

4.3 – Semeadura e germinação

Os testes foram conduzidos no viveiro coberto somente a parte superior com tela de polietileno de cor preta (sombrite 50%). As sementes foram semeadas em sementeiras de cimento com dimensão de 1,00 x 1,80 x 0,20 m, contendo diferentes substratos (Tabela 1).

Tabela 1 - Composição dos tratamentos utilizados para germinação de sementes de guariúba (*Clarisia racemosa* Ruiz et Pavon).

Tratamento	Composição	Proporção
T1	Vermiculita de granulometria média	Fração única
T2	Areia lavada	Fração única
T3	Serragem	Fração única
T4	Serragem+areia	1:1
T5	Terriço (solo de floresta)	Fração única

O substrato “solo de floresta” (T5) foi coletado na camada superficial 0 a 20 cm numa área de sub-bosque situado no Campus da UFAM, sendo seco ao ar livre, misturado em betoneira e passado em peneira de 5,0 mm de abertura de malha.

A serragem foi composta por uma mistura do material de três espécies florestais castanharana (*Lecythis* sp.), sumaúma (*Ceiba pentrandia* Gaertn.) e virola (*Virola duckei* A. C. Sm) sendo durante uma semana molhado uma vez ao dia, revirado e seco ao ar livre.

Para cada substrato foram utilizadas quatro repetições com 25 sementes, semeadas a 3 cm de profundidade. As sementeiras foram irrigadas diariamente e as ervas daninhas eliminadas manualmente. As variáveis estudadas foram:

O tempo médio de germinação (TM) calculado com base no número de sementes germinadas diariamente, durante os 45 dias do teste de germinação Silva e Nakagawa (1995).

A porcentagem de germinação (%G) foi calculada pelas porcentagens de sementes germinadas (plântulas normais) sendo considerada aquela em perfeito estágio de desenvolvimento, apresentando todas as estruturas essenciais com total abertura do eófilo segundo Popinigis (1985).

O índice de velocidade de emergência (IVE) foi calculado com base nos dados de emergência diária, conforme a fórmula adaptada de Popinigis (1985):

$$IVE = \frac{x_1}{y_1} + \frac{x_2}{y_2} + \frac{x_3}{y_3} + \dots + \frac{x_n}{y_n}$$

Onde,

IVE: Índice de velocidade de emergência;

x – número de sementes diárias emergidas;

y – dias transcorridos a partir da data da semeadura.

As avaliações foram efetuadas diariamente, a partir do início da emergência até o processo de estabilização da mesma. Os resultados foram expressos como média aritmética das repetições.

4.4 - Instalação do experimento

O delineamento experimental utilizado foi o inteiramente casualizado (DIC), com cinco tratamentos e quatro repetições de vinte e cinco sementes, totalizando 500 sementes.

4.5 - Análise Estatística

Os resultados foram submetidos à análise de variância e as médias comparadas pelo teste de Tukey, a 5% de probabilidade. Utilizou-se para esta análise o programa STAT versão 2.0.

Experimento II - Produção de mudas de guariúba em dois ambientes de cultivo (viveiro e casa de vegetação) e em diferentes substratos.

4.6 - Área de coleta – descrito anteriormente, no tópico 4.1.

4.7 - Local do experimento

O trabalho foi realizado no Laboratório de Sementes, no viveiro e em casa de vegetação da FCA/UFAM, no período de abril a setembro de 2007.

4.7.1 - Instalação do experimento e beneficiamento das sementes – descrito anteriormente, no tópico 4.2.1

4.7.2 – Pré-germinação das sementes

As sementes (288) foram semeadas em sementeira de cimento com dimensão de 1,00 x 1,80 x 0,20 m, contendo areia lavada, a 3 cm de profundidade, no viveiro coberto somente a parte superior com tela de polietileno de cor preta (sombrite 50%). A porcentagem de sementes germinadas foi 86,81%. As plântulas, aos 47 dias após a germinação estavam com total abertura do eófilo. Com 55 dias após a germinação as plântulas com 19,73 cm de altura, 3,26 mm diâmetro de colo e 5,8 unidades de folhas em média foram repicadas e transplantadas para os recipientes (sacos plásticos de polietileno), com capacidade para 3 kg de substrato.

4.8 - Substrato utilizado na produção das mudas

A produção de mudas foi conduzida nos ambientes casa de vegetação onde os recipientes com as mudas ficaram sobre três bancadas de madeira e viveiro (coberto com tela sombrite 50%) onde os recipientes com as mudas foram organizados sobre o solo. A Tabela 2 mostra os tratamentos, a composição, proporção e identificação dos substratos utilizados para a avaliação do crescimento de mudas de guariúba.

Tabela 2 - Composição dos tratamentos utilizados para avaliação do crescimento de mudas de guariúba (*Clarisia racemosa* Ruiz et Pavon).

Tratamentos	Composição	Proporção	Identificação
T1	Terra de subsolo+Areia	3:1	Ts+Ar
T2	Terra de subsolo+Esterco de gado	3:1:1	Ts+Ar+Eg
T3	Terra de subsolo+Areia+Esterco de gado+Composto orgânico	3:1:0,5:0,5	Ts+Ar+Eg+Co
T4	Terra de subsolo+Areia+Composto orgânico	3:1:1	Ts+Ar+Co
T5	Solo de floresta	Fração única	Sf

Foram aplicados 50 ml do fertilizante Quelamix (B = 0,5%; Cu = 0,2%; Fe = 0,3%; Mn = 0,2%; Mo= 0,5% e Zn = 2,4%) a 0,3% no período de 15, 30, 45, 60, 75, 90 e 105 dias após o transplântio em cada recipiente nos dois ambientes de cultivo (Tucci, 2007 comunicação pessoal).

O substrato solo de floresta (T5) foi coletado da camada superficial (0 a 20 cm) e a argila (Latosolo amarelo distrófico) da camada de 20 a 40 cm de profundidade do sub-bosque situado na área da UFAM, nas coordenadas 21 M016894 e 9657166 UTM.

O composto orgânico utilizado foi adquirido do processo de compostagem da Escola Agrotécnica Federal de Manaus (2007), no sistema de leiras revolvidas. O formato das leiras foi retangular, variando de 0,80 m a 1,20 m de base; 2,0 m a 2,5 m de comprimento e 0,60 m a 0,70 m de altura, de acordo com Valderson Técnico em Manejo Florestal (Comunicação pessoal, 2007).

O material orgânico utilizado foi composto de casca de castanha, resto vegetais de capina, folhas secas e esterco de bovinos, as leiras são dispostas em uma área aberta, com um corredor entre estas para facilitar o escoamento da água das chuvas e facilitar revolvimentos.

O esterco de gado foi coletado na fazenda São Longuinho localizada na várzea da margem esquerda do rio Autaz-açu no município de Autazes – AM. Todos os materiais foram passados em peneira de 5 mm de abertura de malha.

4.9 – Análise química do solo e nutricional das plantas

Na Tabela 3, encontra-se o resultado da análise química dos substratos utilizados na produção de mudas de guariúba no início do experimento. Os procedimentos para a coleta e determinações analíticas foram realizados de acordo com a Embrapa (1999).

Tabela 3 – Análise química dos substratos utilizados na produção de mudas de guariúba (*Clarisia racemosa* Ruiz et Pavon) no início do experimento no viveiro e casa de vegetação.

Substratos	pH (H ₂ O)	M.O. (g/kg)	P ---(mg/dm ³)---	K ---	Na ---	Ca -----	Mg (cmol _c /dm ³)-----	Al -----	H+Al	SB	t (cmol _c /dm ³)	T	V --(%)--	m
T1	4,96	1,7	4	36	13	0,29	0,11	0,08	1,25	0,55	0,62	1,8	30,43	12,17
T2	6,59	19,78	123	730	52	1,7	2,34	0	1,14	6,13	6,13	7,27	84,34	0
T3	5,79	33,21	67	350	37	1,63	2,67	0	2,3	5,36	5,36	7,66	69,93	0
T4	3,92	92,72	10	43	4	0,14	0,1	2,49	13,27	0,37	2,86	13,64	2,69	87,16
T5	4,9	45,73	37	129	13	1,38	0,89	0,09	3,61	2,66	2,75	6,27	42,37	3,35

Legenda: M.O. = matéria orgânica; P = fósforo; K = potássio; Na = sódio; Ca = cálcio; Mg = magnésio; Al = alumínio; H + Al = hidrogênio mais alumínio; SB = soma de bases; t = capacidade de troca catiônica efetiva; T = capacidade de troca catiônica a pH 7,0; V = índice de saturação por bases; m = índice de saturação por alumínio.

T₁ = Terra de subsolo+Areia (3:1); T₂ = Terra de subsolo+Areia+Esterco de gado (3:1:1); T₃ = Terra de subsolo+Areia+Esterco de gado+Composto orgânico (3:1:0,5:0,5); T₄ = Terra de subsolo+Areia+Composto orgânico (3:1:1) e T₅ = Solo de floresta (Fração única).

As análises da fertilidade dos substratos no início e final do experimento e nutricional (foliar) foram realizadas no Laboratório de Análise de Solos e Plantas – LASP da Embrapa Amazônia Ocidental. Para a análise foliar aos 120 dias foram utilizadas as folhas de 3 plantas em cada repetição, misturadas em saco plástico (amostra composta), acondicionada em saco de papel previamente identificado. O teor de nutrientes nas folhas foi determinado de acordo a Embrapa (1999).

4.10 – Análises do crescimento

Nos períodos de 30, 60, 90 e 120 dias após o transplântio foram medidos altura, diâmetro de colo e contado o número de folhas. No final do experimento (120 dias) foram medidos a área foliar, pesos das matérias secas da parte aérea (folhas e caule) e radicular.

A sobrevivência foi avaliada segundo Carvalho et al. (2000) considerando mortalidade o n° total de plantas no início do experimento – n° total de plantas sobreviventes x 100/ n° total de plantas (início do experimento);

A altura das plantas (ALT) foi medida com régua milimetrada desde o colo até a gema apical em centímetros;

O diâmetro do caule (DC) foi medido com paquímetro digital, precisão em milímetros, tomado a 1 cm da superfície do substrato;

O número de folhas (NF) feito através da contagem do número de folhas;

A área foliar (AF) foi medida com o “Área Meter” modelo LICOR 3050 A/4;

O peso da matéria seca da parte aérea (PMSPA) de folhas e caules foi obtida pela pesagem em balança com precisão de 0,01g após secagem em estufa com circulação forçada de ar à temperatura de 75°C, até peso constante e resfriarem em dessecador contendo sílica gel desidratada, durante 15 minutos;

O peso de matéria seca do sistema radicular (PSR) foi obtido com o destorroamento realizado manualmente e as raízes foram lavadas com água de torneira sobre tela de sombrite para evitar danos ou perdas e em seguida realizado o mesmo procedimento descrito para a parte aérea;

A relação peso da matéria seca da parte aérea e raiz (RPAR) foi obtida com a divisão do conteúdo seco da parte aérea pelo da raiz, sendo adimensional.

4.11 – Instalação do experimento

O delineamento experimental utilizado foi o inteiramente casualizado com três repetições (recipientes plásticos) e três plantas por repetição, num esquema fatorial 2 x 5 representado pelos ambientes (casa de vegetação e viveiro) e diferentes tipos de substratos.

4.12 - Análise Estatística

Os dados foram submetidos à análise de variância e as médias das variáveis de crescimento e conteúdo de nutrientes da matéria seca das folhas foram comparadas pelo teste de Tukey, a 5% de probabilidade pelo programa STAT versão 2.0.

5. RESULTADO E DISCUSSÃO

Experimento I - Efeito dos diferentes substratos na germinação de sementes de guariúba.

5.1 – Testes físicos

5.1.1 - Biometria

Os dados biométricos dos frutos e sementes de guariúba (*Clarisia racemosa* Ruiz et Pavon) são apresentados na Tabela 4.

Tabela 4 – Dados biométricos de frutos e sementes (n= 100) de guariúba (*Clarisia racemosa* Ruiz et Pavon) - Moraceae.

Especificação	Fruto	Semente
	Média ± Epm	Média ± Epm
Peso (g)	6,712± 0,156	2,83±0,07
Comprimento (mm)	33,29± 0,38	24,61± 0,27
Largura (mm)	18,45± 0,15	14,47± 0,14
Comprimento do pedúnculo (mm)	21,52± 0,25	-
Espessura (mm)	-	11,54± 0,11
Peso de 1000 sementes (g)	-	2440,20
Número de sementes por Kg	-	409,80
Teor de água (%)	-	42,10

Epm = erro padrão da média de 100 frutos e 100 sementes

5.1.1.1 – Fruto

O fruto da guariúba (Figura 1) é elipsoidal com 33,29± 0,38 mm de comprimento, 18,45± 0,15mm de largura, 21,52± 0,25 mm de pedúnculo e o peso de 6,712± 0,156g em média (Tabela 4). Resultados semelhantes foram encontrados por Varela et al. (1998) com 2 a 3,5 cm de comprimento.

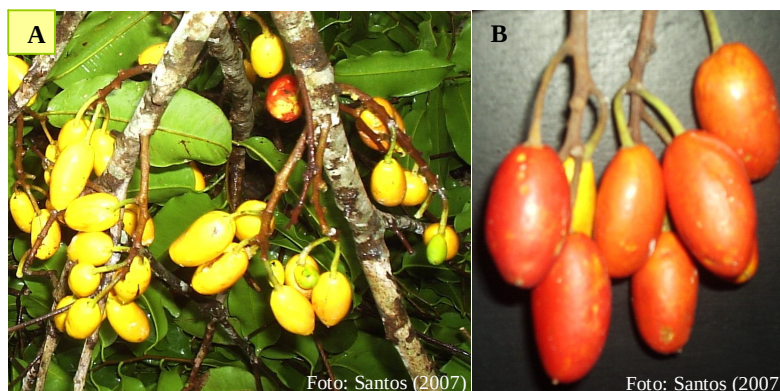


Figura 1 – guariúba (*C. racemosa*): A) Frutos imaturos e B) Frutos maduros.

5.1.1.2 – Semente

As sementes (Figura 2) são quase globulosas e em média apresentam comprimento de $24,61 \pm 0,27$ mm, largura de $14,47 \pm 0,14$ mm, espessura de $11,54 \pm 0,11$ mm e o peso de $2,83 \pm 0,07$ g (Tabela 4). Resultados semelhantes foram encontrados por Ferraz e Varela (2003) quando encontraram em média o comprimento de $1,33 \pm 0,07$ cm, $1,23 \pm 0,08$ cm de largura e peso de 1 g para a mesma espécie.



Figura 2 – Sementes de guariúba (*C. racemosa*).

As sementes de guariúba apresentaram o teor de água de 42,1% foram recentemente classificadas como recalcitrantes (Varela et al., 1998). Ferraz e Varela (2003) confirmaram que as sementes desta espécie são difíceis de serem manejadas, pois apresentaram comportamento recalcitrante e não toleraram refrigeração (5°C e 10°C) por dois meses.

Segundo a classificação da International Seed Testing Association – ISTA Poulsen et al. (1998) citados por Ferraz e Varela (2003) as sementes de *Clarisia racemosa* podem ser enquadradas na categoria de especialmente grande. O peso ($2,83 \pm 0,07$ g) é oriundo das reservas armazenadas nos dois cotilédones semiglobulosos.

5.2 – Germinação de sementes

Na Tabela 5, encontram-se os resultados da porcentagem, velocidade e tempo médio de germinação em dias de sementes de guariúba em diferentes substratos.

Tabela 5 – Valores médios da porcentagem e velocidade de germinação de sementes (N= 100) de guariúba (*Clarisia racemosa* Ruiz et Pavon) em diferentes substratos.

Substratos	Germinação (%)	Tempo de germinação (dias)			*IVE
		Médio	Inicial	Final	
T1	86,00	27,10	30,00	41,30	0,688
T2	89,00	27,90	30,00	44,50	0,710
T3	94,00	29,20	30,00	40,00	0,775
T4	91,00	27,80	30,00	37,50	0,743
T5	92,00	28,10	30,00	35,50	0,753

*IVE = Índice de velocidade de emergência, segundo Popinigis, 1985.

A formação de plântula normal (Figura 3) não apresentou diferença significativa a nível de 5% de probabilidade entre os substratos testados. A média encontrada para a porcentagem de germinação variou de 86,00 a 94,00 %. O tempo médio de germinação (TM) entre os tratamentos variou de 27 e 29 dias e o IVE de 0,688 a 0,775 (Tabela 5).



Figura 3. A e B – guariúba (*C. racemosa*): Fases do processo germinativo, C) Plântula normal.

Na figura 4, observa-se que as sementes de guariúba iniciaram a germinação com 80% (plântula normal) aos 30 dias, com 40 dias alcançaram à máxima germinação com 90,4% em média em todos os substratos utilizados.

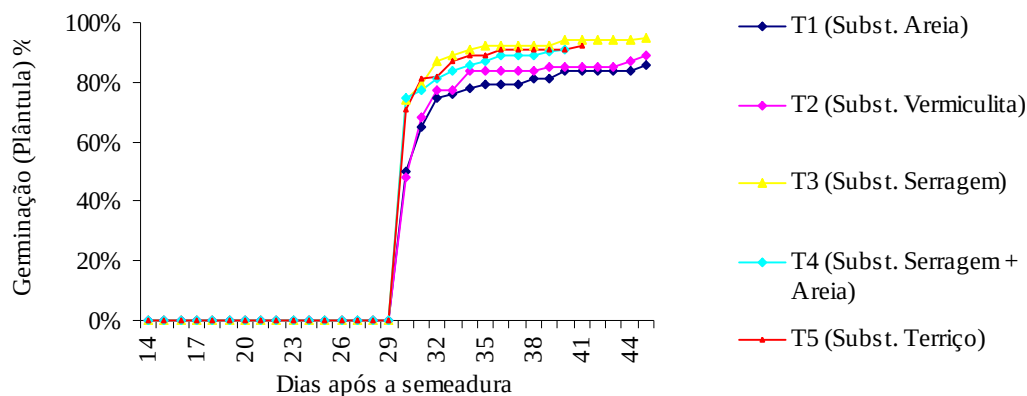


Figura 4 – Efeito dos diferentes substratos na formação de plântula normal de guariúba (*C. racemosa*).

O fato dos substratos não afetarem a porcentagem de germinação das sementes pode indicar que a diferente capacidade de retenção de água, temperatura e aeração dos substratos não influenciaram a germinação. De acordo com Pinã-Rodrigues et al. (1990) citados por Tonin (2005) as sementes das espécies florestais clímax são grandes, ricas em reservas nutricionais e quando quiescentes germinam logo após a dispersão, formando o banco de plântulas no solo.

Segundo Scalon et al. (1993) o substrato tem grande influência no processo germinativo, pois fatores como aeração, estrutura, capacidade de retenção de água, temperatura entre outros, podem variar de um substrato para outro, favorecendo ou prejudicando a germinação de sementes.

Todos os substratos proporcionaram condições necessárias à germinação de sementes e formação de plântula normal de *C. racemosa* (guariúba). Resultados semelhantes foram encontrados por Lima et al. (2006) analisando a melhor temperatura e substrato para a germinação de sementes de *Caesalpinia ferrea* Mart. Ex Tul. e Rêgo e Possamai (2004) avaliando o efeito do substrato e da temperatura sobre a germinação e vigor de sementes do jequitibá-rosa (*Cariniana legalis*).

Experimento II - Produção de mudas de guariúba em dois ambientes de cultivo (viveiro e casa de vegetação) e em diferentes substratos.

5.3 - Concentração dos nutrientes nos substratos

Nas Tabelas 6 e 7, encontram-se os resultados da análise da fertilidade dos substratos (T1 = Ts+Ar; T2 = Ts+Ar+Eg; T3 = Ts+Ar+Eg+Co; T4 = Ts+Ar+Co e T5 = Sf) aos 120 dias, final do experimento.

Tabela 6 – Análise química dos substratos utilizados na produção de mudas de guariúba (*Clarisia racemosa* Ruiz et Pavon) aos 120 dias em viveiro.

Substratos	pH (H ₂ O)	M.O. (g/kg)	P ---(mg/dm ³)---	K	Na	Ca	Mg	Al	H+Al	SB	t (cmol _c /dm ³)	T	V --(%)--	m
T1	4,98	1,35	1	8	1	0,21	0,06	0,13	1,43	0,29	0,42	1,72	17,1	30,6
T2	6,86	25,65	119	360	9	2,02	2,37	0	1,81	5,35	5,35	7,16	74,7	0
T3	6,38	34,6	85	230	7	2,37	2,31	0	1,75	5,3	5,3	7,04	75,22	0
T4	3,85	92,46	9	33	2	0,09	0,11	2,45	12,54	0,29	2,75	12,83	2,28	89,33
T5	5,04	39,28	42	63	3	1,28	0,85	0,15	3,6	2,3	2,45	5,91	39	5,96

Legenda: M.O. = matéria orgânica; P = fósforo; K = potássio; Na = sódio; Ca = cálcio; Mg = magnésio; Al = alumínio; H + Al = hidrogênio mais alumínio; SB = soma de bases; t = capacidade de troca catiônica efetiva; T = capacidade de troca catiônica a pH 7,0; V = índice de saturação por bases; m = índice de saturação por alumínio.

T₁ = Terra de subsolo+Areia (3:1); T₂ = Terra de subsolo+Areia+Esterco de gado (3:1:1); T₃ = Terra de subsolo+Areia+Esterco de gado+Composto orgânico (3:1:0,5:0,5); T₄ = Terra de subsolo+Areia+Composto orgânico (3:1:1) e T₅ = Solo de floresta (Fração única).

Tabela 7 – Análise química dos substratos utilizados na produção de mudas de guariúba (*Clarisia racemosa* Ruiz et Pavon) aos 120 dias em casa de vegetação.

Substratos	pH (H ₂ O)	M.O. (g/kg)	P ---(mg/dm ³)---	K	Na	Ca	Mg	Al	H+Al	SB	t (cmol _c /dm ³)	T	V --(%)--	m
T1	4,76	2,33	1	6	6	0,21	0,06	0,10	0,58	0,31	0,41	0,90	34,78	23,56
T2	6,51	21,86	119	420	19	2,17	2,40	0	1,44	5,73	5,73	7,16	79,96	0
T3	5,75	35,03	88	240	14	1,96	1,70	0	2,99	4,33	4,33	7,32	59,21	0
T4	3,66	89,44	11	35	3	0,13	0,10	2,72	13,35	0,33	3,06	13,68	2,43	89,12
T5	5,19	39,95	47	65	9	1,35	0,75	0,10	3,33	2,31	2,40	5,63	40,94	4,08

Legenda: M.O. = matéria orgânica; P = fósforo; K = potássio; Na = sódio; Ca = cálcio; Mg = magnésio; Al = alumínio; H + Al = hidrogênio mais alumínio; SB = soma de bases; t = capacidade de troca catiônica efetiva; T = capacidade de troca catiônica a pH 7,0; V = índice de saturação por bases; m = índice de saturação por alumínio.

T₁ = Terra de subsolo+Areia (3:1); T₂ = Terra de subsolo+Areia+Esterco de gado (3:1:1); T₃ = Terra de subsolo+Areia+Esterco de gado+Composto orgânico (3:1:0,5:0,5); T₄ = Terra de subsolo+Areia+Composto orgânico (3:1:1) e T₅ = Solo de floresta (Fração única).

Nas Tabelas 6 e 7, o tratamento terra de subsolo+areia (T1) com ausência de matéria orgânica, apresentou, baixos teores de matéria orgânica, P disponível, K disponível e CTC, respectivamente, pH ácido e muito baixos teores de Ca, Mg, Al, soma de bases trocáveis (SB), saturação por alumínio (m) e saturação por bases (V%) segundo a (CFSEMG, 1999).

O tratamento terra de subsolo+areia+composto orgânico (T4) apresentou alto teor de matéria orgânica, baixos teores de P disponível e K disponível, CTC alta, pH ácido e muito baixo os teores de Ca, Mg, Al, soma de bases trocáveis (SB), Saturação por bases (V%) e Saturação por alumínio (m) muito alta (CFSEMG, 1999). Portanto os tratamentos T1 e T4 não proporcionaram condições adequadas que aumentasse a disponibilidade desses nutrientes para as mudas de guariúba. Segundo Siqueira (1995), as espécies florestais apresentam requerimentos nutricionais distintos, e são exigidos em concentrações distintas em função da espécie.

Nos tratamentos terra de subsolo +areia+esterco de gado (T2), terra de subsolo +areia+esterco de gado (T3) e solo de floresta (T5) a matéria orgânica foi importante na reação do solo e nos conteúdos de bases trocáveis e na capacidade de troca catiônica, propriedades essas que contribuíram no suprimento de nutrientes às plantas. A capacidade de a matéria orgânica adsorver Ca, Mg, K e outros elementos, evita a lavagem desses nutrientes além de contribuir para o aumento de pH nesses substratos (Tabela 6 e 7).

De acordo com Gonçalves e Poggiani (1996) e Valeri e Corradini (2000), citados por Sabonaro e Galbiatti (2007), a faixa de pH adequada para o desenvolvimento de mudas de espécies florestais é de 5,5 a 6,5. Adicionar ao solo uma maior quantidade de corretivo, pode não corresponder à necessidade da espécie (Tucci, 1991). Atualmente há vários estudos mostrando que a adubação orgânica com composto de lixo urbano eleva o pH, Sabonaro e Galbiatti (2007) e Abreu Jr. et al. (2002).

Nas Tabelas 6 e 7, o teor alto de fósforo encontrado nos substratos terra de subsolo +areia+esterco de gado+composto orgânico (T3) e terra de subsolo +areia+composto orgânico (T4) pode ser devido ao uso de ração e sal mineral na dieta dos gados (bovinos). Conforme Tomé Junior (1997) citado por Corrente (2003), os teores podem ser falsamente elevados, quando analisados com extrator ácido (Mehlich), devido ao fósforo insolúvel em água, que pode ser encontrado em rações consumidas pelos animais. Portanto, nesses casos, nem todo o P está disponível às plantas.

5.4 - Concentração de N, P, K, Ca e Mg na matéria seca das folhas de guariúba (*C. racemosa*)

Aos 120 dias após o transplantio os teores de macronutrientes (N, P, K, Ca e Mg), nas folhas das mudas de guariúba, foram comparados com os dados de Malavolta et al. (1989) para a seringueira.

Na Tabela 8, encontram-se os resultados dos teores de N, P, Mg nas folhas das mudas de guariúba em dois ambientes (viveiro e casa de vegetação) e em diferentes substratos aos 120 dias após o transplantio.

Tabela 8 – Teores de macronutrientes em (g/kg) do nitrogênio (N), fósforo (P) e magnésio (Mg) nas folhas das mudas de guariúba (*Clarisia racemosa* Ruiz et Pavon) em dois ambientes (viveiro e casa de vegetação) e em diferentes substratos aos 120 dias após o transplantio.

Nutriente	Ambiente	Substratos					Média
		T1	T2	T3	T4	T5	
N (g/kg)	Viveiro	14,14±0,56	19,87±2,33	21,88±0,83	17,88±1,42	17,82±0,49	18,32±1,28 B
	*C. V.	16,62±2,48	23,80±1,81	26,62±0,90	17,21±2,31	20,49±1,39	20,95±2,01 A
	Média	15,38 c	21,84 ab	24,25 a	17,54 bc	19,16 bc	-
	¹ F. A.	26,0 – 35,0	26,0 – 35,0	26,0 – 35,0	26,0 – 35,0	26,0 – 35,0	-
P (g/kg)	Viveiro	1,29±0,01	2,08±0,23	1,93±0,05	1,13±0,17	1,60±0,05	1,61±0,18 B
	C. V.	1,34±0,19	2,80±0,26	2,47±0,14	1,30±0,27	2,31±0,09	2,05±0,30 A
	Média	1,32 b	2,44 a	2,20 a	1,22 b	1,96 a	-
	¹ F. A.	1,60 – 2,30	1,60 – 2,30	1,60 – 2,30	1,60 – 2,30	1,60 – 2,30	-
Mg (g/kg)	Viveiro	1,48±0,08	3,80±0,10	2,81±0,36	1,43±0,27	2,57±0,04	2,42±0,44 A
	C. V.	1,74±0,11	3,38±0,04	3,15±0,10	1,41±0,30	3,18±0,03	2,57±0,41 A
	Média	1,61 c	3,59 a	2,98 b	1,42 c	2,87 b	-
	¹ F. A.	1,70 – 2,40	1,70 – 2,40	1,70 – 2,40	1,70 – 2,40	1,70 – 2,40	-

* C. V. = Casa de vegetação.

¹F. A. = Faixa adequada para a seringueira (Malavolta et al., 1989).

T₁ = Terra de subsolo+Areia (3:1); T₂ = Terra de subsolo+Areia+Esterco de gado (3:1:1); T₃ = Terra de subsolo+Areia+Esterco de gado+Composto orgânico (3:1:0,5:0,5); T₄ = Terra de subsolo+Areia+Composto orgânico (3:1:1) e T₅ = Solo de floresta (Fração única).

Valores seguidos por letras distintas maiúsculas nas colunas e minúsculas nas linhas diferem entre si a nível de 5% de probabilidade pelo teste Tukey.

Os teores de N, P (Tabela 8) nas mudas em casa de vegetação foram maiores do que no viveiro. Para o Mg não houve diferença com relação a esses ambientes. Ânions, tais como o NO₃⁻, permanecem na solução do solo, são facilmente lixiviados e arrastam consigo cátions, tais como, Ca²⁺, Mg²⁺, e o K⁺, o menor teor destes nutrientes nos tratamentos em viveiro coberto com tela sombrite podem ter sido ocasionados pelas chuvas, causando lixiviação desses nutrientes nesse ambiente em relação aos tratamentos em casa de vegetação que é coberto com plástico transparente.

O teor de N ($20,95 \pm 2,01$ g/kg) nas folhas das mudas em casa de vegetação foi maior do que no viveiro ($18,32 \pm 1,28$ g/kg) embora não alcançando a faixa adequada conforme Malavolta et al. (1989), com exceção do T3 em casa de vegetação (Tabela 8).

Os tratamentos terra de subsolo+areia+esterco de gado+composto orgânico (T3) e terra de subsolo+areia+esterco de gado (T2) apresentaram em média os maiores teores de N ($24,25$ g/kg e $21,84$ g/kg) em relação ao tratamento terra de subsolo+areia (T1) e este não diferiu dos tratamentos terra de subsolo+areia + composto orgânico (T4) e solo de floresta (T5) (Tabela 8).

As mudas no substrato terra de subsolo+areia (T1) acumularam menor teor de N nas folhas, provavelmente em resposta à ausência de matéria orgânica mineralizável e a baixa eficiência na retenção do N em ambiente de baixa fertilidade. Resultados semelhantes foram encontrados por Cunha et al. (2006) avaliando o desenvolvimento de mudas de *Acacia mangium* e *Acacia auriculiformis* em diferentes substratos.

O teor de P ($2,05 \pm 0,30$ g/kg) nas folhas das mudas em casa de vegetação foi maior do que no viveiro ($1,61 \pm 0,18$ g/kg) (Tabela 8). Os tratamentos terra de subsolo+areia+esterco de gado (T2), terra de subsolo+areia+esterco de gado+composto orgânico (T3) e solo de floresta (T5) apresentaram os maiores teores de fósforo ($2,44$ g/kg, $2,20$ g/kg e $1,96$ g/kg), respectivamente, e estão dentro e acima da faixa adequada. No entanto os tratamentos terra de subsolo+areia (T1) e terra de subsolo+areia+composto orgânico (T4) estão abaixo da faixa adequada (Tabela 8).

As mudas no substrato terra de subsolo+areia (T1) e terra de subsolo+areia+composto orgânico (T4) acumularam menores teores de P nas folhas, provavelmente em resposta ao pH ácido e maior teor de alumínio trocável nesses substratos (Tabelas 6 e 7). A aplicação de adubos orgânicos pode levar a aumento do valor de pH, como constatado por Artur et al. (2007) avaliando, em casa de vegetação, os efeitos de doses de esterco bovino e de calcário na formação de mudas de guanandi (*Calophyllum brasiliense* Cambess.).

Na Tabela 8, verifica-se que não houve diferença para o teor de magnésio entre os ambientes. O tratamento terra de subsolo+areia+esterco de gado (T2) foi maior ($3,39$ g/kg) em relação aos demais tratamentos. As mudas produzidas nos tratamentos terra de

subsolo+areia (T1) no viveiro e terra de subsolo+areia+composto orgânico (T4) nos dois ambientes, não alcançaram a faixa adequada (Tabela 8).

O maior teor de Mg no tratamento terra de subsolo+areia+esterco de gado (T2) seguido dos terra de subsolo+areia+esterco de gado+composto orgânico (T3) e solo de floresta (T5), em relação ao terra de subsolo+areia (T1) e terra de subsolo+areia+composto orgânico (T4), pode ter refletido o maior valor de P também nesses tratamentos, esse papel de carregador possivelmente pode ser explicado pela sua participação na ativação de ATPases da membrana implicadas na absorção iônica (Malavolta et al., 1997).

Na Tabela 9, encontram-se os resultados dos teores de K nas folhas das mudas de guariúba em dois ambientes (viveiro e casa de vegetação) e em diferentes substratos aos 120 dias após o transplântio.

Tabela 9 - Teores de Potássio (g/kg) na matéria seca das folhas de guariúba (*Clarisia racemosa* Ruiz et Pavon) aos 120 dias após transplântio, em dois ambientes (viveiro e casa de vegetação) e em diferentes substratos.

Ambiente	Substratos					Média
	T1	T2	T3	T4	T5	
Viveiro	11,52 AB a	12,76 A b	12,46 A b	7,72 B a	10,9 AB a	11,07 B
* C. V.	10,19 B a	24,02 A a	20,3 A a	9,89 B a	12,62 B a	15,40 A
Média	10,86 b	18,39 a	16,38 a	8,81 b	11,76 b	-
¹ F. A	10,00 – 14,00	10,00 – 14,00	10,00 – 14,00	10,00 – 14,00	10,00 – 14,00	-

*C. V. = Casa de vegetação.

¹F. A. = Faixa adequada para a seringueira (Malavolta et al., 1989).

T₁ = Terra de subsolo+Areia (3:1); T₂ = Terra de subsolo+Areia+Esterco de gado (3:1:1); T₃ = Terra de subsolo+Areia+Esterco de gado+Composto orgânico (3:1:0,5:0,5); T₄ = Terra de subsolo+Areia+Composto orgânico (3:1:1) e T₅ = Solo de floresta (Fração única).

Médias seguidas por letras distintas, maiúsculas nas linhas e minúsculas nas colunas, diferem entre si a nível de 5% de probabilidade pelo teste de Tukey.

O teor de K nas folhas das mudas produzidas em casa de vegetação foi maior (15,40 g/kg) do que em viveiro (11,07 g/kg) (Tabela 9). Os tratamentos terra de subsolo+areia+esterco de gado (T2) e terra de subsolo+areia +esterco de gado+composto orgânico (T3) dentro da casa de vegetação foram diferentes dos tratamentos solo de floresta (T5), terra de subsolo+areia (T1) e terra de subsolo+areia+composto orgânico (T4) sendo que estes não diferiram entre si com (12,62 g/kg, 10,19 g/kg e 9,89 g/kg), respectivamente. No viveiro o substrato composto por terra de subsolo+areia+composto orgânico (T4) apresentou a menor média (7,72 g/kg) e está abaixo da faixa adequada. Os tratamentos terra de subsolo+areia+esterco de gado (T2), terra de subsolo+areia+esterco de gado+composto orgânico (T3), solo de floresta (T5) e terra de subsolo+areia (T1) não foram diferentes entre si e estão dentro e acima da faixa considerada adequada, respectivamente (Tabela 9).

Os resultados indicam que o teor de potássio, está ligado às condições de pH do solo e a maior concentração do K nestes substratos (Tabelas 6 e 7).

A mistura do esterco de gado na composição dos tratamentos (T2) e (T3) elevou o pH do substrato reduzindo a acidez, em relação à testemunha (T1) Tabelas 6 e 7, reduzindo o teor de alumínio e aumentando o teor de potássio e consequentemente facilitando sua absorção e aumentando o seu teor nas folhas das plantas (Tabela 9). O mesmo efeito contribuiu para o aumento do teor de cálcio nestes substratos, ocasionando melhores condições de crescimento das plantas (Tabelas 6 e 7).

Nas Tabelas 6 e 7, verifica-se que a redução dos teores de Al^{3+} , ocasionada pelo esterco de gado, foi suficiente para aumentar o teor de potássio nas plantas. Enquanto que o composto orgânico puro no tratamento T4 apresentou o menor valor. Mais uma confirmação de que o teor de potássio é dependente de condições de pH mais elevado. Resultados semelhantes foram encontrados por Artur et al. (2007) avaliando, em casa de vegetação, os efeitos de doses de esterco bovino e de calcário na formação de mudas de guanandi (*Calophyllum brasiliense* Cambèss.).

Na Tabela 10, encontram-se os resultados dos teores de Ca nas folhas das mudas de guariúba em dois ambientes (viveiro e casa de vegetação) e em diferentes substratos aos 120 dias após o transplantio.

Tabela 10 - Teores de Cálcio (g/kg) na matéria seca das folhas de guariúba (*Clarisia racemosa* Ruiz et Pavon), aos 120 dias após transplantio, em dois ambientes (viveiro e casa de vegetação) e em diferentes substratos.

Ambiente	Substratos					Média
	T1	T2	T3	T4	T5	
Viveiro	12,28 A a	11,19 A a	11,41 A a	11,66 A a	9,37 A b	11,18 A
Casa de vegetação	11,71 AB a	9,75 B a	11,21 AB a	11,31 AB a	13,25 A a	11,45 A
Média	11,99 a	10,47 a	11,31 a	11,49 a	11,31 a	-
¹ F. A	7,60 – 8,20	7,60 – 8,20	7,60 – 8,20	7,60 – 8,20	7,60 – 8,20	-

¹F. A. = Faixa adequada para a seringueira (Malavolta et al., 1989).

T₁ = Terra de subsolo+Areia (3:1); T₂ = Terra de subsolo+Areia+Esterco de gado (3:1:1); T₃ = Terra de subsolo+Areia+Esterco de gado+Composto orgânico (3:1:0,5:0,5); T₄ = Terra de subsolo+Areia+Composto orgânico (3:1:1) e T₅ = Solo de floresta (Fração única).

Médias seguidas por letras distintas, maiúsculas nas linhas e minúsculas nas colunas, diferem entre si a nível de 5% de probabilidade pelo teste de Tukey.

Os teores de Ca em casa de vegetação somente no tratamento solo de floresta (T5) foi maior que em viveiro (13,25 g/kg e 9,37 g/kg) (Tabela 10). Verifica-se na mesma Tabela que o tratamento argila+areia (T1) apresentou maior média de cálcio e não diferiu dos demais

tratamentos (T4, T3, T2 e T5). O tratamento solo de floresta (T5) dentro da casa de vegetação diferiu apenas do composto por terra de subsolo+areia+esterco de gado (T2) com menor valor (10,47 g/kg). Todos os tratamentos estão acima da faixa considerada adequada (Tabela 10).

A matéria orgânica tem sido empregada com o objetivo de melhorar as condições físicas e químicas do substrato. A melhoria dessas condições ocorre com a diminuição da acidez do substrato devido o aumento de Ca^{2+} e Mg^{2+} na composição dos tratamentos.

O teor de cálcio nos tratamentos terra de subsolo+areia+esterco de gado (T2), terra de subsolo+areia+esterco de gado+composto orgânico (T3) e solo de floresta (T5) nas plantas estão acima da faixa adequada e encontram-se presentes e disponíveis para as plantas nos substratos (Tabelas 6 e 7) o que deve favorecer o crescimento das mudas. No entanto, o mesmo não ocorre para as plantas dos tratamentos terra de subsolo+areia (T1) e terra de subsolo+areia+composto orgânico (T4), pois apesar das plantas estarem aos 120 dias com teores de cálcio acima da faixa adequada, a composição destes tratamentos está com o teor de Ca muito baixo CFSEMG (1999) o que possivelmente afetará o crescimento das mudas.

Os resultados encontrados estão de acordo com os obtidos para o ipê-amarelo (*Tabebuia serratifolia*) por Souza et al. (2005). Esses autores testaram diferentes substratos para a produção de mudas e verificaram que o substrato terra de subsolo + composto orgânico, proporcionou maior crescimento das mudas, sendo que os teores mais baixos de grande parte dos nutrientes encontrados no tecido vegetal aos 270 e 420 dias foi no substrato terra de subsolo.

5.5 - Avaliação de crescimento das mudas

As mudas foram avaliadas a cada 30 dias após o transplântio, e finalizou aos 120 dias com 100% de sobrevivência. Não houve interação entre ambiente e substratos para altura, diâmetro de colo, número de folhas, peso da matéria seca da parte aérea (PMSPA), radicular (PSR) e relação parte aérea / sistema radicular (RPAR) nos períodos avaliados. Constatou-se que, a partir de 60 dias, iniciaram as diferenças de crescimento das mudas em viveiro e casa de vegetação.

5.5.1 – Altura das plantas

Na Tabela 11 encontram-se os resultados de altura das mudas de guariúba aos 30, 60, 90 e 120 dias após o transplântio em viveiro, casa de vegetação e em diferentes substratos.

Tabela 11 – Altura (cm) de mudas de guariúba (*Clarisia racemosa* Ruiz et Pavon) aos 30, 60, 90 e 120 dias após o transplântio em dois ambientes (viveiro e casa de vegetação) e em diferentes substratos.

Avaliação	Ambiente	Substratos					Média
		T1	T2	T3	T4	T5	
30 dias	Viveiro	22,26±1,58	20,97±1,82	20,96±1,04	19,67±1,24	22,16±0,18	21,20 A
	*C. V.	24,65±1,24	22,21±0,98	22,78±0,73	19,64±0,72	20,65±1,06	21,99 A
	Média	23,45 a	21,59 ab	21,87 ab	19,66 b	21,41 ab	-
60 dias	Viveiro	26,46±1,33	28,58±1,42	27,99±3,43	25,55±0,94	31,45±0,38	28,00 B
	C. V.	34,67±2,52	33,95±1,66	39,17±0,59	30,62±1,31	38,72±2,32	35,42 A
	Média	30,56 ab	31,26 ab	33,58 a	28,08 b	35,08 a	-
90 dias	Viveiro	29,17±1,23	34,56±1,47	36,95±3,57	30,50±0,92	43,45±0,62	34,92 B
	C. V.	36,62±3,85	35,61±3,17	45,69±2,40	37,45±3,79	54,33±3,60	41,94 A
	Média	32,89 c	35,09 bc	41,32 ab	33,97 bc	48,89 a	-
120 dias	Viveiro	31,75±1,34	40,62±3,95	44,89±4,60	33,69±1,74	55,28±1,59	41,24 B
	C. V.	40,40±3,36	37,16±3,22	50,38±2,20	39,28±3,22	63,96±4,26	46,23 A
	Média	36,07 c	38,89 bc	47,63 b	36,49 c	59,62 a	-

* C.V. = Casa de vegetação.

T₁ = Terra de subsolo+Areia (3:1); T₂ = Terra de subsolo+Areia+Esterco de gado (3:1:1); T₃ = Terra de subsolo+Areia+Esterco de gado+Composto orgânico (3:1:0,5:0,5); T₄ = Terra de subsolo+Areia+Composto orgânico (3:1:1) e T₅ = Solo de floresta (Fração única).

Valores seguidos por letras distintas maiúscula na coluna e minúsculas nas linhas diferem entre si a nível de 5% e 1% de probabilidade pelo teste Tukey.

Aos 30 dias após o transplântio, o tratamento terra de subsolo+areia (T1) apresentou o maior valor (23,45 cm) e diferiu apenas do substrato composto por argila+areia+composto orgânico (T4) com o menor valor (19,66 cm) (Tabela 11).

Aos 60 dias após o transplântio, a altura das mudas de guariúba em casa de vegetação foi maior que no viveiro (35,42 cm e 28,00 cm). Os substratos composto por solo de floresta (T5) e terra de subsolo+areia+esterco de gado+composto orgânico (T3), alcançaram os valores maiores (35,08 cm e 33,58 cm), respectivamente, e não diferiram dos tratamentos terra de subsolo+areia+esterco de gado (T2) e terra de subsolo+areia (T1) o menor valor foi de 28,08 cm no terra de subsolo+areia+composto orgânico (T4) (Tabela 11).

Aos 90 dias, o maior valor permaneceu nas plantas cultivadas dentro da casa de vegetação e menor no viveiro (41,94 cm e 34,92 cm), respectivamente (Tabela 11). Os substratos composto por solo de floresta (T5) e terra de subsolo+areia+esterco de gado+composto orgânico (T3) continuam apresentando os maiores valores (48,89 cm e 41,32 cm), respectivamente, e foram diferentes do terra de subsolo+areia (T1) com o menor valor (32,89 cm) que não diferiu dos tratamentos terra de subsolo+areia+esterco de gado (T2) e

terra de subsolo+areia+composto orgânico (T4) com (35,09cm e 33,97 cm), respectivamente (Tabela 11).

Aos 120 dias, as mudas em casa de vegetação apresentaram maior altura que no viveiro (46,23 cm e 41,24 cm) (Tabela 11). O substrato solo de floresta (T5) apresentou o maior valor (59,62 cm) em relação aos demais tratamentos (T1, T2, T3 e T4). Os tratamentos compostos por terra de subsolo+areia (T1) e terra de subsolo+areia+composto orgânico (T4) apresentaram os menores valores (36,07 cm e 36,49 cm), respectivamente. Esses resultados assemelham-se aos obtidos por Castro et al. (1996) na produção de mudas de calabura (*Muntingia calabura* L.) e por Carvalho Filho et al. (2003) na produção de mudas de jatobá (*Hymenaea courbaril* L.), no qual a composição de substrato equivalente proporcionou melhor desenvolvimento das mudas como um todo.

As maiores alturas das plantas dentro da casa de vegetação no presente trabalho, foram alcançadas, provavelmente, pelo melhor estado nutricional das mudas e pela influência da baixa intensidade de luz causada pelo sombreamento destas por árvores localizadas próximo ao ambiente estudado, criando assim um microambiente mais favorável ao crescimento das mudas do que em viveiro coberto com tela sombrite 50%. Segundo Gonçalves et al. (2000) o sombreamento artificial pode afetar positivamente a taxa de crescimento e qualidade da muda, com efeitos distintos conforme a classe ecológica da espécie. Estes efeitos estão diretamente relacionados com o estado hídrico e nutricional das mudas.

Moraes Neto et al. (2000) a capacidade de crescer rapidamente quando sombreada é um importante mecanismo de adaptação da espécie, o que constitui uma valiosa estratégia para escapar às condições de baixa intensidade luminosa.

A respeito da variação existente entre os padrões de qualidade de mudas em diferentes sítios, Carneiro (1995) comenta que a qualidade está relacionada à presença de características que possam oferecer resistência a muda em condições adversas que estas possam sofrer no campo. Gonçalves et al. (2000) consideram que uma muda de boa qualidade apresenta altura variando de 20 a 35 cm, requisitos encontrados aos 60 dias e superados aos 90 dias após o transplântio pelas mudas produzidas nos tratamentos solo de florestas (T5), terra de subsolo+areia+esterco de gado+composto orgânico (T3) e terra de subsolo+areia+esterco de gado (T2) (Tabela 11).

A altura das mudas de guariúba foram maiores em todos os substratos em relação à testemunha (T1) com ausência de matéria orgânica e o T5 composto por solo de floresta apresentou o maior valor (59,62 cm) (Tabela 11). Nesse sentido, vários estudos mostram o efeito negativo à medida que aumentam as doses de vermicomposto e composto orgânico, como observado na produção de *Eucalyptus saligna* Caldeira et al. (2000a) e *Acacia meamsii* Caldeira et al. (2000b). No geral, as mudas de guariúba produzidas no substrato terra de subsolo+areia+composto orgânico (T4) não tiveram um bom desenvolvimento. Isso pode ter sido em função da desvantagem do predomínio da microporosidade, o que pode reduzir a aeração, resultados semelhantes foram obtidos por (Caldeira et al., 2008).

A maior altura das plantas nos substratos terra de subsolo+areia+esterco de gado+composto orgânico (T3) e terra de subsolo+areia+esterco de gado (T2) indica as melhores composições, dispensando a fertilização, devido as suas melhores propriedades físicas e químicas até 120 dias após o transplântio. Resultados semelhantes foram encontrados por Corrente (2006) avaliando composições de substratos e tipos de embalagens no crescimento de mudas de castanheira-do-brasil. Esses resultados podem estar relacionados ao teor de fósforo disponível e a alta CTC nos substratos (Tabelas 6 e 7). De acordo com Fermino (1996) citado por Corrente (2003) a alta CTC é importante característica de substrato, pois está relacionada diretamente com a capacidade de tamponamento às variações bruscas no valor de pH e na disponibilidade de nutrientes, sendo importante na redução das perdas de cátions por lixiviação.

5.5.2 – Diâmetro de colo

Na Tabela 12 encontram-se os resultados de diâmetro de colo das mudas de guariúba aos 30, 60, 90 e 120 dias após o transplântio no viveiro, casa de vegetação e em diferentes substratos.

Tabela 12 – Diâmetro (mm) de mudas de guaribá (*Clarisia racemosa* Ruiz et Pavon) aos 30, 60, 90 e 120 dias após o transplântio em dois ambientes (viveiro e casa de vegetação) e em diferentes substratos.

Avaliação	Ambiente	Substratos					Média
		T1	T2	T3	T4	T5	
30 dias	Viveiro	1,67±0,18	1,72±0,09	1,75±0,32	1,68±0,22	1,86±0,16	1,73 B
	*C. V.	2,97±0,08	2,46±0,13	2,58±0,06	2,92±0,19	2,49±0,07	2,68 A
	Média	2,32 a	2,09 a	2,17 a	2,30 a	2,17 a	-
60 dias	Viveiro	2,39±0,16	2,19±0,06	2,08±0,12	2,18±0,05	2,18±0,05	2,21 B
	C. V.	3,86±0,11	4,06±0,14	4,06±0,13	3,86±0,23	3,79±0,11	3,93 A
	Média	3,13 a	3,13 a	3,07 a	3,02 a	2,99 a	-
90 dias	Viveiro	3,93±0,17	4,21±0,11	4,33±0,33	4,04±0,30	4,48±0,13	4,20 B
	C. V.	4,70±0,17	4,67±0,39	5,30±0,34	5,07±0,07	5,27±0,09	5,00 A
	Média	4,32 a	4,44 a	4,82 a	4,56 a	4,88 a	-
120 dias	Viveiro	4,30±0,15	5,12±0,18	5,36±0,25	4,51±0,31	5,29±0,26	4,92 B
	C. V.	5,39±0,23	5,61±0,21	6,32±0,40	6,04±0,37	6,69±0,17	6,01 A
	Média	4,85 b	5,37 ab	5,84 a	5,27 ab	5,99 a	-

* C.V. = Casa de vegetação.

T₁ = Terra de subsolo+Areia (3:1); T₂ = Terra de subsolo+Areia+Esterco de gado (3:1:1); T₃ = Terra de subsolo+Areia+Esterco de gado+Composto orgânico (3:1:0,5:0,5); T₄ = Terra de subsolo+Areia+Composto orgânico (3:1:1) e T₅ = Solo de floresta (Fração única).

Valores seguidos por letras distintas maiúscula na coluna e minúsculas nas linhas diferem entre si a nível de 5% de probabilidade pelo teste Tukey.

Aos 30, 60, 90 e 120 dias após o transplântio, as plantas em casa de vegetação apresentaram os maiores valores (2,68 mm, 3,93 mm, 5,00 mm e 6,01 mm) que no viveiro (1,73 mm, 2,21 mm, 4,20 mm e 4,92 mm), respectivamente (Tabela 12). O efeito dos substratos não foi verificado até 90 dias após o transplântio.

Aos 120 dias, os substratos solo de floresta (T5) e terra de subsolo+areia+esterco de gado+composto orgânico (T3) apresentaram os maiores valores (5,99 mm e 5,84 mm) em relação ao composto por terra de subsolo+areia (T1) com 4,85 mm e este não diferiu dos substratos compostos por terra de subsolo+areia+esterco de gado (T2) e terra de subsolo+areia+composto orgânico (T4) com (5,37 mm e 5,27 mm), respectivamente (Tabela 12).

Todos os tratamentos apresentaram maiores valores em diâmetro de colo em relação à testemunha com ausência de matéria orgânica (T1). Os substratos apresentam nutrientes suficientes para suprir o crescimento em diâmetro de colo de mudas, não havendo necessidade de fertilização até 120 dias após o transplântio.

O diâmetro de colo tem sido reconhecido como um dos melhores indicadores de padrão de qualidade de mudas. Scalon et al. (2002) observaram no crescimento inicial de mudas de espécies florestais nativas, a importância do diâmetro do colo como característica valiosa no potencial da muda para a sobrevivência e o crescimento após o plantio. De acordo

com Carneiro (1995), as plantas com maior diâmetro apresentam percentual de sobrevivência mais elevado, principalmente pela maior capacidade de formação e de crescimento de novas raízes.

A ausência de fonte orgânica na composição do T1 talvez não tenha proporcionado condições físicas e químicas adequadas para o desenvolvimento das mudas de guariúba. Resultados semelhantes foram obtidos por Lucena et al. (2006) no desenvolvimento de mudas de leucena (*Leucaena leucocephala*) e flamboyant (*Flamboyant sp.*) em diferentes composições de substratos.

5.5.3 – Número de folhas

Na Tabela 13 encontram-se os resultados de número de folhas das mudas de guariúba aos 30, 60, 90 e 120 dias após o transplântio em viveiro, casa de vegetação e em diferentes substratos.

Tabela 13 - Número de folhas de mudas de guariúba (*Clarisia racemosa* Ruiz et Pavon) aos 30, 60, 90 e 120 dias após o transplântio em dois ambientes (viveiro e casa de vegetação) e em diferentes substratos.

Avaliação	Ambiente	Substratos					Média
		T1	T2	T3	T4	T5	
30 dias	Viveiro	6,45±0,62	6,00±0,19	6,44±0,11	6,00±0,51	5,89±0,29	6,16±0,12 A
	*C. V.	6,22±0,22	6,33±0,70	6,00±0,19	5,11±0,62	6,11±0,11	5,96±0,22 A
	Média	6,34 a	6,17 a	6,22 a	5,56 a	6,00 a	-
60 dias	Viveiro	8,00±0,84	8,67±0,38	8,89±1,28	7,89±0,40	9,11±0,29	8,51±0,24 B
	C. V.	10,67±0,33	11,22±0,55	11,78±0,49	9,78±1,06	11,56±0,59	11,00±0,36 A
	Média	9,33 a	9,95 a	10,33 a	8,84 a	10,34 a	-
90 dias	Viveiro	8,67±0,77	11,89±0,49	12,78±1,45	10,89±0,40	12,78±0,68	11,40±0,77 B
	C. V.	14,67±0,38	16,67±1,17	16,55±0,78	13,56±1,45	18,11±0,87	15,91±0,80 A
	Média	11,67 c	14,28 abc	14,67 ab	12,22 bc	15,45 a	-
120 dias	Viveiro	10,67±0,69	16,55±1,13	18,78±1,75	13,56±1,16	21,00±0,88	16,11±1,83 B
	C. V.	16,22±0,45	19,00±1,92	20,45±0,62	13,89±1,06	22,67±0,38	18,45±1,54 A
	Média	13,44 c	17,78 b	19,61 ab	13,72 c	21,83 a	-

* C.V. = Casa de vegetação.

T₁ = Terra de subsolo+Areia (3:1); T₂ = Terra de subsolo+Areia+Esterco de gado (3:1:1); T₃ = Terra de subsolo+Areia+Esterco de gado+Composto orgânico (3:1:0,5:0,5); T₄ = Terra de subsolo+Areia+Composto orgânico (3:1:1) e T₅ = Solo de floresta (Fração única).

Valores seguidos por letras distintas maiúscula na coluna e minúsculas nas linhas diferem entre si a nível de 5 de probabilidade pelo teste Tukey.

Aos 30 dias após o transplântio não foi verificado efeito dos tratamentos na produção de folhas das plantas de guariúba (Tabela 13).

Após 60 dias, o número de folhas das mudas de guariúba dentro da casa de vegetação foi maior que no viveiro ($11,00 \pm 0,36$ e $8,51 \pm 0,24$). O efeito dos substratos não foi verificado nesse período.

Aos 90 dias, o maior valor permaneceu nas plantas cultivadas dentro da casa de vegetação que no viveiro ($15,91 \pm 0,80$ e $11,40 \pm 0,77$). Os substratos composto por solo de floresta (T5), apresentou o maior valor (15,45) e diferiu apenas dos substratos compostos por terra de subsolo+areia (T1) e terra de subsolo+areia+composto orgânico (T4) com os menores valores (11,67 e 12,22) (Tabela 13).

Aos 120 dias, as mudas dentro da casa de vegetação apresentaram maior valor no número de folhas que no viveiro ($18,45 \pm 1,54$ e $16,11 \pm 1,83$). O substrato solo de floresta (T5) apresentou o maior valor (21,83) seguido do substrato terra de subsolo+areia+esterco de gado+composto orgânico (T3) com (19,61) que não diferiu do substrato composto por terra de subsolo+areia+esterco de gado (T2) com (17,78). Os tratamentos terra de subsolo+areia (T1) e terra de subsolo+areia+composto orgânico (T4) apresentaram os menores valores (13,44 e 13,72) (Tabela 13).

O menor número de folhas, obtido nas mudas desenvolvidas na mistura de terra de subsolo+areia (T1) e terra de subsolo+areia+composto orgânico (T4). Sugere que há uma relação entre a saturação em bases (V%) e da capacidade de troca catiônica (CTC) no crescimento das plantas nesses tratamentos, pois para os substratos oferecerem um bom suprimento de nutrientes, é importante que apresentem alta saturação em bases e uma elevada capacidade de troca catiônica (CFSEMG, 1999). Um substrato com o valor V% alto, porém, com baixa CTC ou inversamente, com baixo valor V% e alta CTC, provavelmente tenha ocasionado problemas quanto à nutrição das plantas (Tabelas 6 e 7).

A ausência de matéria orgânica na testemunha (T1) e o maior teor de alumínio e de alumínio + hidrogênio no composto orgânico puro (T4) contribuíram para os menores teores de Ca^{2+} , Mg^{2+} e K (Tabelas 6 e 7). A menor disponibilidade de nutrientes nesses substratos resultou no menor número de folhas (Tabela 13). Resultados semelhantes foram observados por Brauwiers e Camargo (2000) no desenvolvimento de mudas de paratudo (*Tabebuia caraíba* (Mart.) Bur.) e sucupira – preta (*Bowdichia virgiloides* H. B. K.) e por Arrigoni-Blank et al. (2003) com mudas de jasmim-laranja (*Murraya exótica* L.).

5.5.4 – Área foliar

Na Tabela 14 encontram-se os resultados de área foliar (cm²) das mudas de guariúba aos 120 dias após o transplantio em viveiro, casa de vegetação e em diferentes substratos.

Tabelas 14 – Área foliar (cm²) de mudas de guariúba (*Clarisia racemosa* Ruiz et Pavon) aos 120 dias após o transplantio em dois ambientes (viveiro e casa de vegetação) e em diferentes substratos.

Ambiente	Substratos					Média
	T1	T2	T3	T4	T5	
Viveiro	120,44±13,08	241,71±58,26	324,57±54,61	201,44±18,80	360,06±36,77	249,64 B
*C. V.	207,92±6,51	329,15±40,39	454,95±29,44	289,84±56,05	382,95±64,42	332,96 A
Média	164,18 c	285,43 abc	389,76 a	245,64 bc	371,50 ab	-

*C. V. = Casa de vegetação.

T₁ = Terra de subsolo+Areia (3:1); T₂ = Terra de subsolo+Areia+Esterco de gado (3:1:1); T₃ = Terra de subsolo+Areia+Esterco de gado+Composto orgânico (3:1:0,5:0,5); T₄ = Terra de subsolo+Areia+Composto orgânico (3:1:1) e T₅ = Solo de floresta (Fração única).

Valores seguidos por letras distintas maiúscula na coluna e minúsculas nas linhas diferem entre si a nível de 5 de probabilidade pelo teste Tukey.

Após 120 dias, as mudas de guariúba em casa de vegetação apresentaram maior área foliar que no viveiro (332,96 cm² e 249,64 cm²). Os substratos composto por terra de subsolo+areia+esterco de gado+composto orgânico (T3) foi diferente dos substratos compostos por terra de subsolo+areia (T1) e terra de subsolo+areia+composto orgânico (T4) com (164,18 cm² e 245,64 cm²), respectivamente, e não diferiu dos substratos compostos por solo de floresta (T5) e terra de subsolo+areia+esterco de gado (T2) com (371,50 cm² e 285,43 cm²). O tratamento terra de subsolo+areia (T1) apresentou o menor valor (164,18 cm²) em relação aos demais substratos (Tabela 14).

Da mesma forma, como verificado no número de folhas, o menor resultado para área foliar foi obtido nas mudas desenvolvidas na mistura de terra de subsolo+areia (T1) (Tabela 14). Um bom substrato teve oferecer um adequado suprimento de nutrientes, é importante que apresente alta saturação em bases e uma elevada capacidade de troca catiônica, um substrato com o valor V% alto, porém, com baixa CTC ou inversamente, com baixo valor V% e alta CTC (Tabelas, 6 e 7), ocasionará problemas quanto à nutrição das plantas e consequentemente no menor valor em área foliar como verificado no tratamento T1 (Tabela 14).

Resultados semelhantes foram encontrados por Fanti e Perez (2003) sobre a influência do sombreamento artificial e da adubação química na produção de mudas de *Adenanthera pavonina* L. Segundo Pedroso e Varela (1995) o aumento em área foliar com o

sombreamento é uma das adaptações que permite ao vegetal aumentar rapidamente a superfície fotossintetizante e assegurar um aproveitamento maior das baixas intensidades luminosas. De acordo com Goulet e Bellefleur (1986) citado por Ortega et al. (2006) as espécies representadas por pioneiras e secundárias não têm capacidade de formar folhas típicas de sol e de sombra e não são capazes de responder a uma baixa condição lumínica. Ao contrário, espécies tolerantes têm capacidade de melhor se ajustar morfológicamente ao ambiente de luz, formando folhas de sombra e de sol.

5.5.5 – Peso da matéria seca da parte aérea (PMSPA)

Na Tabela 15 encontram-se os resultados do peso da matéria seca da parte aérea (g) das mudas de guariúba aos 120 dias após o transplântio em viveiro, casa de vegetação e em diferentes substratos.

Tabela 15 – Peso da massa da matéria seca da parte aérea (g) de mudas de guariúba (*Clarisia racemosa* Ruiz et Pavon) aos 120 dias após o transplântio em dois ambientes (viveiro e casa de vegetação) e em diferentes substratos.

Ambiente	Substratos					Média
	T1	T2	T3	T4	T5	
Viveiro	1,613±0,15	2,887±0,64	3,527±0,79	2,393±0,15	4,120±0,27	2,908 B
Casa de vegetação	2,700±0,22	3,897±0,74	5,663±0,57	3,020±0,52	5,160±0,25	4,088 A
Média	2,157 b	3,392 ab	4,595 a	2,707 b	4,640 a	-

T₁ = Terra de subsolo+Areia (3:1); T₂ = Terra de subsolo+Areia+Esterco de gado (3:1:1); T₃ = Terra de subsolo+Areia+Esterco de gado+Composto orgânico (3:1:0,5:0,5); T₄ = Terra de subsolo+Areia+Composto orgânico (3:1:1) e T₅ = Solo de floresta (Fração única).

Valores seguidos por letras distintas maiúscula na coluna e minúsculas nas linhas diferem entre si a nível de 5 de probabilidade pelo teste Tukey.

Após 120 dias, as mudas de guariúba dentro da casa de vegetação apresentaram maior peso que no viveiro (4,088 g e 2,908 g). Os substratos composto por solo de floresta (T5), terra de subsolo+areia+esterco de gado+composto orgânico (T3) e terra de subsolo+areia+esterco de gado (T2) proporcionaram os valores maiores de PMSPA (4,640 g; 4,595 g e 3,392 g) os menores acúmulos de matérias secas foram nos compostos com terra de subsolo+areia (T1) e terra de subsolo+areia+composto orgânico (T4) com (2,157 g e 2,707 g), respectivamente (Tabela 15). A matéria orgânica promoveu acréscimo do material seco da parte aérea nas mudas obtidas nos substratos (T2, T3 e T5), esse resultado possivelmente foi em razão do alto valor de fósforo e alta CTC nesses substratos (Tabelas 6 e 7).

Resultados semelhantes foram verificados por Vieira et al. (1998) estudando o efeito de substratos sobre a formação de mudas de freijó-louro (*Cordia alliodora* Ruiz et Pav. Oken.) e Castro et al. (1996) avaliando o efeito dos substratos na produção de mudas de calabura (*Muntingia calabura* L.) esses autores verificaram a influência positiva do esterco bovino. Caldeira et al. (2008) avaliando a influência do composto orgânico na produção de mudas de aroeira-vermelha (*Schinus terebinthifolius* Raddi) também encontraram resultados semelhantes.

Salisbury e Ross (1969) citados por Ortega et al. (2006) consideram que a baixa produção de matéria seca causada pelo sombreamento pode ser explicada com base no ponto de compensação. Por exemplo, espécies tolerantes têm baixo ponto de compensação, sendo capazes de produzirem assimilados sob baixa intensidade de luz. Para as espécies intolerantes, por possuírem alto ponto de compensação, há redução na produção de matéria seca à medida que diminui a intensidade de luz, pois, sob intensidade de luz abaixo do ponto de compensação o hidrato de carbono é mais consumido pela respiração do que produzido pela fotossíntese.

Felfili et al. (1999) demonstraram que mesmo espécies tolerantes ao sombreamento alcançam à máxima produção de massa seca quando crescem em pleno sol. Segundo Larcher (2006) os vegetais submetidos a maiores intensidades luminosas possuem maiores taxas de assimilação líquida, resultando em maior produção de matéria seca.

Como exemplo da existência da variabilidade de respostas das plantas ao fator luz, foi observado que mudas de *Clitoria fairchildiana* H. e de *Peltophorum dubium* se desenvolveram bem tanto a pleno sol como sob 30, 50 e 75% de sombreamento (Portela et al., 2001).

Plantas de *Cróton urucurana* conhecida como uma espécie pioneira, quando submetidas a 70% de sombreamento obtiveram maior acúmulo de biomassa das folhas e do caule, altura e área foliar maiores, ao passo que, a pleno sol, houve maior desenvolvimento do sistema radicular (Alvarenga et al., 2003).

5.5.6 – Peso da matéria seca do sistema radicular (PSR)

Na Tabela 16 encontram-se os resultados do peso da matéria seca do sistema radicular (g) das mudas de guariúba aos 120 dias após o transplântio em viveiro, casa de vegetação e em diferentes substratos.

Tabela 16 – Peso da matéria seca do sistema radicular (g) de mudas de guariúba (*Clarisia racemosa* Ruiz et Pavon) aos 120 dias após o transplântio em dois ambientes (viveiro e casa de vegetação) e em diferentes substratos.

Ambiente	Substratos					Média
	T1	T2	T3	T4	T5	
Viveiro	1,393±0,16	1,063±0,11	1,187±0,24	1,357±0,30	1,507±0,05	1,301 B
Casa de vegetação	1,540±0,33	1,327±0,25	1,960±0,05	1,697±0,22	2,150±0,24	1,735 A
Média	1,467 a	1,195 a	1,573 a	1,527 a	1,828 a	-

T₁ = Terra de subsolo+Areia (3:1); T₂ = Terra de subsolo+Areia+Esterco de gado (3:1:1); T₃ = Terra de subsolo+Areia+Esterco de gado+Composto orgânico (3:1:0,5:0,5); T₄ = Terra de subsolo+Areia+Composto orgânico (3:1:1) e T₅ = Solo de floresta (Fração única).

Valores seguidos por letras distintas maiúscula na coluna e minúsculas nas linhas diferem entre si a nível de 5 de probabilidade pelo teste Tukey.

As mudas de guariúba dentro da casa de vegetação aos 120 dias após o transplântio apresentaram maior acúmulo de matéria seca que no viveiro (1,735 g e 1,301 g) e não foi verificado efeito dos substratos para PSR (Tabela 16). Resultados semelhantes foram obtidos por Varela e Santos (1992) estudando *Dinizia excelsa* e Dias Filho e Chagas Júnior (2000) estudando *Rolandra fruticosa*. Esses autores constataram menor produção de biomassa radicular no tratamento com sombreamento.

5.5.7 – Relação peso da matéria seca da parte aérea / sistema radicular (RPAR)

Na Tabela 17 encontram-se os resultados da relação peso da matéria seca da parte aérea / sistema radicular (RPAR) das mudas de guariúba aos 120 dias após o transplântio em viveiro, casa de vegetação e em diferentes substratos.

Tabelas 17 – Peso da relação peso da matéria seca da parte aérea / sistema radicular de mudas de guariúba (*Clarisia racemosa* Ruiz et Pavon) aos 120 dias após o transplântio em dois ambientes (viveiro e casa de vegetação) e em diferentes substratos.

Ambiente	Substratos					Média
	T1	T2	T3	T4	T5	
Viveiro	1,172	2,667	2,976	1,946	2,721	2,297 A
*C. V.	1,890	3,449	2,887	1,762	2,457	2,489 A
Média	1,531 a	3,058 a	2,932 a	1,854 a	2,589 a	-

*C. V. = Casa de vegetação.

T₁ = Terra de subsolo+Areia (3:1); T₂ = Terra de subsolo+Areia+Esterco de gado (3:1:1); T₃ = Terra de subsolo+Areia+Esterco de gado+Composto orgânico (3:1:0,5:0,5); T₄ = Terra de subsolo+Areia+Composto orgânico (3:1:1) e T₅ = Solo de floresta (Fração única).

Valores seguidos por letras distintas maiúscula na coluna e minúsculas nas linhas diferem entre si a nível de 5 de probabilidade pelo teste Tukey.

A não diferença do efeito dos substratos nessa variável RPAR, também indica que o crescimento das plantas ocorreu mantendo o equilíbrio entre a PMSPA e PSR. Resultados semelhantes para RPAR foram encontrados por Cunha et al., (2006) avaliando o efeito de diferentes substratos sobre o desenvolvimento de mudas de *Acacia* sp.

6. CONCLUSÃO

Os frutos de guariúba apresentaram em média o comprimento de 33,29 mm e o peso de 6,712 g. As sementes de guariúba apresentaram em média o comprimento de 24,61 mm, o peso de 2,83 g e número de sementes por kg de 409,80.

As sementes de guariúba com o teor de água de 42,10% apresentaram a germinação média de 90,40% em todos os substratos sem tratamento pré-germinativo, com início aos 30 dias e final aos 45 dias após a semeadura.

Os substratos solo de floresta, terra de subsolo+areia+esterco de gado+composto orgânico e terra de subsolo+areia+esterco de gado apresentaram melhores resultados com relação às características químicas em comparação com os demais substratos.

A ordem decrescente dos teores de macronutrientes nas folhas de guariúba é: $N > K > Ca > Mg > P$.

Aos 120 dias as mudas de guariúba apresentaram maior crescimento em altura, diâmetro de colo, número de folhas, área foliar, PMSPA, quando cultivadas nos substratos solo de floresta, terra de subsolo+areia+esterco de gado+composto orgânico e terra de subsolo+areia+esterco de gado.

Os tratamentos terra de subsolo+areia e terra de subsolo+areia+composto orgânico apresentaram os menores valores de crescimentos em altura, diâmetro, número de folhas, área foliar e PMSPA.

7. REFERÊNCIA BIBLIOGRÁFICA

ABREU JR., C. H.; MURAOKA, T.; OLIVEIRA, F. C. Carbono, nitrogênio, fósforo e enxofre em solos tratados com composto de lixo urbano. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, Viçosa, v. 26, n. 3, p. 769-780, 2002.

ALVARENGA, A. A. et al. Effects of different levels on the initial growth and photosynthesis of *Croton urucurana* Baill. In southeastern Brazil. **Revista Árvore**, v. 27, n. 1, p. 53-57, 2003.

ARRIGONI-BLANK, M. DE F. et al. Efeito do substrato e luminosidade na emergência e desenvolvimento de mudas de jasmim-laranja (*Murraya exótica* L.). **Revista Ciência Agronômica**, vol. 34, n. 1, p. 5-12, 2003.

ARTUR, et al. Esterco bovino e calagem para formação de mudas de guanandi. **Pesq. Agropec. Bras.** v. 42, n. 6, 2007.

BARAÚNA, E. E. P. Umidade de equilíbrio da madeira de Angelim vermelho (*Dinizia excelsa* Ducke), Guariúba (*Clarisia racemosa*) e Tauari vermelho (*Cariniana micrantha* Ducke) em diferentes condições de temperatura e umidade relativa. Manaus: UFAM, p. 61, 2006.

BARBOSA, K. C. e BARBOSA, L. M. Interações solo x planta x animal: Que podem contribuir para o sucesso de projetos sobre recuperação de áreas degradadas. IN: Barbosa, L.M.; Santos Junior, N.A. dos orgs. 58º Congresso Nacional de Botânica. A Botânica no Brasil: pesquisa, ensino e políticas públicas ambientais, São Paulo – SP, p. 537-541, 2007.

BARROS, J. G. Calagem e adubação para a formação de mudas de mogno (*Swietenia macrophylla* King.). Dissertação (Mestrado em Ciências Agrárias, Área de concentração Sistemas Agroflorestais). Universidade Federal do Amazonas. Manaus. 63 p. 2001.

BOLFE, E. L. et al. Avaliação da classificação digital de povoamentos florestais em imagens de satélite através de índice de Acurácia. **Revista Árvore**, Viçosa, v. 28, n. 1, p. 85-90, 2004.

BORGES, E.E.L. e RENA, A.B. Germinação de sementes. In: AGUIAR, I. B.; PIÑARODRIGUES, F. C. M.; FIGLIOLIA, M. B. (Coord.). **Sementes florestais tropicais**. Brasília: ABRATES, p. 83-135. 1993.

BRAGA, F.de A. et al. Requerimentos nutricionais de quatro espécies florestais. **Revista Árvore**, Viçosa, 1994.

BRASIL. Ministério da Agricultura e Reforma Agrária. *Regras para análise de sementes*. Brasília, DF: SNDA/DNDV/CLAV, 365 p. 1992.

BRAUSWERS, L. R. e CAMARGO, I. P. de. Efeito de substratos sobre o desenvolvimento de mudas de paratudo e sucupira preta. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 18, supl., p. 892-893, 2000.

CALDEIRA, M. V. W. et al. Crescimento de mudas de *Eucalyptus saligna* Smith em função de diferentes doses de vermicomposto. **Revista Floresta**, v. 28, n. ½, p. 19-30, 2000^a.

_____, SCHUMACHER, M. V.; TEDESCO. N. Crescimento de mudas de *Acacia mearnsii* em função de diferentes doses de vermicomposto. **Scientia Forestalis**, n. 57, p. 161-170, 2000b.

_____, et al. Composto orgânico na produção de mudas de aroeira-vermelha. **Scientia Agrária**, v. 9, n. 1, p. 27-33, 2008.

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

CARVALHO, A. A. B. et al. Demografia do perfilhamento e taxas de acúmulo de matéria seca em capim ‘tifon 85’ sob pastejo. **Scientia Agrícola**, 4 (57): p. 591-600. 2000.

CARVALHO FILHO, J.L.S. et al. Produção de mudas de *Cassia grandis* L. em diferentes ambientes, recipientes e misturas de substratos. **Revista Ceres**, v.49, n. 284, p. 341-352, 2002.

_____, et al. Produção de mudas de *Hymenaea courbaril* L. em diferentes ambientes, recipientes e composições de substratos. **Revista Cerne**, v.9, n. 1, p. 109-118, 2003.

CASTRO, E.M.; et al. Efeito de substratos na produção de mudas de calabura (*Muntingia calabura* L.). **Ciência e Agrotecnologia**, v. 20, n. 3, p. 366-370, 1996.

CFSEMG. Recomendação para uso de corretivos e fertilizantes no Estado de Minas Gerais. 5^a aproximação. Viçosa. 359 p. 1999.

CORRENTE, O. Composição de substratos e tipos de embalagens no crescimento de mudas de castanheira-do-brasil (*Bertholletia excelsa* H. B. K.). Cuiabá: UFMT, (Dissertação de Mestrado em Agricultura Tropical), 42 p. 2003.

CRUZ, C. A. F.; PAIVA, H. N.; GUERRERO, C. R. A. Efeito da adubação nitrogenada na produção de mudas de sete-cascas (*Samanea inopinata* (Harms) Ducke). **Revista Árvore**, Viçosa-MG, v. 30, n. 4, p. 537-546, 2006.

CUNHA, A. M. et al. Efeito de diferentes substratos sobre o desenvolvimento de mudas de *Acacia* sp. **Revista Árvore**, v. 30, n. 2, p. 207-214, 2006.

DIAS FILHO, M. B. e CHAGAS JUNIOR, A. F. Crescimento, alocação de biomassa e fotossíntese de *Rolandra fruticosa* (Asteraceae) em resposta ao sombreamento. **Planta Daninha**, Londrina, v. 18, n. 1, p. 71-78, 2000.

EMPRESA BRASILEIRA DE PESQUISA AGROPECUÁRIA. Manual de métodos de análise de solo, plantas e fertilizantes. 2. ed. Rio de Janeiro: **EMBRAPA**, 212 p. 1999.

EPSTEIN, E. e BLOOM, A. Nutrição Mineral de Plantas: Princípios e Perspectivas: Londrina. Ed. Planta. 401 p. 2006.

FANTI, S. C. e PEREZ, S. C. J. G. de A. Influência do sombreamento artificial e da adubação química na produção de mudas de *Adenanthera Pavonina* L. **Ciência Florestal**, Santa Maria, vol. 13, n. 001, p. 49-56. 2003.

FELFILI, J. M. et al. Comportamento de plântulas de *Sclerolobium paniculatum* Vog. Var. *rubiginosum* (Tul.) Benth. sob diferentes níveis de sombreamento, em viveiro. **Revista Brasileira de Botânica**, v. 22, n. 2, p. 13-17, 1999.

FERRAZ, I. D. K. e VARELA, V. P. Temperaturas cardiais de germinação e sensibilidade ao resfriamento das sementes de guariúba (*Clarisia racemosa* Ruiz et Pavon). Moraceae. Revista de ciências agrárias. Belém – PA, n.39, p. 183-191, 2003.

_____ et al. Características básicas para um agrupamento ecológico preliminar de espécies madeiras da floresta de terra firme da Amazônia Central. **Acta Amazonica**, vol.34, n.4, p.621-633, 2004.

FIDALGO, A. de O. et al. Biologia de sementes de espécies nativas. IN: Barbosa, L.M.; Santos Junior, N.A. dos orgs. 58º Congresso Nacional de Botânica. A Botânica no Brasil: pesquisa, ensino e políticas públicas ambientais, São Paulo – SP, p. 597-605, 2007.

FIGLIOLIA, M. B.; OLIVEIRA, E. C.; PIÑA-RODRIGUES, F. C. M. Análise de sementes. In: AGUIAR, I. B.; PIÑA-RODRIGUES, F. C. M.; FIGLIOLIA, M. B. (Coord.). **Sementes florestais tropicais**. Brasília: ABRATES, 1993. p. 137-174.

FONSECA, E .P. et al. Padrão de qualidade de mudas de *Trema micrantha* (L.) Blume, produzidas sob diferentes períodos de sombreamento. **Revista Árvore**, v.26, n.4, p. 515-523, 2002.

FONSECA, C.E.L.; CONDÉ, R.C.C.; SILVA, J.A. Influência da profundidade de semeadura e da luminosidade na germinação de sementes de mangaba (*Hancornia speciosa* Gom.). **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 29, n. 4, p. 661-666, 1994a.

_____;_____;_____. Influência da profundidade de semeadura e da luminosidade na germinação de sementes de baru (*Dipteryx alata* Vog.). **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 29, n. 4, p. 653-659, 1994b.

GOMES, J.M. et al. Efeitos de diferentes substratos na produção de mudas de *Eucalyptus grandis* W. Hill ex Maiden. **Revista Árvore**, v. 15, n.1, p. 35-42, 1991.

GONÇALVES, J. L. M.; POGGIANI, F. Substrato para produção de mudas florestais. In: SOLO-SUELO – CONGRESSO LATINO AMERICANO DE CIÊNCIA DO SOLO, 13, Águas de Lindóia, 1996. **Resumos expandidos**. Águas de Lindóia: SLCS / SBCS / ESALQ/USP / CEA-ESALQ/USP / SBM, 1996. (CD Rom).

GONÇALVES, J. L. M. et al. Produção de mudas de espécies nativas: substratos, nutrição, sombreamento e fertilização. In: GONÇALVES, J. L. M.; BENEDETTI, V. (Eds.) **Nutrição e fertilização florestal**. Piracicaba: ESALQ/USP. P.309-350. 2000.

GRAVE, F. et al. Crescimento de plantas jovens de açoita-cavalo (*Luehea divaricata*) em quatro diferentes substratos. **Ciência Florestal**, Santa Maria, v. 17, n. 4, p. 289-298, 2007.

GUERRINI, A.; TRIGUEIRO, R. M. Atributos físicos e químicos de substratos compostos por bio sólidos. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, Viçosa, v. 28, n. 6, p. 1069-1076, 2004.

JESUS, R. M. de e PIÑA-RODRIGUES, F.C.M. **Programa de produção e tecnologia de sementes de espécies florestais nativas desenvolvido pela Floresta Rio doce S/A**. In: SIMPÓSIO BRASILEIRO SOBRE TECNOLOGIA DE SEMENTES FLORESTAIS, 2., 1989. Anais. Atibaia, SP: Secretaria do Meio Ambiente/Instituto Florestal, p. 59-86. 1989.

LARCHER, W. *Ecofisiologia Vegetal*, São Carlos: RiMa, 550 p. 2006.

LEDO, A. S. et al. Efeito do tamanho da semente, do substrato e pré-tratamento na germinação de sementes de pupunha. **Ciência Agronômica**, v.33, n.1, p.29-32, 2002.

LIMA, J. D. et al. Efeito da temperatura e do substrato na germinação de sementes de *Caesalpinia férrea* Mart. ex Tul. (Leguminosae, Caesalpinoideae). **Revista Árvore**, v. 30, n. 4, p. 513-518, 2006.

LOUREIRO, A.A. e SILVA, M.F. **Catálogo das madeiras da Amazônia**. Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia – INPA, vol. 2, Belém / PA, p. 185-187. 1968.

LUCENA, A. M. A.; GUERRA, H. O. C.; CHAVES, L. H. G. Desenvolvimento de mudas de leucena e flamboyant em diferentes composições de substratos. **Revista Verde** – Mossoró, RN, v. 1, n. 2, p. 16-23. 2006.

MALAVOLTA, E.; VITTI, G. C.; OLIVEIRA, S. A. de. Avaliação do estado nutricional das plantas: princípios e aplicações. Piracicaba: Potafos, 201 p. 1989.

_____;_____;_____.Avaliação do estado nutricional das plantas: princípios e aplicações. 2. ed. Piracicaba: Potafos, 319 p. 1997.

MAINIERI, C. e CHIMELO, J. P. **Fichas de características das madeiras brasileiras**, Instituto de Pesquisas Tecnológicas do Estado de São Paulo, 2ª. Edição, 428 p. 1989.

MARQUES, A.S.J.; VARELA, V.P.; MELO, Z.L.O. Influência da cobertura e do sombreamento do canteiro na germinação e desenvolvimento inicial de plântulas de pau-rosa (*Aniba rosaeodora*). **Acta Amazônica**, v. 29, n. 2, p. 303-312, 1999.

MARTINI, A.; ROSA, N. A.; UHL, C. Espécies de árvores potencialmente ameaçadas pela atividade madeireira na Amazônia. IN: Capobianco, J. P. R., et al. Biodiversidade na Amazônia brasileira: avaliação e ações prioritárias para a conservação, uso sustentável e repartição de benefícios, São Paulo, Ed. Estação Liberdade. **Instituto Socioambiental**, p. 338-347, 2001.

MELO, M. G. G.; MENDONÇA, M. S.; MENDES, A. M. S. Análise morfológica de sementes, germinação e plântulas de jatobá (*Hymenea intermédia* Ducke var. *adenotricha* (Ducke) Lee & Lang.) (Leguminosae-caesalpinioideae). **Acta Amazônica**, v. 34, n. 1, p. 9-14. 2004.

MELO, F.P.L. et al. Recrutamento e estabelecimento de plântulas. In: FERREIRA, A.G. e BORGHETTI, F. *Germinação: do básico ao aplicado*. Porto Alegre: Artmed, p.323, 2004.

MELO, J.T. et al. Coleta, propagação e desenvolvimento inicial de espécies de cerrado. In SANA, S.M.; ALMEIDA, S.P. (Eds.). **Cerrado: ambiente e flora**. Planaltina, DF: Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária, p. 193-243. 1998.

MORAES NETO, S.P.; GONÇALVES, J.L.M.; TAKAKI, M. Produção de mudas de seis espécies, que ocorrem nos domínios da floresta atlântica, com diferentes substratos de cultivo e níveis de luminosidade. **Revista Árvore**, v.25, n.3, p.277-287, 2001.

_____ et al. Crescimento de mudas de algumas espécies arbóreas que ocorrem na Mata Atlântica, em função do nível de luminosidade. **Revista Árvore**, v.24, n.1, p.35-45, 2000.

MUROYA, K.; VARELA, V.P.; CAMPOS, M.A.A. Análise de crescimento de mudas de jacareúba (*Calophyllum angulare* A.C. Smith – guttiferæ) cultivadas em condições de viveiro. **Acta Amazônica**, v. n.3, p. 197-212. 1997.

NEVES, O. S. C. et al. Crescimento, produção de matéria seca e acúmulo de N, P, K, Ca, Mg e S na parte aérea de mudas de andiroba (*Carapa guianensis* Aubl.) cultivadas em solo de várzea, em função de diferentes doses de fósforo. **Revista Árvore**, Viçosa-MG, v. 28, n. 3, p. 343-349, 2004.

NOVAIS, R. F. et al. Níveis críticos de fósforo no solo para o eucalipto. **Revista Árvore**, Viçosa, v. 6, n. 1, p. 29-37, 1982.

ORTEGA, A. R. et al. Avaliação do crescimento de mudas de *Psidium cattleianum* Sabine a diferentes níveis de sombreamento em viveiro. **Cerne**, Lavras, v. 12, n. 3, p. 300-398, 2006.

PARRON, L.M. e CAUS, J.F. Produção de mudas de espécies arbóreas de matas de galeria: substrato e inoculação com fungos micorrízicos. IN: Ribeiro, J.F.; FONSECA, C.E.L.; SILVA, J.C.S. (Eds.). **Cerrado: caracterização e recuperação de matas de galeria**. Planaltina: Embrapa Cerrados, p. 733-776, 2001.

PEDROSO, S.G. e VARELA, V.P. Efeito do sombreamento no crescimento de mudas de sumauma (*Ceiba pentandra* (L.) Gaertn). **Revista Brasileira de Sementes**, v. 17, n.1, p.47-51, 1995.

POPINIGIS, F. *Fisiologia da semente*. Brasília: Agriplan, 289 p. 1985.

PORTELA, R. C. Q.; SILVA, I. L.; PIÑA-RODRIGUES, F. C. M. Crescimento inicial de mudas de *Clitoria fairchildiana* Howard e *Peltophorum dubium* (Spreng) Taub em diferentes condições de sombreamento. **Ciência Florestal**, Santa Maria, v. 11, n. 2, p. 163-170. 2001

RAVEN, P. H.; EVERT, R. F.; EICHHORN, S. E. Biologia vegetal. Ed. Guanabara Koogan, 6ª edição, 906 p. 1999.

RÊGO, G. M. e POSSAMAI, E. Efeito do substrato e da temperatura sobre a germinação e vigor de sementes do Jequitibá-rosa (*Cariniana legalis*), **Comunicado Técnico**, 127. Embrapa Florestas, Colombo – PR. 1ª edição, 2004.

REIS-DUARTE, R. M. e GALVÃO-BUENO, M. S. Interação solo x planta x animal: Uma contribuição para recuperação de áreas degradadas. IN: Barbosa, L.M.; Santos Junior, N.A. dos orgs. 58º Congresso Nacional de Botânica. A Botânica no Brasil: pesquisa, ensino e políticas públicas ambientais, São Paulo – SP, p. 534-536, 2007.

RIBEIRO, J. E. L. S. et al. *Flora da Reserva Ducke*: guia de identificação das plantas vasculares de uma floresta de terra-firme na Amazônia Central. INPA/DFID, Manaus. 816 p. 1999.

ROSA JÚNIOR, E.J. et al. Efeito de diferentes substratos sobre o desenvolvimento de mudas de *Eucalyptus grandis* Hill. Em tubetes. **Revista de Ciências Agrárias**, v. 1, n. 2, p. 18-22, 1998.

SABONARO, D. Z. e GALBIATTI, J. A. Efeito de níveis de irrigação em substratos para a produção de mudas de ipê-roxo. **Scientia Forestalis**, n. 74, p. 95-102. 2007.

SAMÔR, O.J.M. et al. Qualidade de mudas de angico e sesbânia, produzidas em diferentes recipientes e substratos. **Revista Árvore**, v.26, n.2, p. 209-215, 2002.

SCALON, S. P. Q. e ALVARENGA, A. A. Efeito do sombreamento sobre a formação de mudas de pau-pereira (*Platycyamus regnelli* Benth.). **Revista Árvore**, v. 17, n. 3, p. 265-270, 1993.

_____ et al. Crescimento inicial de mudas de espécies florestais nativas sob diferentes níveis de sombreamento. **Revista Árvore**, v. 26, n.1, p. 1-5, 2002.

SILVA, E. B.; GONÇALVES, N. P.; PINHO, P. J. Limitações nutricionais para crescimento de mudas de umbuzeiro em latossolo vermelho distrófico no Norte de Minas. **Acta Scientiarum Agronomy**, Maringá, v. 27, n. 1, p. 55-59, 2005.

SILVA, J. B. C.e NAKAGAWA, J. Estudo de fórmulas para cálculo da velocidade de germinação. **Informativo ABRATES**, Londrina, v. 5. n. 1, p. 62-73, 1995.

SILVA, W. G. da. Estimativa da necessidade de calagem e avaliação de micronutrientes para o mogno (*Swietenia macrophila* King). Manaus: UFAM, (Dissertação de Mestrado em Ciências Florestais e Ambientais), 65 p. 2003.

SIQUEIRA. Aspectos de solos, nutrição vegetal e microbiologia na implantação de matas ciliares. Belo Horizonte: CEMIG, 23 P. 1995.

SOUZA, E.R.B. et al. Crescimento e sobrevivência de mudas de cagaiteira (*Eugenia dysenterica* DC.) nas condições do cerrado. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 24, n.2, p. 491-495, 2002.

SOUZA, F. M. de. Padrões de associação entre as espécies arbóreas do dossel e do subosque em uma floresta estacional semidecidual e suas conseqüências na manutenção da biodiversidade. . IN: Barbosa, L.M.; Santos Junior, N.A. dos orgs. 58º Congresso Nacional de Botânica. A Botânica no Brasil: pesquisa, ensino e políticas públicas ambientais, São Paulo – SP, p. 499-502, 2007.

SOUZA, V. C. de. et al. Produção de mudas de ipê-amarelo (*Tabebuia serratifolia* (Vahl.) Nich.) em diferentes substratos e tamanhos de recipientes. **Agropecuária Técnica**, v. 26, n. 2, p. 98-108, 2005.

SUDAM. Pesquisa e informações sobre espécies florestais da Amazônia. Departamento de Recursos Naturais – Centro de Tecnologia da madeira, Belém – PA, p. 62-84, 1979.

TAIZ, L. e ZEIGER, E. **Fisiologia vegetal**. 3ª ed. Porto Alegre: Artmed, p.719, 2004.

TONIN, G. A. Efeito da época de coleta, condições de armazenamento, substratos e sombreamento na emergência de plântulas e produção de mudas de *Ocotea porosa* (Ness et

Martius ex. Nees) (Lauraceae) e de *Sapindus saponaria* L. (Sapindaceae). São Carlos: UFSCar, (Tese de doutorado em Ecologia e Recursos naturais), 175 p. 2005.

TUCCI, C. A. F. e LOPES, A. S. Efeito de corretivo, matéria orgânica e tempo de incubação na capacidade de troca de cátions em solos sob vegetação de cerrado. **Rev. da Universidade do Amazonas**: Série Ciências Agrárias, v. 1, n. 1, p. 65-75. 1991.

UCHIDA, T. e CAMPOS, M.A.A. Influência do sombreamento no crescimento de mudas de cumaru (*Dipteryx odorata* (Aubl.) Willd. – Fabaceae). Cultivadas em viveiro. **Acta Amazonica**, v.30, n.1, p. 107 – 114. 2000.

VALIO, I.F.M. e SCARPA, F. M. Germination of seeds of tropical pioneer species under controlled and natural conditions. **Revista Brasileira de Botânica**. V. 24, n. 1, p. 79-84, 2001.

VARELA, V. P. e SANTOS, J. dos. Influência do sombreamento na produção de mudas de mudas de angelim pedra (*Dinizia excelsa* Ducke). **Acta Amazonica**, Manaus, v. 22, n.3, 1992.

_____ et al. Classificação das sementes quanto ao comportamento para fins de armazenamento. In: HIGUCHI, N.; CAMPOS, M.A.A.; SAMPAIO, P. T. B.; SANTOS, J. (Ed.). *Pesquisas florestais para conservação da floresta e reabilitação de áreas degradadas da Amazônia*. Manaus: INPA/JICA, p. 171-184, 1998.

VENTURIN, N. et al. Adubação mineral da candeia (*Eremanthus erythropappus* (DC.) Mcleish). **Floresta**, Curitiba, v. 35, n. 2, p. 211-219, 2005.

VIEIRA, A. H. M. et al. Efeito de diferentes substratos para produção de mudas de freijó-louro *Cordia alliodora* (Ruiz et Pav.) Oken. **Boletim de Pesquisa**, Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária – Centro de Pesquisa Agroflorestal do Acre, n. 25 p. 12, 1998.

ANEXOS

ANÁLISE ESTATÍSTICA

Tabela 1A - Resumo da análise de variância de altura de planta, número de folhas por planta (NF), diâmetro do caule (DC), de mudas de guariúba (*Clarisia racemosa* Ruiz et Pavon), em dois ambientes (viveiro e casa de vegetação) e em diferentes substratos aos 30 dias após o transplântio.

Fonte de variação	GL	Quadrado médio		
		Altura (cm)	NF	DC (mm)
Ambientes (A)	1	4,62 ^{ns}	0,30 ^{ns}	6,76 ^{**}
Substratos (B)	4	10,99 ^{ns}	0,56 ^{ns}	0,06 ^{ns}
AXB	4	3,65 ^{ns}	0,37 ^{ns}	0,14 ^{ns}
DP	-	1,99	0,72	0,30
CV	-	9,19	11,94	13,37

ns = não significativo a nível de 5 % de probabilidade pelo teste F.

** = significativo a nível de 1 % de probabilidade pelo teste F.

Tabela 2A - Resumo da análise de variância de altura de planta, número de folhas por planta (NF), diâmetro do caule (DC), de mudas de guariúba (*Clarisia racemosa* Ruiz et Pavon), em dois ambientes (viveiro e casa de vegetação) e em diferentes substratos aos 60 dias após o transplântio.

Fonte de variação	GL	Quadrado médio		
		Altura (cm)	NF	DC (mm)
Ambientes (A)	1	413,07 ^{**}	46,50 ^{**}	22,19 ^{**}
Substratos (B)	4	44,30 ^{**}	2,60 ^{ns}	0,02 ^{ns}
AXB	4	9,18 ^{ns}	0,21 ^{ns}	0,06 ^{ns}
DP	-	3,15	1,21	0,26
CV	-	9,93	12,38	8,40

ns = não significativo a nível de 5 % de probabilidade pelo teste F.

** = significativo a nível de 1 % de probabilidade pelo teste F.

Tabela 3A - Resumo da análise de variância de altura de planta, número de folhas por planta (NF), diâmetro do caule (DC), de mudas de guariúba (*Clarisia racemosa* Ruiz et Pavon), em dois ambientes (viveiro e casa de vegetação) e em diferentes substratos aos 90 dias após o transplântio.

Fonte de variação	GL	Quadrado médio		
		Altura (cm)	NF	DC (mm)
Ambientes (A)	1	369,11 ^{**}	152,60 ^{**}	4,82 ^{**}
Substratos (B)	4	269,14 ^{**}	15,93 ^{**}	0,35 ^{ns}
AXB	4	20,15 ^{ns}	2,59 ^{ns}	0,07 ^{ns}
DP	-	4,76	1,60	0,41
CV	-	12,38	11,70	8,91

ns = não significativo a nível de 5 % de probabilidade pelo teste F.

** = significativo a nível de 1 % de probabilidade pelo teste F.

Tabela 4A - Resumo da análise de variância de altura de planta, número de folhas por planta (NF), diâmetro do caule (DC), Área foliar (AF), peso de matéria seca da parte aérea (PMSPA), sistema radicular (PSR) e relação peso da matéria seca da parte aérea / sistema radicular (PMSPA / PSR) de mudas de guariúba (*Clarisia racemosa* Ruiz et Pavon), em dois ambientes (viveiro e casa de vegetação) e em diferentes substratos aos 120 dias após o transplântio.

Fonte de variação	GL	Quadrado médio					
		Altura (cm)	NF	DC (mm)	AF (cm²)	Peso de matéria seca (g)	
						PA	SR
Ambientes (A)	1	186,70 *	40,90 **	8,99 **	52063,34 **	10,44 **	1,41 **
Substratos (B)	4	603,22 **	80,64 **	1,28 **	51607,97 **	7,42 **	0,31 ^{ns}
AXB	4	37,19 ^{ns}	5,73 ^{ns}	0,25 ^{ns}	2222,43 ^{ns}	0,48 ^{ns}	0,11 ^{ns}
DP	-	5,45	1,93	0,46	73,57	0,883	0,37
CV	-	12,45	11,20	8,39	25,26	25,24	24,56

ns = não significativo a nível de 5 % de probabilidade pelo teste F.

** e * = significativo a nível de 5 e 1 % de probabilidade pelo teste F.

Tabela 5A – Resumo da análise de variância dos teores de macronutrientes N, P, K, Ca e Mg (g/kg) de mudas de guariúba (*Clarisia racemosa* Ruiz et Pavon), em dois ambientes (viveiro e casa de vegetação) e em diferentes substratos aos 120 dias após o transplântio.

Fonte de variação	GL	Quadrado médio				
		N (g/kg)	P (g/kg)	K (g/kg)	Ca (g/kg)	Mg (g/kg)
Ambientes (A)	1	51,82 *	1,45 **	140,62 **	0,54 ^{ns}	0,17 ^{ns}
Substratos (B)	4	73,28 **	1,75 **	95,91 **	1,81 ^{ns}	53,16 **
AXB	4	6,38 ^{ns}	0,14 ^{ns}	38,92 **	6,46*	2,30 ^{ns}
DP		2,80	0,30	1,86	1,41	0,32
CV		14,28	16,19	14,04	12,50	12,64

ns = não significativo a nível de 5 % de probabilidade pelo teste F.

** e * = significativo a nível de 5 e 1 % de probabilidade pelo teste F.

Potássio (K)

Desdobramento dos substratos (B) dentro do ambiente (A).

Fonte de variação	GL	Quadrado médio
B dentro do viveiro (A1)	4	12,20 *
B dentro de casa de vegetação (A2)	4	122,63 **

** e * = significativo a nível de 5 e 1 % de probabilidade pelo teste F.

Desdobramento dos ambientes (A) dentro dos substratos (B).

Fonte de variação	GL	Quadrado médio
A dentro de T1 (argila+areia)	1	2,65 ^{ns}
A dentro de T2 (argila+areia+esterco de gado)	1	189,96 **
A dentro de T3 (argila+areia+esterco de gado +composto orgânico)	1	92,20 **
A dentro de T4 (argila+areia+composto orgânico)	1	7,06 ^{ns}
A dentro de T5 (solo de floresta)	1	4,42 ^{ns}

ns = não significativo a nível de 5 % de probabilidade pelo teste F.

** = significativo a nível de 1 % de probabilidade pelo teste F.

Cálcio (Ca)

Desdobramento dos substratos (B) dentro do ambiente (A).

Fonte de variação	GL	Quadrado médio
B dentro do viveiro (A1)	4	3,56 ^{ns}
B dentro de casa de vegetação (A2)	4	4,70 ^{ns}

ns = não significativo a nível de 5 % de probabilidade pelo teste F.

Desdobramento dos ambientes (A) dentro dos substratos.

Fonte de variação	GL	Quadrado médio
A dentro de T1 (argila+areia)	1	0,49 ^{ns}
A dentro de T2 (argila+areia+esterco de gado)	1	3,08 ^{ns}
A dentro de T3 (argila+areia+esterco de gado +composto orgânico)	1	0,06 ^{ns}
A dentro de T4 (argila+areia+composto orgânico)	1	0,18 ^{ns}
A dentro de T5 (solo de floresta)	1	22,58 ^{**}

ns = não significativo a nível de 5 % de probabilidade pelo teste F.

** = significativo a nível de 1 % de probabilidade pelo teste F.

ANÁLISE QUÍMICA DOS SUBSTRATOS E FOLIAR

Errata: nas tabelas de análise química dos substratos e foliar: onde se lê “T4”, leia-se “T3”; onde se lê “T6”, leia-se “T4”; onde se lê “T7” leia-se “T5”.

Legenda: C.V = Casa de vegetação; G = Viveiro.

T1 = terra de subsolo+areia; T2 = terra de subsolo+areia+esterco de gado; T3 = terra de subsolo+areia+esterco de gado+composto orgânico; T4 = terra de subsolo+areia+composto orgânico e T5 = solo de floresta.



EMBRAPA AMAZÔNIA OCIDENTAL
LABORATÓRIO DE ANÁLISE DE SOLOS E PLANTAS - LASP
RESULTADOS ANALÍTICOS

Remetente: Leocinira Mendes dos Santos

Data de entrada: 11/12/2007
Data de saída: 11/28/2007

Nº	IDENTIFICAÇÃO DA AMOSTRA														
	Prof.	Descrição													
	pH	C	M.O.	P	K	Na	Ca	Mg	Al	H+Al	SB	t	T	V	m
	H ₂ O	g/kg		mg/dm³							cmol ⁺ /dm³				%
2034	1	0,99	1,70	4	36	13	0,29	0,11	0,08	1,25	0,55	0,62	1,8	30,43	12,17
2035	2	6,59	11,50	19,78	123	730	52	1,70	2,34	0,00	1,14	6,13	6,13	7,27	84,34
2036	3	5,79	19,31	33,21	67	350	37	1,63	2,67	0,00	2,30	5,36	5,36	7,66	69,93
2037	4	3,92	53,90	92,72	10	43	4	0,14	0,10	2,49	13,27	0,37	2,86	13,64	2,69
2038	5	4,90	26,59	45,73	37	129	13	1,38	0,89	0,09	3,61	2,66	2,75	6,27	42,37
2044	11	4,98	0,78	1,35	1	8	1	0,21	0,06	0,13	1,43	0,29	0,42	1,72	17,10
2045	12	6,86	14,91	25,65	119	360	9	2,02	2,37	0,00	1,81	5,35	5,35	7,16	74,70
2046	13	6,38	20,11	34,6	85	230	7	2,37	2,31	0,00	1,75	5,3	5,30	7,04	75,22
2047	14	3,85	53,75	92,46	9	33	2	0,09	0,11	2,45	12,54	0,29	2,75	12,83	2,28
2048	15	5,04	22,84	39,28	42	63	3	1,28	0,85	0,15	3,60	2,30	2,45	5,91	39,00
2049	16	4,76	1,35	2,33	1	6	6	0,21	0,06	0,10	0,58	0,31	0,41	0,90	34,78
2050	17	6,51	12,71	21,86	119	420	19	2,17	2,40	0,00	1,44	5,73	5,73	7,16	79,96
2051	18	5,75	20,36	35,03	88	240	14	1,96	1,70	0,00	2,99	4,33	4,33	7,32	59,21
2052	19	3,66	52,00	89,44	11	35	3	0,13	0,10	2,72	13,35	0,33	3,06	13,68	2,43
2053	20	5,19	23,23	39,95	47	65	9	1,35	0,75	0,10	3,33	2,31	2,40	5,63	40,94

pH em água - relação 1:2,5

P, Na, K, Fe, Zn, Mn, Cu - Extrator Mehlich-1

Ca, Mg - Extrator KCl 1 mol/L

H+Al - Extrator Acetato de Cálcio 0,5 mol/L - pH 7,0

SB - Soma de Bases Trocáveis

obs: A Embrapa não se responsabiliza pela metodologia de coleta da (s) amostra (s) acima qualificada (s). A responsabilidade é exclusiva do requisitante.

CTC (t) - Capacidade de Troca Catiônica Efetiva

CTC(T) - Capacidade de Troca Catiônica a pH 7,0

V - Índice de Saturação por Bases

m - Índice de Saturação por Alumínio

Matéria Orgânica (M.O) = C (carbono orgânico) x 1,724 - Walkley-Black

Dr Paulo Cesar Teixeira
Responsável pelo LASP



Laboratório de Análises de Solos e Plantas – LASP/Plantas
Embrapa Amazônia Ocidental

Data de entrada: 12/11/07 Data de saída: 04/11/2007

Requisitante: Leocinira Mendes dos Santos
 Propriedade: UFAM

Propriedade: UFAM	Identificação da amostra	Macronutrientes						Micronutrientes						
		N	P	K	Ca	Mg	S	Cl	Na	B	Cu	Fe	Mn	Zn
		g kg ⁻¹						mg kg ⁻¹						
	GUARIUBA – VIVEIRO 50%													
2450	G. T-1 R-1	14,06	1,30	11,81	10,33	1,33								
2451	G. T-1 R-2	13,20	1,28	11,51	13,20	1,50								
2452	G. T-1 R-3	15,15	1,29	11,25	13,31	1,61								
2453	G. T-2 R-1	23,09	2,51	15,49	11,60	3,67								
2454	G. T-2 R-2	21,18	2,02	11,00	11,56	3,99								
2455	G. T-2 R-3	15,35	1,72	11,80	10,40	3,74								
2456	G. T-4 R-1	23,23	1,93	13,73	10,91	2,72								
2457	G. T-4 R-2	20,36	2,01	12,78	11,74	3,47								
2458	G. T-4 R-3	22,06	1,85	10,88	11,57	2,24								
2459	G. T-6 R-1	16,64	0,97	6,99	12,06	1,29								
2460	G. T-6 R-2	20,70	1,46	9,65	11,80	1,95								
2461	G. T-6 R-3	16,29	0,96	6,52	11,11	1,06								
2462	G. T-7 R-1	17,01	1,60	11,34	9,25	2,49								
2463	G. T-7 R-2	17,76	1,68	9,80	9,55	2,61								
2464	G. T-7 R-3	18,70	1,51	11,56	9,32	2,60								

Obs: A Embrapa não se responsabiliza pela metodologia de coleta da (s) amostra (s) acima qualificada (s). A responsabilidade é exclusiva do requisitante.

Dr. Paulo César Teixeira
 Responsável pelo LASP



Laboratório de Análises de Solos e Plantas – LASP/Plantas
Embrapa Amazônia Ocidental

Data de entrada: 12/11/07 Data de saída: 04/11/2007

Requisitante: Leocinira Mendes dos Santos
Propriedade: UFAM

Propriedade: UFAM		Macronutrientes					Micronutrientes							
Amostra	Identificação da amostra	N	P	K	Ca	Mg	S	Cl	Na	B	Cu	Fe	Mn	Zn
		g kg ⁻¹					mg kg ⁻¹							
	GUARIUBA													
2435	C. V. T-1 R-1	13,21	1,11	8,86	9,57	1,58								
2436	C. V. T-1 R-2	21,45	1,71	12,07	15,32	1,94								
2437	C. V. T-1 R-3	15,21	1,21	9,65	10,24	1,69								
2438	C. V. T-2 R-1	20,21	2,77	23,52	8,58	3,38								
2439	C. V. T-2 R-2	25,26	3,26	26,58	9,56	3,46								
2440	C. V. T-2 R-3	25,92	2,36	21,95	11,12	3,31								
2441	C. V. T-4 R-1	27,90	2,34	20,09	10,49	3,09								
2442	C. V. T-4 R-2	28,43	2,32	20,72	11,16	3,34								
2443	C. V. T-4 R-3	25,52	2,76	20,10	11,99	3,01								
2444	C. V. T-6 R-1	15,26	1,06	7,99	11,33	1,24								
2445	C. V. T-6 R-2	14,55	1,00	7,69	11,13	0,99								
2446	C. V. T-6 R-3	21,81	1,85	13,99	11,48	1,99								
2447	C. V. T-7 R-1	17,74	2,38	13,85	11,10	3,19								
2448	C. V. T-7 R-2	21,50	2,43	11,20	15,13	3,22								
2449	C. V. T-7 R-3	22,24	2,13	12,80	13,53	3,12								

Obs: A Embrapa não se responsabiliza pela metodologia de coleta da (s) amostra (s) acima qualificada (s). A responsabilidade é exclusiva do requisitante.


Dr. Paulo César Teixeira
Responsável pelo LASP