



**UNIVERSIDADE FEDERAL DE RORAIMA
PRÓ-REITORIA DE PESQUISA E PÓS-GRADUAÇÃO
PROGRAMA DE PESQUISA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM RECURSOS NATURAIS**

GILZONIA VELOSO DA COSTA

**ACLIMATIZAÇÃO DE *Epidendrum viviparum* Lindl (ORCHIDACEAE) EM
SUBSTRATOS PROVENIENTES DE SUBPRODUTOS DE PALMÁCEAS NATIVAS**

Boa Vista, RR

2014

GILZONIA VELOSO DA COSTA

**ACLIMATIZAÇÃO DE *Epidendrum viviparum* Lindl (ORCHIDACEAE) EM
SUBSTRATOS PROVENIENTES DE SUBPRODUTOS DE PALMÁCEAS NATIVAS**

Dissertação de mestrado apresentada ao Programa de Pós-graduação em Recursos Naturais (PRONAT) da Universidade Federal de Roraima, como parte dos requisitos para obtenção do título de Mestre em Recursos Naturais. Área de concentração: Bioprospecção.

Orientadora: Profa. Dra. Gardênia Holanda Cabral

Boa Vista, RR

2014

Dados Internacionais de Catalogação na publicação (CIP)

Biblioteca Central da Universidade Federal de Roraima

C837a Costa, Gilzonia Veloso da.

Aclimatização de *Epidendrum viviparum* Lindl (ORCHIDACEAE) em substratos provenientes de subprodutos de palmáceas nativas / Gilzonia Veloso da Costa. -- Boa Vista, 2014.

65 p : il.

Orientadora: Profa. Dra. Gardênia Holanda Cabral.

Dissertação (mestrado) – Universidade Federal de Roraima, Programa de Pós-Graduação em Recursos Naturais, Área de Concentração: Bioprospecção.

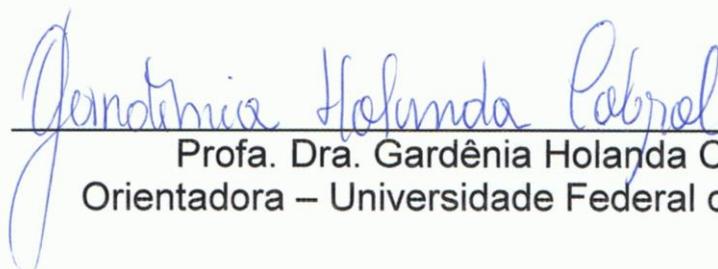
1 - . Orquídea. 2 - Cultivo. 3 - Subcultivo. 4 - Sementes. 5 - Palmáceas. I – Título. II. – Cabral, Gardênia Holanda (orientadora).

CDU- 635.92

Gilzonia Veloso da Costa

Aclimatização de *Epidendrum viviparum* Lindl (Orchidaceae) em substratos provenientes de subprodutos de palmáceas

Dissertação apresentada como pré-requisito para conclusão do Curso de Mestrado em Recursos Naturais da Universidade Federal de Roraima, defendida em 29 de agosto de 2014 e avaliada pela seguinte Banca Examinadora:



Profa. Dra. Gardênia Holanda Cabral
Orientadora – Universidade Federal de Roraima



Profa. Dra. Flavia Antunes
Membro – Universidade Estadual de Roraima



Profa. Dra. Simone da Silva
Membro – Centro de Biotecnologia da Amazônia



Prof. Dr. Verônica Andrade dos Santos
Membro – Embrapa Roraima

*A Deus e a minha família pelo
apoio, força, incentivo,
companheirismo e amizade. Sem eles
nada disso seria possível.*

AGRADECIMENTOS

A Deus, pela minha existência e pela Sua presença em todos os momentos da minha vida.

À Professora Dra. Gardênia Holanda Cabral, pelo empenho em orientar, porque confiou em mim, porque compartilhou seu vasto conhecimento comigo e por todo o apoio na realização desta pesquisa.

Ao Professor Dr. Habel Nasser Rocha da Costa, pelo carinho, companheirismo, dedicação, compreensão e colaboração.

A meu esposo Habel Nasser por estar sempre ao meu lado incentivando, ajudando e apoiando, dividindo os momentos bons e os difíceis.

Aos meus pais José Carlos Veloso e Maria Ivonilde Veloso, pela educação, incentivo e apoio no desenvolvimento do trabalho.

Aos meus irmãos e irmãs pelo apoio, incentivo e compreensão em todos os momentos.

As minhas colegas mestrandas Eliana, Laylah e a minha irmã Gilzeni Veloso, que participaram diretamente deste trabalho e me ajudaram em todos os momentos.

Aos colegas do curso do Mestrado em Recursos Naturais, pela amizade e agradável convívio durante o curso.

A todos os professores do mestrado que de alguma forma contribuíram para a minha formação.

A Msc. Rita de Cássia, pela receptividade e realização das análises bromatológicas no laboratório de resíduo da Embrapa - RR.

À técnica Elenilda Lima e Frankilene, pela preciosa ajuda nas análises química.

À orquídea Vanja Maria Rebouças Duarte pela cessão dos frutos de *Epidendrum viviparum* L. e por me permitir fotografar suas orquídeas.

À CAPES e ao CNPq, pelo suporte financeiro oferecido como apoio para o desenvolvimento deste trabalho.

A todos que de alguma forma colaboraram no desenvolvimento deste trabalho.

Muito obrigada!

RESUMO

A aclimatização é uma fase importante no desenvolvimento de mudas, e pode representar um fator limitante no processo de micropropagação. A escolha do substrato correto é importante para propiciar às mudas boas condições de desenvolvimento, e também podem influenciar na taxa de sobrevivência das mesmas. Esta pesquisa estudou a utilização de subprodutos de palmáceas regionais na aclimatização da orquídea *Epidendrum viviparum*. Essa espécie possui ocorrência no estado de Roraima e sua forma de vida é epífita. As plântulas foram inicialmente semeadas *in vitro* no Laboratório de Substâncias Bioativas do Programa de Pós-graduação em Recursos Naturais da Universidade Federal de Roraima e após 24 meses foram cultivadas na casa de vegetação do Núcleo de Recursos Naturais da Universidade Federal de Roraima, no município de Boa Vista, Roraima. O delineamento utilizado foi o inteiramente casualizado, com cinco tratamentos e vinte e cinco repetições, num total de 125 plântulas. Os tratamentos foram compostos por: T₁ - fibra de coco; T₂ - caroços de tucumã (*Astrocaryum vulgare* Mart), T₃ - caroços de patauá (*Oenocarpus bataua* Mart.), T₄ - caroços de açai (*Euterpe oleracea* Mart.) e T₅ - caroços de buriti (*Mauritia flexuosa* L.). Os dados foram submetidos à análise de variância e ao teste de Tukey a 5% de probabilidade. Os parâmetros biométricos avaliados aos 180 dias do cultivo *ex vitro* foram: altura da parte aérea, comprimento da maior raiz, número de raízes, número de folhas, massa fresca e o percentual de sobrevivência. Em relação aos substratos, foram analisados: matéria seca, teor de umidade, material mineral, matéria orgânica, fósforo dissolvido, nitrogênio e pH. O substrato composto por caroços de açai proporcionou o maior comprimento da parte aérea e o maior peso fresco das plântulas. O substrato com caroços de tucumã induziu o maior número de folhas e de raízes, sendo os mais indicados no cultivo dessa orquídea. Já o substrato constituído por caroços de buriti provocou o menor desenvolvimento das plântulas de *E. viviparum*, em relação aos outros substratos estudados.

Palavras - chave: Orquídea. Cultivo. Subcultivo. Sementes. Palmáceas.

ABSTRACT

The acclimatization is an important step in the development of plants and can represent a limiting factor in the micropropagation process. The choice of the right substrate is essential to provide good conditions for seedlings development and can also influence the survival rate. This research studied the use of by-products of regional palms in *Epidendrum viviparum* acclimatization. This species has occurrence in the state of Roraima and their way of life is epiphyte. Seedlings were initially *in vitro* sown in Bioactive Substances Laboratory of the Graduate Program in Natural Resources of the Federal University of Roraima and after 24 months were grown in Natural Resource Core greenhouse at the Federal University of Roraima, in the municipality of Boa Vista, Roraima. The design was completely randomized with five treatments and twenty-five repetitions, a total of 125 seedlings. The treatments were: T1 - coconut fiber; T2 - tucumã lumps (*Astrocaryum vulgare* Mart), T3 - patauá pits (*Oenocarpus bataua* Mart.), T4 - açai pits (*Euterpe oleracea* Mart) and T5 - buriti lumps (*Mauritia flexuosa* L.). The data were submitted to ANOVA and Tukey's test at 5% of probability. The biometric evaluated parameters, at 180 days of *ex vitro* cultivation, were: shoot height, the longest root length, number of roots, number of leaves, fresh mass and the survival percentage. Regarding the substrates, were analyzed: dry matter, moisture content, mineral material, organic matter, dissolved phosphorus, nitrogen and pH. The substrate consisted of açai pits provided the highest shoot length and the largest fresh weight of seedlings. The substrate with tucumã pits induced the highest number of leaves and roots, being the most suitable to the Orchidaceae cultivation. Wherein the substrate comprises buriti lumps caused the least seedling development of *E. viviparum* compared with the other studied substrates.

Keywords: Orchid. Cultivation. Subculture. Seeds. Palms.

LISTA DE FIGURAS

Figura 1 -	Espécies do Gênero <i>Epidendrum</i> L. encontradas em Roraima.....	14
Figura 2 -	Inflorescência da orquídea <i>E. viviparum</i> L. encontrada em Roraima	16
Figura 3 -	Adaptação inicial de <i>E. viviparum</i> ao meio ambiente.....	29
Figura 4 -	Substratos utilizados para aclimação de <i>E. viviparum</i>	31
Figura 5 -	Avaliação de <i>E. viviparum</i> e preparo para a aclimatização.....	31
Figura 6 -	Condições de aclimatização de <i>E. viviparum</i>	32
Figura 7 -	Avaliação das raízes de <i>E. viviparum</i> após seis meses de aclimatização...	33
Figura 8 -	Substratos utilizados no cultivo de <i>E. viviparum</i> submetidos à determinação da matéria seca.....	34
Figura 9 -	Determinação de cinzas dos substratos utilizados no cultivo de <i>E. viviparum</i>	35
Figura 10 -	Determinação do nitrogênio dos substratos através de destilador de Kjeldahl acoplado com banho termostático.....	37
Figura 11 -	Média da altura parte aérea e massa fresca da orquídea <i>E. viviparum</i> com 180 dias de cultivo em substratos alternativos ao xaxim.....	40
Figura 12 -	Média do comprimento da maior raiz da orquídea <i>E. viviparum</i> , aos 180 dias do transplante.....	42
Figura 13 -	Média do número de raízes das mudas da orquídea <i>E. viviparum</i> aos 180 dias do transplante.....	43
Figura 14 -	Média do número de folhas da orquídea <i>E. viviparum</i> aos 180 dias do transplante.....	44
Figura 15 -	Média do número de brotos da orquídea <i>E. viviparum</i> aos 180 dias do transplante.....	44
Figura 16 -	Variação da temperatura máxima e mínima ao longo do experimento.....	46
Figura 17 -	Umidade relativa ambiente.....	46

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 -	Substratos utilizados na aclimatização de <i>E. viviparum</i>	30
Tabela 2 -	Desenvolvimento da orquídea <i>Epidendrum viviparum</i> aclimatizada em cinco tipos de substratos alternativos ao xaxim, após 180 dias do transplântio.....	39
Tabela 3 -	Composição químico-bromatológica dos substratos compostos por caroços de palmáceas regionais utilizados no cultivo da orquídea <i>E. viviparum</i>	41

LISTA DE ABREVIATURAS E SIGLAS

APA - Altura da parte aérea

CMR - Comprimento da maior raiz

MM - Matéria mineral

MO - Matéria orgânica

MS - Matéria seca

N - Nitrogênio

NB - Número de brotos

NF - Número de folhas

NR - Número de raiz

NUREN - Núcleo de Recursos Naturais

P - Fósforo

PET - Politereftalato de etileno

MF - Massa fresca

pH - Potencial hidrogeniônico

PS - Percentual de sobrevivência

TU - Teor de umidade

T1 - Tratamento um (constituído por: areia + carvão vegetal + fibra de coco)

T2 - Tratamento dois (constituído por: areia + carvão vegetal + caroços de tucumã)

T3 - Tratamento três (constituído por: areia + carvão vegetal + caroços de patauí)

T4 - Tratamento quatro (constituído por: areia + carvão vegetal + caroços de açai)

T5 - Tratamento cinco (constituído por: areia + carvão vegetal + caroços de buriti)

SUMÁRIO

1	INTRODUÇÃO	11
1.1	FAMÍLIA ORQUIDACEAE.....	12
1.2	ORQUÍDEAS EM RORAIMA.....	13
1.3	O GÊNERO EPIDENDRUM L. (1753).....	14
1.4	A ESPÉCIE <i>EPIDENDRUM VIVIPARUM</i> LINDL.....	16
1.5	O CULTIVO <i>IN VITRO</i>	17
1.6	ACLIMATIZAÇÃO.....	18
1.7	SUBSTRATOS UTILIZADOS NO CULTIVO DE ORQUÍDEAS.....	19
1.8	CARVÃO VEGETAL.....	22
1.9	PALMÁCEAS.....	23
1.9.1	Coco (<i>Cocos nucifera</i> L.).....	24
1.9.2	Açaí (<i>Euterpe oleracea</i> Mart.).....	24
1.9.3	Buriti (<i>Mauritia flexuosa</i> L.).....	25
1.9.4	Patauá (<i>Oenocarpus bataua</i> Mart.).....	26
1.9.5	Tucumã (<i>Astrocaryum tucuma</i> Mart.).....	27
2	OBJETIVOS	28
2.1	OBJETIVO GERAL.....	28
2.2	OBJETIVOS ESPECÍFICOS.....	28
3	MATERIAL E MÉTODOS	29
3.1	ORIGEM DO MATERIAL VEGETAL.....	29
3.2	PREPARO DAS PLÂNTULAS PARA ACLIMATIZAÇÃO.....	29
3.3	SUBSTRATOS UTILIZADOS.....	30
3.4	PREPARO DO SUBSTRATO.....	30
3.5	ACLIMATIZAÇÃO.....	31
3.6	AVALIAÇÃO.....	32
3.7	ANÁLISE BROMATOLÓGICA.....	33
3.7.1	Determinação da matéria seca (MS) dos substratos utilizados no cultivo de <i>E. viviparum</i>	33
3.7.2	Determinação de cinza ou matéria mineral (MM) e da Matéria Orgânica (MO).....	34
3.7.3	Determinação de fósforo.....	35
3.7.4	Determinação de Nitrogênio.....	36
3.8	DETERMINAÇÃO DO pH.....	38
4	RESULTADOS E DISCUSSÃO	39
5	CONCLUSÃO	47
	REFERÊNCIAS	48
	APÊNDICE	59

1 INTRODUÇÃO

O Brasil é constituído por diversos biomas que são verdadeiros patrimônios genético, científico, tecnológico, econômico e cultural, que precisam ser conhecidos, pesquisados, valorizados e explorados racional e criteriosamente. As orquídeas presentes na flora brasileira destacam-se pela beleza exótica e fragrância de suas flores, o que lhes confere elevado valor comercial (MENEGUCE; OLIVEIRA; FARIA, 2004).

De acordo com Muller et. al. (2007) várias espécies de orquídeas estão desaparecendo da natureza a um nível alarmante, devido ao extrativismo e à destruição do ecossistema onde estão inseridas, o que causa também a evasão de seus polinizadores, dificultando a propagação e reprodução das mesmas. O estudo do cultivo de orquídeas vem sendo desenvolvido em muitos centros de pesquisas, através da propagação *in vitro*, que atualmente constitui um dos métodos mais conhecidos e utilizados para a multiplicação destas plantas, contribuindo para sua perpetuação.

Segundo Colombo et. al. (2005) a aclimação de plantas consiste na retirada de plântulas do cultivo *in vitro* e a transferência das mesmas para condições *ex vitro*. Esse é um processo lento e gradual para algumas espécies, porém de extrema importância para o desenvolvimento de plantas saudáveis e viáveis.

Durante a fase de aclimatização das orquídeas é necessário a utilização de substratos que permitam o estabelecimento vegetativo destas plantas. Portanto, o substrato é um fator muito importante na formação de mudas. Há vários substratos comerciais de boa qualidade utilizados nessa atividade (PEIXOTO et al., 2006), porém de custo elevado e por isso inacessíveis aos produtores. Devido a este fato, há uma procura por substratos alternativos e disponíveis em grande quantidade, e com propriedades que possibilitem o desenvolvimento das orquídeas, dando-se preferência a matérias primas de baixo valor econômico e alta durabilidade, utilizando-se principalmente subprodutos que seriam descartados (FILHO, 2007).

Como as palmeiras (palmácea) são espécies vegetais abundantes na Amazônia brasileira e de grande importância para a população local, ocupando uma posição de destaque devido à utilização de todas as partes da planta, seja na alimentação, produção de artesanato, cosmético e combustível, dentre outras

(OLIVEIRA; RIOS, 2014) é comum sua utilização empírica pelos orquidófilos da região.

Este trabalho estudou o desenvolvimento *ex vitro* da orquídea *Epidendrum viviparum* L. cultivada em substratos provenientes de subprodutos de palmáceas nativas (caroços), descartados após o despulpamento para a produção de suco.

1.1 FAMÍLIA ORCHIDACEAE

As orquídeas constituem uma das maiores famílias de plantas floríferas destacando-se principalmente devido a sua exotividade e exuberância. A família Orchidaceae é considerada por diversos autores como a mais diversificada dentre as angiospermas (MENEZES; OLIVEIRA; FARIA, 2004; PANSARIN; PANSARIN, 2008; STORTI; BRAGA; FILHO, 2011) exibindo características altamente especializadas para atrair insetos e propiciar a polinização cruzada (OLIVEIRA; SAJO 1999).

Estima-se que existam mais de 800 gêneros e 35.000 espécies de orquídeas em todo mundo com distribuição cosmopolita, embora a maioria das orquidáceas ocorra nas regiões tropicais. No Brasil ocorrem cerca de 200 gêneros e 2.500 espécies (CAMPOS, 2008; MARTINS et al., 2011; SOUZA; LORENZI, 2005; SABÓIA; SCUDELLER; RIBEIRO, 2009 e UNEMOTO et al., 2007).

Encontram-se orquídeas vegetando em diversos ecossistemas, podendo ser epífitas, quando utilizam árvores e arbustos para a fixação das raízes, sem causar danos ao hospedeiro; rupícolas, vegetando sobre pedras; terrestres, quando se desenvolvem no solo e podem ocorrer orquídeas saprófitas, que crescem sobre matéria orgânica em decomposição (CAMPOS, 2008; MARTINS et al., 2011; SABÓIA; SCUDELLER; RIBEIRO, 2009). As orquídeas podem ser facilmente reconhecidas por suas flores fortemente zigomorfas, onde os estames são adnatos basalmente ao estilete, formando uma estrutura denominada ginostêmio (CAMPOS, 2008; STANCIK; GOLDENBERG; BARROS, 2009).

Quanto à perpetuação, as orquidáceas podem se reproduzir através de reprodução sexuada e/ou assexuada. A reprodução sexuada ocorre quando a propagação é feita por meio de sementes, podendo ser de forma simbiótica, como acontece na natureza com a associação dos fungos micorrízicos ou assimbiótica,

através da sementeira em cultivo *in vitro* (COLOMBO et al., 2005; DORNELES; TREVELIN, 2011; NOGUEIRA et al., 2005). Na reprodução assexuada não acontece a troca de gametas e a planta pode ser reproduzida por meio da divisão de touceiras; divisão de pseudobulbos; divisão de bulbos velhos e, indução a partir de hastes florais. Estes processos embora simples e com resultados seguros, têm uma capacidade reprodutiva limitada, dependendo de um indivíduo adulto para formar uma nova planta em um período de 2 até 8 anos (BACH; CASTRO, 2008).

Além da importância ornamental algumas orquídeas possuem grande relevância para a indústria alimentícia, como por exemplo, o gênero *Vanilla planifolia* Mill. (1754) de onde é extraída a essência da baunilha, sendo também utilizadas na indústria de cosméticos e perfumaria (CAMPOS, 2008; PACHECO, DAMASIO, 2010).

1.2 ORQUÍDEAS EM RORAIMA

A Amazônia Legal abriga uma das maiores biodiversidades do mundo, onde segundo Storti e colaboradores (2011) encontram-se catalogadas 709 espécies em 131 gêneros de orquídeas. Estima-se que várias espécies são de ocorrência endêmica em Roraima, que apresenta uma composição vegetal onde predominam variedades de formações vegetais, destacando-se as florestas submontana, campinas, savanas e floresta tropical, bem como outros tipos de formações, tornando o ecossistema roraimense um grande potencial para a flora orquidófila (LUZ; OLIVEIRA, 2012).

Roraima possui uma diversidade de orquídeas ainda pouco estudada, distribuída nos mais diferentes ambientes que compõem o Estado. Espécies como *Cattleya jenmanii*, *Cattleya lawrenceana*, *Epidendrum dendrobioides* e *Cattleya violacea* podem ser encontradas na floresta submontana, onde estão localizados o Monte Roraima e as terras indígenas São Marcos e Raposa/Serra do Sol (LUZ; OLIVEIRA, 2012; SABÓIA; SCUDELLER; RIBEIRO, 2009), sendo consideradas espécies endêmicas da Amazônia, apresentando grande valor ornamental e comercial.

Nas savanas roraimenses de acordo com Luz; Oliveira (2012) ocorrem espécies temporárias como o *Catasetum longifolium*, o *Catasetum discolor* e a

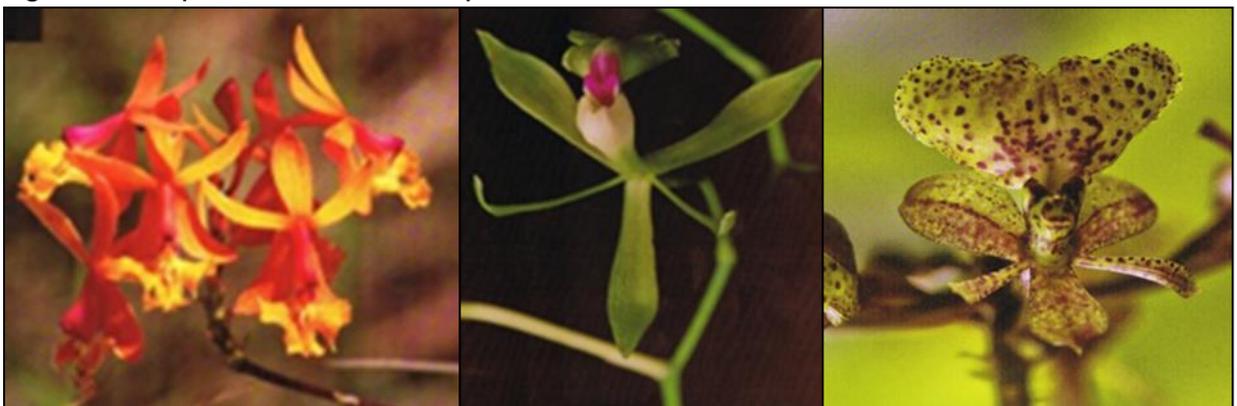
Galeandra stylomisantha (MONTEIRO; SILVA; SECCO, 2009). Nas florestas de transição são encontradas grande diversidade de orquídeas, tais como o *Oncidium lanceanum*, a *Encyclia granitica*, o *Cyrtopodium roraimense* e o *Catasetum planiceps*; na floresta de terra firme podem ser encontradas a *Encyclia vespa*, a *Bollea* sp. e a *Maxillaria camariddi*; e na floresta inundável encontram-se as touceiras de *Catasetum longifolium*. Nas áreas de capinaranas além das espécies *C. discolor* e *G. stylomisantha* encontradas próximas às base de pequenos arbustos, encontram-se também as espécies *Orleanesia amazonica*, *Brassavola martiana*, *Caularthron bicornutum*, *Aspasia variegata*, *Epidendrum huebneri*, *Lockartia imbricata*, *Pleurothallis sickii* e *Trigonidium acuminatum*.

Outras espécies de orquídeas como a *Cattleya eldorado* (STORTI; BRAGA; FILHO, 2011), a *Oncidium cebolleta*, a *Brassavola martiana*, a *Octomeria brevifolia*, a *Galeandra devoniana*, a *Rudolfiella aurantiaca*, a *R. bicornaria*, a *Maxillaria parkeri* e a *Dichaea* sp. (SABÓIA; SCUDELLER; RIBEIRO, 2009) também podem ser encontradas em várias regiões do estado de Roraima.

1.3 O GÊNERO *EPIDENDRUM* L. (1753)

O *Epidendrum* L. (1753) é um dos maiores gêneros neotropicais da família Orchidaceae, sendo um remanescente do gênero *Encyclia* (figura 1). São orquídeas encontradas em habitat terrestre, epífita e rupícola e produzem flores o ano inteiro, com coloração variando entre vermelha e amarela, podendo ser comercializados como flor de corte, de vaso ou para paisagismo (MENEGUCE; OLIVEIRA; FARIA, 2004; STANCIK; GOLDENBERG; BARROS, 2009; HALL; KLEIN; BARROS, 2013), vegetando quando terrestres em grandes touceiras.

Figura 1 - Espécies do Gênero *Epidendrum* L. encontradas em Roraima



Fonte: J. Luz (2009)

Este gênero apresenta como características diferenciais os caules longos, eretos e finos, raramente intumescidos em pseudobulbos, com folhas geralmente dísticas e com as margens ventrais do ginostêmio coalescentes com o unguículo do labelo, apresentando o rostelo fendido e mais ou menos paralelo ao eixo do ginostêmio. Estas características fornecem ao gênero um grande potencial para comercialização (MASSARO et al., 2012).

Ao longo dos anos muitas espécies do gênero *Epidendrum* L têm sido catalogadas e estudadas, chegando a modificar sua classificação taxonômica, como é o caso do trabalho de Barros (1996), onde o autor propôs uma nova denominação para o gênero *Epidendrum* L., denominando-o como *E. secundum* varo *albescens* (Pabst) F. Barros, além da sinonimização da *Hexadesmia cearensis* Schltr, como *Scaphyglollis fusiformis* (Griseb.) Schultes.

Nas Américas foram classificadas cerca de 1.000 espécies do gênero *Epidendrum*, com ocorrência desde os Estados Unidos até a Argentina (MENEUCÉ; OLIVEIRA; FARIA, 2004). No Brasil podem ser encontradas em diversas regiões (SILVA, 2007; HALL; KLEIN; BARROS, 2013) como, por exemplo, no Pará, onde em uma área de proteção ambiental foram registradas 37 espécies de orquídeas, dentre elas o gênero *Epidendrum* está entre os de maior riqueza (MEDEIROS, JARDIM, QUARESMA, 2013).

Observa-se que o gênero *Epidendrum* apresenta-se de várias formas de acordo com o ambiente, como pode ser visto na pesquisa de Silva et al. (2006) onde visando caracterizar anatomicamente as folhas de treze espécies de Orchidaceae ocorrentes em um campo de altitude no Parque Estadual da Serra do Brigadeiro em MG, Brasil verificaram que, entre as espécies perenes o *Epidendrum secundum* Jacq e o *Epidendrum xanthinum* Lindl. apresentavam caracteres xeromórficos. A autora também estudou a anatomia das raízes de várias espécies de Orchidaceae e identificou caracteres de significado ecológico e valor taxonômico (SILVA; MEIRA; AZEVEDO, 2010; SILVA, 2005). Nesta mesma região Pereira et. al. (2008) verificaram que há uma diversidade morfológica nos fungos micorrízicos rizotonioides (*Epulorhiza* spp.) isolados de quatro populações de *E. secundum* e que são associados a esta espécie.

Os estudos citogenéticos são muito utilizados como ferramenta para compreender as relações taxonômicas e a evolução cromossômica e filogenética. Souza et al. (2008) visando identificar a variabilidade cromossômica numérica do

gênero *Epidendrum* ocorrente no Nordeste do Brasil, estudaram as espécies *E. denticulatum* Barb. Rodr; *E. tridactylum* Lindl; *E. nocturnum* Jacq; *E. aff diforme* Jacq e *E. orchidiflorum* Salzm. e Stancik e colaboradores (2009) relataram cerca de 110 espécies, além de desenvolverem uma chave de identificação com descrições de 22 espécies de *Epidendrum* encontrados no estado do Paraná, Brasil.

1.4 A ESPÉCIE *EPIDENDRUM VIVIPARUM* LINDL.

Poucos relatos foram encontrados na literatura a respeito do *Epidendrum viviparum* (figura 2). Segundo Silva; Silva; Feiler (1999) esta espécie de orquídea ocorre nos estados do Maranhão, Pará e Amazonas, sendo relatada sua presença também no estado de Roraima, onde se apresenta como epífita, vegetando sobre galhos de pequenas árvores em altitudes de até 100m.

Figura 2 - Inflorescência da orquídea *E. viviparum* L. encontrada em Roraima



Fonte: J. Luz (2009)

O *E. viviparum* possui inflorescências com longos pedúnculos saindo diretamente do ápice do caule e raque curta, além do lobo mediano do labelo distendido. Apresentam folhas coriáceas medindo cerca de 2 cm, com uma nervura central bem destacada. Floresce geralmente em março, com flores medindo aproximadamente 10 cm e durando cerca de três dias (LUZ; OLIVEIRA, 2012). Os pesquisadores Pessoa; Alves (2012) em expedição para inventariar a flora orquidológica do Parque Nacional do Viruá em Roraima concluíram que, nesse Parque a família Orquidaceae está representada por 37 espécies distribuídas em 29 gêneros, sendo que o gênero mais representativo foi o *Epidendrum*. E de acordo

com o Levantamento florístico e a chave interativa para gêneros de Orquidaceae das Capinaranas do Parque Nacional do Viruá em Roraima, também o *Epidendrum* é o gênero com maior representatividade entre os 24 gêneros encontrados, com cinco espécies, dentre estas o *E. viviparum* (SCAURI; AMARAL; BITTRICH, 2014).

1.5 O CULTIVO *in vitro*

Nos últimos anos houve um desenvolvimento significativo do agronegócio de orquídeas como plantas ornamentais, sendo o cultivo *in vitro* uma ferramenta de grande utilidade para a reprodução destas plantas, pois possibilita a obtenção de indivíduos de qualidade, bem como a produção de um grande número de mudas em curto espaço de tempo (COLOMBO et al., 2004; UNEMOTO et al.2007). Essa técnica é utilizada para propagar plantas livres de doenças e pragas sob condições adequadas de assepsia, nutrição e fatores ambientais controlados, como luz e temperatura. E além de proporcionar um crescimento uniforme de grande quantidade de plantas, acelera a germinação de sementes de difícil propagação (DORNELES; TREVELIN, 2011).

Os meios de cultura são utilizados com a finalidade de cultivar e manter os organismos viáveis em laboratório sob a forma de culturas puras, definidas como formulações de substâncias em forma sólida, líquida ou semi-sólida, que contêm constituintes naturais ou sintéticos que promovem a multiplicação, crescimento e a viabilidade dos microrganismos. No caso dos vegetais a constituição do meio de cultura é baseada em suas exigências quanto aos nutrientes minerais e vitamínicos, para atender as necessidades específicas de cada planta (VIEIRA; FERNANDES, 2012; YANO, 2010).

As sementes de orquídeas podem germinar *in vitro* sem nenhum tipo de relação simbiótica, pois os nutrientes denominados de macronutrientes que são compostos por fósforo (P), magnésio (Mg), nitrogênio (N), cálcio (Ca), potássio (K) e ferro (Fe) e os micronutrientes como o manganês (Mn), zinco (Zn), boro (Bo), cobre (Cu), cloro (Cl), molibdênio (Mo), cobalto (Co), e iodo (I), além de vitaminas, açúcares, reguladores de crescimento vegetativo e suplementos orgânicos necessários para o desenvolvimento do embrião estão presentes no meio de cultura,

proporcionando alto potencial de produção das plantas (DORNELES; TREVELIN, 2011).

1.6 ACLIMATIZAÇÃO

Os termos aclimatização e aclimatação são bastante confundidos no meio científico. De acordo com Berilli et al. (2011) aclimatização refere-se a fase de transferência de plântulas do cultivo *in vitro* para um novo ambiente na casa de vegetação, onde serão controlados os fatores que favorecem o desenvolvimento, como a temperatura e a umidade. E aclimatação é a fase posterior à adaptação (aclimatização), ou seja, a planta será inserida em um local em condições naturais oferecidas apenas pelo ambiente. Nestas fases ela irá produzir o seu próprio alimento, sofrendo adaptações estruturais, como a funcionalidade dos estômatos e a formação de cutículas cerosas para evitar a perda de água (JUNGHANS; SOUZA, 2013).

O processo de aclimatização é considerado crítico, podendo representar um fator limitante para o processo de micropropagação, porque as plântulas serão levadas para um ambiente que exigirá a realização de fotossíntese para o desenvolvimento de novas raízes funcionais e crescimento aéreo. Portanto, para contornar esses problemas é necessário que as plântulas quando transferidas para um novo ambiente, como uma casa de vegetação, sejam cultivadas em substrato que forneçam condições adequadas para o seu desenvolvimento (DORNELES; TREVELIN, 2011).

Apesar da fase de aclimatização ser considerada crítica, podendo comprometer a sobrevivência e desenvolvimento de plantas micro propagadas, há vários estudos mostrando que as plantas aclimatadas atingiram o máximo de sobrevivência, como no caso das orquídeas *Cattleya labiata* Lindley, *Cattleya amethystoglossa* Lindley Reichenbach f. ex Warner e *Cattleya nobilior* Reichenbach f. no estudo de Breda, Silva, Lemos, (2006). O estudo da aclimatização de outra espécie vegetal como a violeta, *Saintpaulia ionantha* Wen com o objetivo de compor uma mistura ideal de substratos utilizando terra, compostos orgânicos, casca de arroz carbonizada e areia, também apresentou êxito, com 100% de sobrevivência das plantas após 90 dias de cultivo (MACIEL; SILVA; PASQUAL, 2000).

As pesquisas com substratos para a fase de aclimação das orquídeas é, portanto, crucial, pois as plantas são cultivadas principalmente em telados ou casa de vegetação e necessitam de um suporte que permita o estabelecimento vegetativo e a sanidade das mudas que serão aclimatizadas. O xaxim (*Dicksonia sellowiana*) foi o substrato mais utilizado na aclimação de orquídeas, mas atualmente encontra-se em processo de extinção devido ao extrativismo predatório, portanto, substratos alternativos como o pó e a fibra de coco e a casca de pinus, entre outros, tem sido testados (COLOMBO, et al., 2005) para verificar sua viabilidade. E de acordo com alguns autores o pó e a fibra de coco vêm se destacando como um dos substratos mais indicados na substituição ao xaxim (DORNELES; TREVELIN, 2011; DRONK et al., 2012; MORAES; CAVALCANTE; FARIA, 2002; SANTOS; TEIXEIRA, 2010; MENEGUCE; OLIVEIRA; FARIA, 2004).

Em relação ao local de cultivo, de acordo com Carvalho; Dantas; Neto (2014) durante um dia a quantidade de energia atuando no ambiente pode oscilar entre dois valores extremos, ou seja, entre a temperatura mínima e a máxima, parâmetro que atua de maneira importante nos processos fisiológicos vitais dos seres vivos. Essas temperaturas podem ser influenciadas por parâmetros meteorológicos como: precipitação, radiação solar e nebulosidade, entre outros, mesmo dentro de uma casa de vegetação. Portanto, as temperaturas máximas e mínimas são importantes fatores a serem determinados durante o processo de aclimação, pois a temperatura muito fria ou muito quente pode acarretar danos no desenvolvimento e crescimento das plântulas.

1.7 SUBSTRATOS UTILIZADOS NO CULTIVO DE ORQUÍDEAS

A escolha de um substrato para o cultivo de orquídeas em recipientes é de grande relevância na sobrevivência e no desenvolvimento das mudas, assumindo cada vez maior importância na área de floricultura e desempenhando principalmente a função de suporte ao sistema de raízes (BACKES et al., 2007). É necessário que o substrato apresente características básicas e indispensáveis, como consistência para suporte, boa aeração, permeabilidade, o pH deve estar dentro de uma faixa adequada para cada espécie, apresentar alta capacidade de retenção de água e nutrientes, alto teor de fibras resistentes à decomposição, além de ser isento de

agentes causadores de doenças, pragas e propágulos de ervas daninhas (DRONK et al., 2012; MACEDO; TATARA, 2011; MORAES; CAVALCANTE; FARIA, 2002; SANTOS; TEIXEIRA, 2010; VASCONCELOS; INNECCO; MATTOS, 2012).

Vários substratos vêm sendo empregados no cultivo de orquídeas, podendo ser de origem vegetal, mineral ou sintético, como é o caso do isopor, utilizado como um ótimo suporte para as plantas (ASSIS et al., 2011; DRONK et al., 2012; MENEGUCE; OLIVEIRA; FARIA, 2004; MORAES; CAVALCANTE; FARIA, 2002).

Assis e colaboradores (2005) avaliaram a eficiência dos substratos à base de coco no cultivo de *Dendrobium nobile* comparando com a utilização de xaxim desfibrado, coco em pó e coco em cubos (coxim). Os resultados obtidos mostraram que, os substratos de coco desfibrado e coco em pó adicionado de coco em cubos podiam ser utilizados com êxito no cultivo da referida espécie. E os pesquisadores Vichiato et. al. (2008) ao avaliarem o desenvolvimento vegetativo de *Dendrobium nobile* Lindl. cultivados em palitos de xaxim e bucha vegetal (*Luffa cylindrica*) concluíram que, a adubação orgânica e mineral são igualmente eficientes no desenvolvimento vegetativo dessas plantas e que a bucha vegetal pode ser uma alternativa promissora como substrato no cultivo de *D. nobile*.

Os autores Terra et al. (2006) avaliaram a aclimatização e o desenvolvimento inicial de *Cattleya intermedia* cultivada em diferentes substratos e constataram que, o substrato contendo caroço de pêssigo promoveu a melhor aclimatização para essa orquídea. Araújo et al. (2007) avaliaram vários substratos e adubação em orquídeas da espécie *C. loddgesii* "Alba" x *C. loddgesii* "Atibaia" e verificaram que, os melhores substratos para estas plantas foram casca de arroz carbonizada e fibra de piaçava.

Ao avaliarem a eficiência de oito substratos no cultivo de *Cattleya intermedia* x *Hadrolaelia purpurata* proveniente de cultivo *in vitro* e aclimatizada com altura média de 5 cm, utilizando os substratos: 1- xaxim desfibrado (controle); 2- casca de arroz carbonizada; 3-fibra de coco; 4- casca de pínus; 5- casca de pínus + fibra de coco (1:1); 6- casca de arroz + fibra de coco (1:1); 7- casca de arroz carbonizada + casca de pínus (1:1) e 8-casca de pínus + casca de arroz carbonizada +fibra de coco (1:1:1), Sorace et. al. (2009) concluíram que, todos os substratos testados podiam ser recomendados para substituir o xaxim, com destaque o substrato casca de arroz + casca de pínus, no entanto o substrato constituído somente por fibra de coco foi o menos eficiente no desenvolvimento vegetativo das plantas.

De acordo com a pesquisa de Assakawa; Faria; Zonetti (2008) onde estudaram a eficiência dos substratos S_1 = Pó de xaxim + terra vegetal + bolinha de isopor (controle), S_2 = bagaço de cana picada + terra vegetal + bolinha de isopor e S_3 = casca de ovo + terra vegetal + bolinha de isopor na proporção de 1:1:1, como substitutos ao xaxim na aclimatização de plântulas de *Laelia purpurata* Lindl. após 120 dias de cultivo, a taxa de sobrevivência, o número de folhas, o tamanho da parte aérea e o diâmetro da maior raiz foram maiores no substrato S_2 .

Segundo Santos; Teixeira (2010) o uso da semente de *Terminalia catappa* L. (Combretaceae) como substrato para o cultivo de orquídeas das espécies *Oncidium flexuosum* Sims, *Dendrobium nobile* Lindl. e *Brassavola tuberculata* Hookse mostrou-se eficiente, podendo ser utilizado no cultivo das referidas espécies.

Os pesquisadores Vieira, Bruno e Faria (2012) avaliaram a influência do substrato e da adubação no desenvolvimento da orquídea *Oncidium baueri* utilizando cinco substratos: casca de arroz carbonizada (S_1); casca de pinos (S_2); carvão (S_3); carvão mais casca de pinos (S_4) e casca de arroz carbonizada mais casca de pinos (S_5) submetidos a dois períodos de adubação, mensal e quinzenal, com 3 g.L^{-1} do adubo Peter's na formulação N-P-K 20-20-20 e concluíram que, apenas o substrato S_1 foi inadequado para o desenvolvimento dessa orquídea.

De acordo com Dronk et al. (2012) que avaliaram o desenvolvimento de clones de *BLC Nan Chang Silk Olympic Torch* obtidos do cruzamento entre *BLC. Bryce Canyon* x *BLC. Pamela Hetherington* cultivados nos substratos fibra de xaxim (S_1 , controle), fibra de coco (S_2), casca de pinus compostado (S_3), carvão vegetal (S_4); casca de pinus compostado + fibra de coco (S_5), fibra de coco + carvão vegetal (S_6); carvão vegetal + casca de pinus compostado (S_7) e carvão vegetal + casca de pinus compostado + fibra de coco (S_8), todos os substratos avaliados podem ser utilizados eficientemente para o cultivo da citada orquídea.

Os autores Brescasin; Souza-Leal; Pedroso-de-Moraes (2013) avaliaram os efeitos da associação de diferentes substratos e concentrações de acetileno nas características florais de *Catasetum fimbriatum* cultivados em casca de *Pinus*, coxim, chip de coco e fibra de xaxim submetido a câmpulas de vidro com concentrações de 0,5, 1,0 e 2,0 % de acetileno. E concluíram que, a concentração de acetileno a 1% associada à fibra de xaxim, demonstrou ser a melhor interação para o desenvolvimento de inflorescências masculinas e femininas em relação ao comprimento de raques florais, número de flores masculinas e diâmetros florais,

podendo ser utilizada para a produção de plantas comercializáveis, enquanto a concentração de 2% associada à fibra de xaxim induziu melhores resultados para a variável número de flores femininas, podendo ser utilizada na reprodução da espécie e produção de híbridos em larga escala.

1.8 CARVÃO VEGETAL

O carvão vegetal é um material orgânico que contém alto teor de carbono. Sua produção no Brasil é uma prática bastante antiga, representando uma importante posição na economia brasileira, sendo utilizado como combustível para caldeiras em algumas indústrias, metalúrgicas e na composição de substratos de plantas (COELHO, 2008). Segundo Zanetti et al. (2003) o fino do carvão pode ser classificado como uma estrutura altamente porosa, devido a água e seus componentes voláteis contidos na madeira terem sido eliminados, portanto, quando misturado ao solo ou substrato, pode aumentar a porosidade, a capacidade de retenção de água e facilitar a proliferação de microrganismos benéficos aos cultivares.

Mendonça et al. (2003) utilizaram o carvão vegetal compondo substratos na formação de mudas de mamoeiro: esterco de curral + carvão vegetal + solo e areia (substrato A) na proporção de 2:1:1:1; vermicomposto + carvão vegetal + solo e areia (substrato B) na proporção de 1:1:1:1 e Plantimax + carvão vegetal + solo e areia (substrato C) na proporção de 1:1:1:1. E concluíram que, no substrato A as plantas de mamoeiro se destacaram para todas as características avaliadas.

Trabalhos mais recentes como o de Souchie et al.(2011) e Júnior et al. (2012) também abordam a eficiência do uso de carvão vegetal como substrato, contribuindo para o desenvolvimento de mudas. Mas como o carvão vegetal pode ser produzido a partir do corte de árvores de matas naturais, a pressão pela produção ecologicamente correta deste composto tem dirigido diversos estudos visando tecnologias que atendam a demanda crescente de forma economicamente viável, como o trabalho de Neves (2012) e TRUGILHO et al (2001) que avaliaram clones de eucaliptos cultivados para a produção de carvão vegetal.

1.9 PALMÁCEAS

As palmeiras são plantas monocotiledôneas da família ARECACEAE (Palmae) representadas por cerca de 200 gêneros e 2.600 espécies. São facilmente identificadas por apresentar porte altaneiro e elegante e possuir grande valor econômico e ecológico (MIGUEL; SILVA; DUQUE, 2007). O sistema radicular das palmáceas é composto por raízes cilíndricas distribuídas subterraneamente do tipo fasciculada. Os caules são chamados de estipe, podendo ser alongados, cilíndricos ou colunares, lisos ou com anéis. As folhas apresentam três partes: bainha, pecíolo e lamina ou limbo foliar. E os frutos são formados por três camadas: epicarpo, mesocarpo e endocarpo. As sementes são classificadas como homogêneas ou ruminadas e apresentam poros de germinação (LORENZI, et al. 2010; SCHIRMANN, 2009).

Além de importantes para a agricultura as palmeiras possuem grande valor comercial no Brasil, principalmente pela produção de palmito (Jussara - *Euterpe edulis* Martius) de açaí (*Euterpe oleracea* Mart.), de coco (*Cocos nucifera* L.), de óleo (dendê - *Elaeis guineenses* Jacq. e babaçu - *Orbignya phalerata* Mart.), cera, madeira e produtos com fins medicinais (FILHO; RESENDE, 2001). Utilizadas de forma extrativista, algumas palmeiras já tiveram grande importância econômica no Brasil, como o babaçu (*O. phalerata*) e a carnaúba (*Copernicia prunifera* Mill. H. E. Moore) utilizadas, respectivamente, na exploração do óleo e da cera. No entanto, devido ao desenvolvimento de produtos sintéticos e de novas espécies cultivadas diminuiu sua utilização econômica nas regiões em que ocorrem naturalmente (PEREIRA et al. 2003).

As palmáceas produzem valiosos frutos cujos subprodutos são classificados como lixo comercial, de acordo com a Associação Brasileira de Normas Técnicas (2004), embora a maioria possua algum tipo de utilidade para os habitantes da região. Discorreremos a seguir sobre a utilização de algumas palmáceas desta região utilizadas como substratos no cultivo de espécies vegetais, bem como algumas propriedades físicas e químicas.

1.9.1 Coco (*Cocos nucifera* L.)

O consumo de água de coco (*Cocos nucifera* L.) verde no Brasil apresenta uma demanda expressiva, que é suprida pela extração da água de coco *in natura* ou processada (CARIJÓ, LIZ, MAKISHIMA, 2002). A utilização da casca do coco auxilia na diminuição do volume de resíduos gerados, visto que após o consumo da água de coco a casca é descartada e depositada em lixões, muitas vezes às margens de estradas e em praias no litoral brasileiro.

Os substratos provenientes do coco são biodegradáveis e não poluentes, e a utilização da casca do coco como substrato tem se apresentado como uma alternativa importante do ponto de vista econômico, social e ambiental. A fibra de coco utilizada como substrato para floricultura também contribui para a preservação da samambaiçu (*Dicksonia sellowiana*), por apresentar características que se aproximam do mesmo, cuja extração é atualmente proibida por lei (ASSIS et al., 2008; SORACE et al., 2009).

De acordo com o estudo de Nogueira et al. (1998) sobre as propriedades físicas e químicas dos resíduos de coco, a fibra de coco cuja coloração varia do marrom escuro ao claro, possui um elevado nível de porosidade, o que torna a água facilmente disponível para as raízes, mantendo boa aeração e apresentando pH ligeiramente ácido, além do nível de potássio e fósforo bastante elevados, o que é geralmente requerido pelas plantas. E segundo Lacerda e colaboradores (2006) o pó de coco, material resultante do processamento industrial da casca do coco, possui uma grande porcentagem de lignina (35-45%) e de celulose (23-43%), e pequena quantidade de hemicelulose (3-12%), considerada importante por ser uma fração prontamente atacada pelos microrganismos. Devido a essas características os autores afirmam que a fibra de coco é ideal para cultivos de ciclo longo, como o das plantas ornamentais e hortaliças sem o uso de solo.

1.9.2 Açai (*Euterpe oleracea* Mart.)

O açazeiro (*Euterpe oleracea* Mart.) é uma palmeira nativa da Amazônia que ocorre em grandes extensões no estuário amazônico, sendo utilizado como planta ornamental (paisagismo); na construção de casas rústicas e pontes; como

medicamento (vermífugo e antidiarréico); na produção de celulose (papel Kraft); na alimentação (polpa processada e palmito); na confecção de jóias artesanais (colares, pulseiras, etc.); na ração animal e como adubo. Contudo, sua importância econômica, social e cultural está centrada principalmente na produção de frutos e palmito (OLIVEIRA; NETO; PENA, 2007).

Ao estudar os resíduos da agroindústria do açaí Teixeira et. al. (2004) analisaram a composição e as características químicas do caroço de açaí que apresentou 97,40% de matéria orgânica, 2,60% de cinza, relação C/N 48,50, pH 5,05; 1,17% de N; 0,13% de P_2O_5 ; 0,49% de K_2O ; 0,06% de Ca; 0,02% de Mg; 0,19% de S; 180 mg kg^{-1} de Fe; 258 mg kg^{-1} de Mn; 13,5 mg kg^{-1} de Cu; 28 mg kg^{-1} de Zn e 42,5 mg kg^{-1} de B. E de acordo com os estudos de Santos (2010) o caroço do açaí apresenta cerca de 53,20% de celulose, podendo ser utilizado como substrato para fermentação em estado sólido. Segundo Oliveira, Neto e Pena (2007) as fibras existentes no caroço de açaí apresentaram boa estabilidade térmica, sendo semelhante ao das principais fibras naturais já utilizadas industrialmente, como o sisal e o coco. Valencia (2009) verificou que, as sementes de açaí retêm uma quantidade ideal de umidade, permitindo a passagem de água no momento da irrigação, além de conservar a acidez em nível adequado para o cultivo de orquídeas (OLIVEIRA; NETO; PENA, 2007; SORACE et al. 2009).

Ainda sem destinação ambiental adequada, o caroço de açaí vem sendo jogado pelas ruas e nos lixões sem nenhum tratamento. Por vezes é queimado para a geração de calor, contribuindo com a emissão de CO_2 para a atmosfera (SANTOS, 2010).

1.9.3 Buriti (*Mauritia flexuosa* L.)

O buritizeiro (*Mauritia flexuosa* L. f.) é uma palmeira pertencente à família das Arecaceae e segundo Sampaio e Carrazza (2012) pode chegar até 40 m de altura, com o diâmetro do tronco variando de 30 a 50 cm. É considerado uma das palmeiras mais abundantes do país, ocorrendo naturalmente isolada ou em grupos, apresentando preferência por margens de rios, formando densas florestas denominadas veredas de buritis.

Uma grande variedade de produtos do buritizeiro é utilizada em eventos culturais e no dia-a-dia dos agroextrativistas, como a confecção de esteiras, redes, cordas e chapéus, entre outros. O buriti também fornece palmito comestível e fruto de polpa fina (mesocarpo), com cor amarelada ou alaranjada, carnosa e oleosa, de onde se pode extrair o óleo, com aplicação na indústria de alimentos e cosméticos. A semente seca pode ser torrada para a produção do pó de café de buriti, que é preparado da mesma forma que o café tradicional (FERREIRA, 2005; SAMPAIO, CARRAZZA, 2012).

Em seu estudo sobre a caracterização química da polpa do buriti *in natura* e desidratada Carneiro e Carneiro (2011) obtiveram os seguintes resultados: valor energético total (270 Kcal e 604 Kcal/100g), umidade (54,35% e 12,06%), proteína (1,30% e 3,39%), lipídios (18,16% e 51,67%), cinzas (0,66% e 1,64%), e carboidratos (25,53% e 31,24%), respectivamente.

1.9.4 Patauá (*Oenocarpus bataua* Mart.)

O patauá (*Oenocarpus bataua* Mart.) pertencente à família Arecaceae, é uma palmeira conhecida popularmente como patoá e oliveira da Amazônia, podendo ser encontrada em diversas regiões da América do Sul. No Brasil se distribui por toda a Amazônia (FIGUEIRA, 2012; SHANLEY, MEDINA, 2005).

Esta palmeira pode atingir cerca de 12 a 15 m de altura, apresentando diâmetro do tronco em torno de 20 cm. Os frutos são arredondados, quase ovais, de cor violeta, com cerca de 2,5 a 3,0 cm de comprimento. O palmito é utilizado em saladas e consumido fresco. O óleo extraído do mesocarpo do patauá apresenta-se como um líquido amarelo esverdeado ou transparente, com odor pouco pronunciado e com características físico-químicas semelhantes àsquelas do azeite de oliva, podendo ser utilizado na indústria alimentícia, farmacêutica e de cosméticos, por apresentar propriedades hidratantes (FIGUEIRA, 2012; GOMES-SILVA, WADT, EHRINGHAUS, 2004; SCHIRMANN, 2009; SHANLEY, MEDINA, 2005).

1.9.5 Tucumã (*Astrocaryum tucuma* Mart.)

O tucumã (*Astrocaryum tucuma* Mart.) é uma palmeira que pode alcançar de 10 a 15m de altura, com diâmetro de 15 a 20 cm. É encontrada de forma esporádica no interior da floresta e em abundância em áreas perturbadas, como pastagens abandonadas, capoeiras e margens de estradas (REBOUÇAS, 2010; SHANLEY, MEDINA, 2005; SCHIRMAN, 2009).

Segundo Schirmann (2009) os frutos do tucumã são elipsoides, apresentando de 3 a 5 cm de comprimento. A polpa é alaranjada, com cerca de 2 a 4 mm de espessura, de consistência pastoso-oleosa e apresenta-se caracteristicamente fibrosa, sendo bastante apreciada pela população da região amazônica. Devido os frutos serem ricos em vitamina A e E, possuem altos teores de cálcio e fósforo, além de ácidos graxos saturados e glicérides, o tucumã é muito utilizado na obtenção de biodiesel, bem como na produção de cosméticos, produtos alimentícios e artesanatos (OLIVEIRA, COUTURIER, BESERRA, 2003; REBOUÇAS, 2010).

2 OBJETIVOS

Esta pesquisa foi desenvolvida como uma proposta de utilização alternativa de subprodutos de palmáceas regionais na aclimatização do *Epidendrum viviparum* L.

2.1 OBJETIVO GERAL

Estudar o desenvolvimento *ex vitro* de *E. viviparum* Lindl (Orchidaceae) aclimatizados em substratos compostos por subprodutos de palmáceas regionais.

2.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Elaborar substratos para o cultivo de orquídeas epífitas utilizando subprodutos das palmáceas: buriti (*Mauritia flexuosa* L.), tucumã (*Astrocaryum vulgare* Mart), açai (*Euterpe oleracea* Mart.) e patauá (*Oenocarpus bataua* Mart.).
- Determinar a composição bromatológica dos substratos estudados.
- Oferecer aos produtores opções de substratos alternativos e de baixo valor comercial para o cultivo de *E. viviparum*.

3 MATERIAL E MÉTODOS

3.1 ORIGEM DO MATERIAL VEGETAL

O experimento foi conduzido na casa de vegetação do Núcleo de Recursos Naturais (NUREM), localizado no Campus Cauamé da Universidade Federal de Roraima, no município de Boa Vista, Roraima.

Foram utilizadas plântulas de *Epidendrum viviparum* (Orchidaceae) obtidas através de sementes germinadas *in vitro* em meio de cultura Peters 10-30-20, provenientes do Laboratório de Substâncias Bioativas do Programa de Pós-graduação em Recursos Naturais da Universidade Federal de Roraima. A fibra de coco, o carvão vegetal e os subprodutos das palmáceas utilizados como substratos foram adquiridas nas feiras livres de Boa Vista.

3.2 PREPARO DAS PLÂNTULAS PARA ACLIMATIZAÇÃO

Após 24 meses da sementeira *in vitro* os frascos com as plântulas de *E. viviparum* foram transportados da sala de cultivo para uma bancada do Laboratório de Substâncias Bioativas (figura 3), onde as tampas foram retiradas para que se adaptassem ao ambiente e se iniciasse o processo de aclimatização. Dentre as 125 plântulas oriundas desta sementeira selecionaram-se, de modo aleatório, 25 plântulas para cada tratamento. Decorridos três dias após a retirada das plântulas da sala de cultivo, estas foram lavadas em água corrente para remoção do meio de cultura aderido às raízes.

Figura 3 - Adaptação inicial de *E. viviparum* ao meio ambiente



3.3 SUBSTRATOS UTILIZADOS

Os tratamentos foram constituídos pelos seguintes substratos: T₁= areia + carvão vegetal + fibra de coco; T₂= areia + carvão vegetal + semente de tucumã; T₃= areia + carvão vegetal + semente de patauí; T₄= areia + carvão vegetal + semente de açai; T₅= areia + carvão vegetal + semente de buriti (tabela 1).

Tabela 1 - Substratos utilizados na aclimatização de *E. viviparum*

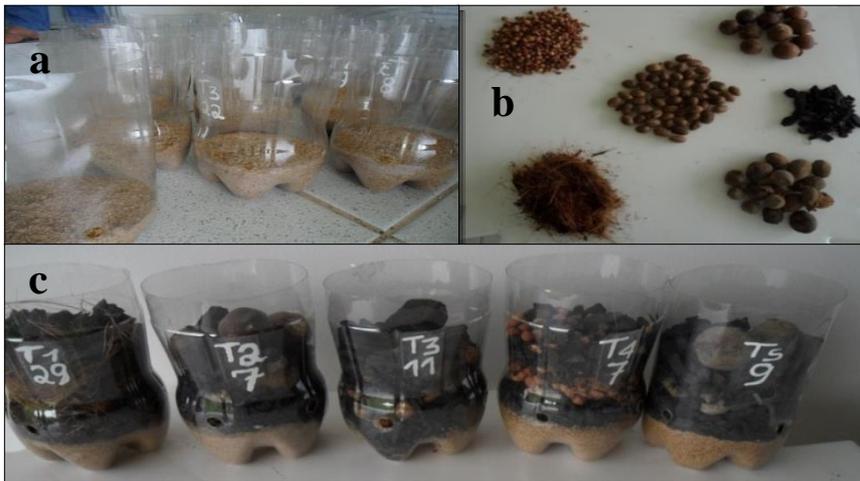
Substratos avaliados	Número de repetições
T ₁ (areia + carvão vegetal+ fibra de coco)	25
T ₂ (areia + carvão vegetal + caroços de tucumã)	25
T ₃ (areia + carvão vegetal + caroços de patauí)	25
T ₄ (areia + carvão vegetal + caroços de açai)	25
T ₅ (areia + carvão vegetal + caroços de buriti)	25

3.4 PREPARO DO SUBSTRATO

As sementes das palmáceas foram lavadas com água corrente e colocadas para secar ao sol durante três dias. Após este período, o material foi mantido em estufa com ventilação forçada a 100°C por 12 horas para matar o embrião e evitar que brotassem.

Os substratos foram colocados em garrafas plásticas tipo PET (politereftalato de etileno) transparentes, com capacidade de 2L, cortadas ao meio com cerca de 15 cm de altura e com três furos em sua base. Na parte inferior das garrafas PET foi colocada uma camada de areia de 3 cm para manter a umidade, e logo em seguida se adicionou o carvão para auxiliar na drenagem e aeração do sistema radicular (cerca de 3 cm). A parte superior foi preenchida com os subprodutos das palmáceas (4 cm) de acordo com a figura 4.

Figura 4 – Substratos utilizados para aclimação de *E. viviparum*

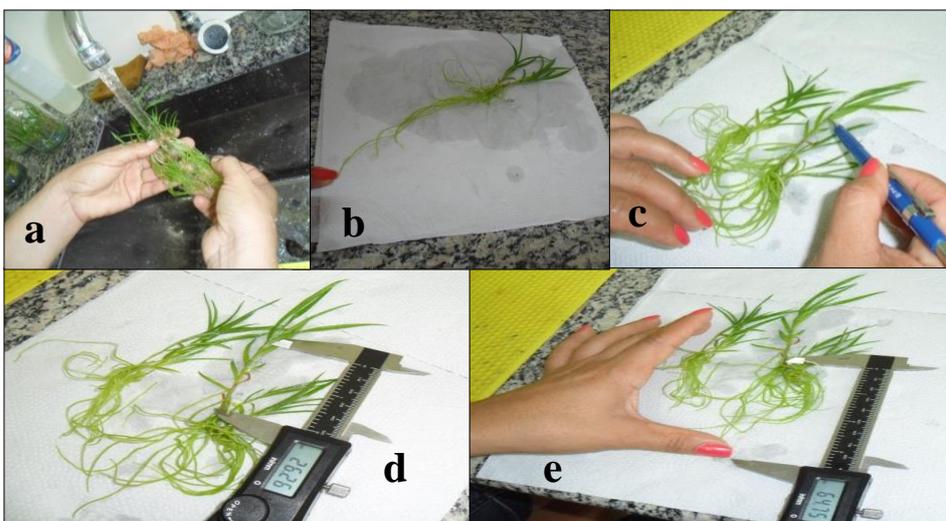


Frascos de garrafas PET cortadas ao meio, com uma camada de areia no fundo (a); substratos compostos por caroços de palmeáceas (b); tratamentos antes de receber as mudas de *Epidendrum viviparum* (c)

3.5 ACLIMATIZAÇÃO

Após retirar as plântulas de *E. viviparum* dos frascos foi realizada uma avaliação inicial para uniformização das plântulas quanto à altura da parte aérea (cm), número de raízes, número de folhas, comprimento da maior raiz e a massa fresca. As plântulas durante essa fase inicial apresentavam em média de 2,0 a 3,0 cm de altura da parte aérea (figura 5).

Figura 5 - Avaliação de *E. viviparum* e preparo para a aclimatização.



Lavagem das plântulas de *E. viviparum* para retirar o meio de cultura (a); secagem para retirar o excesso de água (b); contagem do número de folhas e de raízes (c); mensuração da altura da parte aérea e o comprimento da maior raiz, respectivamente (d, e)

Após as avaliações iniciais, as plântulas de *E.viviparum* foram plantadas nos vasos de garrafa PET, que foram transportados para a casa de vegetação do NUREN, onde receberam 50% de sombreamento. Durante o experimento foram anotados, periodicamente, os dados de temperatura e umidade ambiente (Apêndice A) obtidos através de um termohigrômetro digital da marca Inconterm, bem como a temperatura máxima e mínima em um termômetro analógico modelo 5201.03.0.00, marca Inconterm colocados dentro da casa de vegetação, próximo às plântulas (figura 6).

A irrigação das plântulas foi realizada manualmente, colocando-se 200 ml de água a cada dois dias. E a cada 15 dias fez-se adubação foliar através de borrifamento com Peter's® (30-10-10) utilizando-se 1g/ L de água.

Figura 6 - Condições de aclimatização de *E. viviparum*.



Casa de vegetação do NUREN-UFRR (a); termohigrômetro digital (b); termômetro de temperatura máxima e mínima (c); tratamentos após receber as plântulas (d); parcelas dos tratamentos (e); irrigação manual (f)

3.6 AVALIAÇÃO

Seis meses após a implantação do experimento (Apêndices B a F) foram retiradas as mudas dos substratos e realizadas as avaliações dos seguintes parâmetros de crescimento (figura 7): altura da parte aérea (APA), comprimento da

maior raiz (CMR), número de raízes (NR), número de brotos (NB), número de folhas (NF), massa fresca (MF) e percentual de sobrevivência (PS).

Figura 7- Avaliação das raízes de *E. viviparum* após seis meses de aclimatização



Avaliação após a retirada das mudas dos tratamentos (a); contagem das raízes (b) e (c).

O delineamento experimental utilizado foi inteiramente casualizado, composto por cinco tratamentos e vinte e cinco repetições. Cada repetição foi representada por uma plântula, totalizando 125 plântulas no experimento. Os dados foram submetidos à análise de variância (Anova) e as médias comparadas pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

3.7 ANÁLISE BROMATOLÓGICA

Retiraram-se amostras dos substratos de cada tratamento, para a realização de análises bromatológicas e físico-químicas no Laboratório de Fitoquímica da UFRR. As amostras foram submetidas à pré-secagem em estufa com ventilação forçada a 60°C por 24 horas. Após a secagem até peso constante, as amostras foram submetidas à moagem em moinho de facas e armazenadas em sacos plásticos. Posteriormente, foram transferidas para frascos de vidro âmbar previamente identificados com as especificações das mesmas.

3.7.1 Determinação da matéria seca (MS) dos substratos utilizados no cultivo de *E. viviparum*

Para a determinação da matéria seca (MS) dos substratos foi utilizada a metodologia de Weend de acordo com Salman et. al. (2010). Foram pesadas 2,0g

de cada substrato, em triplicata, para todas as repetições de cada tratamento, que foram colocados em cadinhos devidamente secos e pesados, e depois levados para uma estufa com circulação forçada de ar, regulada à temperatura de 105°C por quatro horas, para determinar a matéria seca total. Após esse tempo os cadinhos foram retirados e colocados no dessecador por 30 min para equilibrar a temperatura com a do ambiente e após se procedeu à pesagem final (figura 8). A matéria seca foi calculada conforme a fórmula abaixo.

$$\%MS = \frac{(\text{Peso do cadinho + amostra}) - (\text{Peso do cadinho})}{\text{Peso da Amostra pré-seca}} \times 100$$

Figura 8 - Substratos provenientes no cultivo de *E. viviparum* submetidos à determinação da matéria seca



A determinação da umidade foi feita de forma indireta pela perda de peso da massa inicial. Teor de Umidade = 100 - MS(%).

3.7.2 Determinação de cinza ou matéria mineral (MM) e da Matéria Orgânica (MO)

Esta determinação foi realizada pelo método de incineração simples. Foram pesadas 2,0g, em triplicata, de cada amostra dos substratos dos cinco tratamentos, que foram colocadas em cadinhos de porcelana previamente secos e tarados. Os cadinhos com as amostras foram colocados na mufla e submetidos à temperatura de 550°C por quatro horas (figura 9). Decorrido esse tempo, aguardou-se a diminuição da temperatura do equipamento a pelo menos 100°C. Após, os cadinhos foram

colocados em um dessecador por 1 hora e depois foram pesados em balança analítica. A verificação da riqueza de mineral nas amostras analisadas foi calculada conforme a fórmula abaixo. A Matéria Orgânica (MO) foi determinada pela diferença entre o valor da MS e da MM (RODRIGUES, 2010).

$$\% \text{CINZA} = \frac{(\text{peso do cadinho}) - (\text{peso do cadinho} + \text{amostra})}{\text{Peso da amostra} \times \% \text{ MS a } 105^{\circ}\text{C}} \times 100$$

Figura 9 - Determinação de cinzas dos substratos utilizados do cultivo de *E. viviparum*;



Forno mufla (a); cadinhos com as amostras dos substratos (b)

3.7.3 Determinação de fósforo dissolvido

As análises físico-químicas para a determinação de fósforo foram realizadas de acordo com Silva (1999). As amostras dos substratos utilizados no cultivo do *E. viviparum* (T₁, T₂, T₃, T₄ e T₅) foram calcinadas em forno do tipo mufla por 4 horas a 550°C. As cinzas obtidas foram umedecidas com água destilada (gota a gota) e dissolvidas com HNO₃ (gota a gota) concentrado, para melhor solubilização das cinzas. Em seguida as cinzas foram filtradas e transferidas para um balão volumétrico de 25 mL e o volume completado com HNO₃ a 2%.

Para a determinação de fosfato utilizou-se o método fosfoantimoniomolibdico de cor azul. Transferiu-se uma alíquota de 20 mL de amostra da solução mãe para balões de 25 mL (filtrado). Em seguida foram adicionados 2 mL do reagente

(solução de reação) composto por 10 mL de molibdato, 25 mL de H₂SO₄, 10 mL de ácido ascórbico e 5 mL de tartarato de antimônio e potássio. Determinou-se a absorvância da solução da amostra através de um espectrofotômetro da marca Shimadzu, modelo UV-1800 pc no comprimento de onda de 865 nm, usando cubeta de quartzo de 1 cm de caminho ótico, contra um branco preparado de modo idêntico. As análises foram feitas em triplicata.

Elaborou-se a curva analítica para a determinação de fósforo nos substratos através da preparação de quatro soluções padrões com níveis de concentração 0,5; 1,0; 1,5 e 2,0 mg de P, a partir de uma solução padrão de 50 mg.L⁻¹ de fósforo. Depois da preparação dos padrões foi feita a medida das absorvâncias das soluções, cujos valores foram medidos e colocados em uma planilha do Excel, para a elaboração da curva analítica, a partir da qual se determinou a concentração de fosfato nas amostras. E para a obtenção do teor de fósforo nas amostras dos substratos analisados foram seguidos os procedimentos descritos a seguir:

1) Calculou-se a massa de P (fósforo) dissolvido na amostra; $m = C \text{mg/L} \times V(\text{L})$

Onde: Cmg/L = Leitura do equipamento

V(L) = Volume da amostra dissolvida

2) Calculou-se a massa em mg/kg

$$\frac{\text{M fósforo dissolvido}}{\text{M amostra}} \times \frac{10^3 \text{g}}{1 \text{kg}}$$

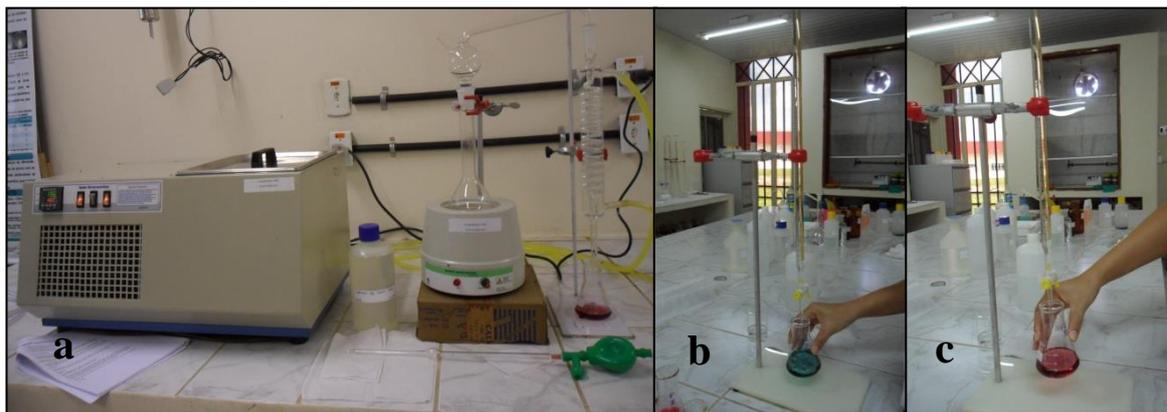
3.7.4 Determinação de nitrogênio

Nas análises físico-químicas para determinação de nitrogênio utilizou-se o método de Kjeldahl, segundo Silva (1999). Preparou-se uma mistura com 20,0g de ácido sulfúrico (H₂SO₄) e 2,0 g de sulfato de Cobre (CuSO₄) e em seguida acondicionou-se em frasco com tampa. Pesou-se 0,1g de cada amostra (substrato) em triplicata e transferiu-se para tubos digestores. Adicionou-se 1,0g da mistura

digestora e após os tubos foram adaptados ao digestor, onde receberam 3 mL de H_2SO_4 e 1 mL de peróxido de hidrogênio H_2O_2 .

O digestor da marca TE008/50-4 foi calibrado para atingir a temperatura de 400°C por 3 horas ou até que ocorresse a mudança de coloração da solução durante o processo de digestão. Atingido esse tempo, desligou-se o equipamento e se transferiu as soluções para balões de 50 mL, completando-se o volume com água destilada. Em seguida as soluções foram levadas para o destilador de Kjeldahl e a amônia que se despreendeu na reação foi coletada em um elenmayer contendo ácido bórico a 2%, com os indicadores verde de bromocresol (1%) e vermelho de metila (0,046 m/v). As soluções que no início apresentava coloração rósea passaram para a cor verde (figura 10).

Figura 10 - Determinação do nitrogênio dos substratos através de destilador de Kjeldahl acoplado com banho termostático.



Extração da amônia (a); titulação (b e c)

Após a destilação no destilador de Kjeldahl foi feito o processo de titulação. Neste processo foi acrescentada ao borato de amônio uma solução de ácido clorídrico (HCl). O ponto final da titulação foi à mudança da coloração inicial da cor verde, para a cor vinho. O cálculo utilizado para a determinação do nitrogênio foi:

$$\text{N-NH}_4\text{g Kg}^{-1} = (V_b - V_a) \times 1,4, \text{ onde:}$$

V_a = Volume de HCl gasto no branco em mL;

V_b = Volume de HCl gasto na amostra em mL.

3.8 DETERMINAÇÃO DO PH

A determinação do pH foi realizada com um pHmetro da marca Tecnal Tec 3MP, segundo as normas do Instituto Adolf Lutz (2005). Foram pesadas 10g de amostra de cada um dos cinco substratos e colocadas em béqueres; diluiu-se cada amostra com 100 mL de água. Em seguida, o conteúdo foi agitado para que as partículas ficassem suspensas e determinou-se o pH no líquido sobrenadante, após o ajuste do pHmetro com as soluções padrão (pH 4,0 e 7,0 e 10).

4 RESULTADOS E DISCUSSÃO

Na tabela 2 observa-se que a maior altura da parte aérea (APA) das plântulas de *E. viviparum* ocorreu no tratamento composto por caroços de açai (T₄), que apresentaram altura média de 3,79 cm, embora não tenha diferido estatisticamente dos substratos compostos pelos caroços de patauá (T₃) com 3,08 cm e de tucumã (T₂), com 2,01 cm de altura. Os menores valores para essa variável foram observados nas plântulas cultivadas nos caroços de buriti (T₅) com 0,43 cm e na fibra de coco (T₁), com 1,08 cm de altura. No trabalho de Valencia (2009) onde foram avaliados os substratos fibra do caule do açai, fibra de coco, caroços de açai e serragem no cultivo das orquídeas *Brassia chloroleuca* Barb. Rodr. e *Sobralia macrophylla* Rchd f. o autor concluiu que, a fibra do caule do açai promoveu o melhor desenvolvimento vegetativo na espécie *B. chloroleuca*.

Tabela 2 - Desenvolvimento da orquídea *Epidendrum viviparum* aclimatizada em cinco tipos de substratos alternativos ao xaxim, após 180 dias do transplântio

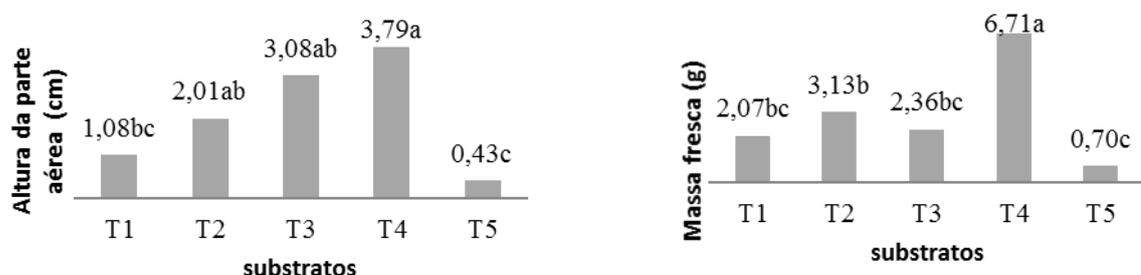
Parâmetros	T ₁	T ₂	T ₃	T ₄	T ₅
	F. coco	Tucumã	Patauá	Açai	Buriti
Altura da parte aérea (cm)	1,08 bc	2,01ab	3,08ab	3,79a	0,43c
Comprimento da maior raiz (cm)	17,09a	14,79a	13,16a	5,82b	8,89b
Massa fresca (g)	2,07bc	3,13b	2,36bc	6,71a	0,70c
Número de raízes	31,72ab	41,52a	29,48ab	25,72bc	15,16c
Número de folhas	22,60ab	27,76a	23,32ab	20,64ab	13,80b
Número de brotos	1,52a	2,12a	1,80a	1,64a	1,32a
Taxa de sobrevivência (%)	100a	100a	100a	100a	96a

Médias seguidas pela mesma letra na mesma linha não diferem estatisticamente entre si (Tukey <5%). T₁ (substrato com fibra de coco); T₂ (substrato com caroços de tucumã); T₃ (substrato com caroços de patauá); T₄ (substrato com caroços de açai) e T₅ (substrato com caroços de buriti). Altura da parte aérea (APA), comprimento da maior raiz (CMR), número de raízes (NR), número de folhas (NF), massa fresca (MF), número de brotos (NB) e taxa de sobrevivência (TS).

Constatamos também, que as plântulas cultivadas no substrato composto por caroços de açaí apresentaram os maiores valores de altura aérea e de massa fresca (figura 11), o que pode estar relacionado ao maior teor de fósforo e nitrogênio deste substrato (tabela 3). No trabalho de Souza; Jasmim (2004) foi avaliado o crescimento de *Syngonium podophyllum*, planta ornamental da família das Araceae em diferentes substratos à base de mesocarpo de coco, sendo observado que, as plântulas cultivadas no substrato comercial adicionado de mesocarpo de coco triturado alcançaram os maiores valores de altura, diâmetro, número de nós e de folhas, e que esse crescimento estaria relacionando com o maior teor de nitrogênio e fósforo desse substrato.

Trabalhos com aclimatização vêm relatando um bom desenvolvimento vegetativo de orquídeas, quando se utiliza substratos alternativos e com baixo valor econômico, como o de Moraes et al. (2002) que estudaram a aclimatização de plântulas de *Dendrobium nobile* e observaram que, a maior quantidade de massa fresca total foi obtida nas plântulas cultivadas em um substrato comercial denominado Plantmax adicionado de carvão vegetal e isopor moído, em comparação ao xaxim. Filho (2007) ao avaliar a utilização de substratos à base de subprodutos de açaí observou que, as composições formuladas com este substrato proporcionaram os melhores resultados quanto à altura do maior pseudobulbo, comprimento das folhas, número de brotos e massa seca total da orquídea *Dendrobium Phalaenopsis* devido à grande capacidade de retenção de água desse substrato.

Figura 11 - Média da altura da parte aérea e massa fresca da orquídea *E. viviparum* com 180 dias de cultivo em substratos alternativos ao xaxim



Médias seguidas pela mesma letra não diferem estatisticamente entre si (Tukey <5%). T₁ (substrato com fibra de coco), T₂ (substrato com caroços de tucumã), T₃ (substrato com caroços de patauá), T₄ (substrato com caroços de açaí) e T₅ (substrato com caroços de buriti).

Tabela 3 - Composição químico-bromatológica dos substratos compostos por caroços de palmáceas regionais utilizados no cultivo da orquídea *E. viviparum*

SUBSTRATOS	MS (%)	MM (%)	MO (%)	TU (%)	P mg/kg	N g/kg	pH
T ₁ F. de coco	93,50 ^{ns}	1,69 ^{ns}	89,77 ^{ns}	6,5 ^{ns}	3,33 ^{ns}	2,52 ^{ns}	4.56 ^{ns}
T ₂ Tucumã	98,17 ^{**}	3,73 ^{**}	96,4 ^{ns}	1,83 ^{ns}	3,71 ^{ns}	4,34 ^{ns}	4.49 ^{ns}
T ₃ Patauá	94,67 ^{ns}	0,69 ^{ns}	93,98 ^{ns}	8,00 ^{ns}	3,89 ^{ns}	1,96 ^{ns}	4.20 ^{ns}
T ₄ Açaí	93,17 ^{ns}	1,97 ^{ns}	91,20 ^{ns}	6,83 ^{ns}	4,54 ^{ns}	8,50 ^{**}	4.52 ^{ns}
T ₅ Buriti	95,17 ^{ns}	2,98 ^{ns}	92,19 ^{ns}	5,00 ^{ns}	3,44 ^{ns}	3,40 ^{ns}	4.58 ^{ns}

** significativo (< p 0,01). T₁ (fibra de coco), T₂ (caroços de tucumã), T₃ (caroços de patauá), T₄ (caroços de açaí), T₅ (caroços de buriti). MS = matéria seca; MM = cinza ou matéria mineral ; MO = matéria orgânica; TU = Teor de umidade; P = fósforo; N = Nitrogênio; pH = Potencial hidrogeniônico

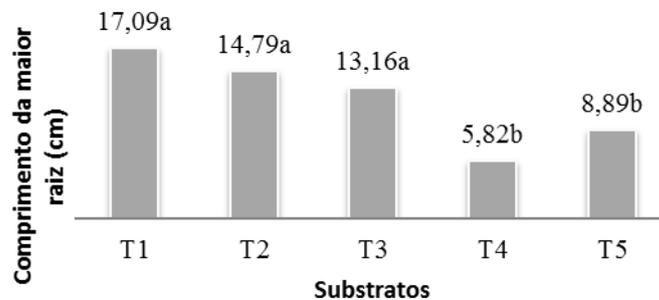
Ao pesquisarem a utilização de substrato de açaí no desenvolvimento de *Alchornea discolor*, Maranhão; Paiva (2011) observaram que, este resíduo orgânico, nas porcentagens de 100, 50, e 25%, influenciou positivamente na emergência das plântulas em relação aos outros tratamentos que compunham terra de mata em suas composições.

No trabalho de Soares et al. (2014) que estudaram as propriedades físico-químicas de vários resíduos florestais amazônicos, entre eles o açaí os autores afirmam que, embora os micronutrientes sejam exigidos pelas plantas em pequenas quantidades, são indispensáveis para a nutrição vegetal. E que a casca de castanha, casca de café e resíduo de açaí utilizados em sua pesquisa proporcionaram as maiores concentrações de Cu (46,67, 43,16 e 40,33 mg.kg⁻¹, respectivamente) em relação aos outros subprodutos avaliados, sendo os mais indicados como substratos na produção de mudas florestais.

O maior comprimento da maior raiz (CMR) foi observado no substrato composto pela fibra de coco (T₁), onde as plântulas apresentaram em média 17,09 cm de comprimento de maior raiz, embora não tenha diferido estatisticamente do substrato composto pelos caroços de tucumã (T₂) com 14,79 cm e do patauá (T₃) com 13,16 cm. E os menores comprimentos de raiz ocorreram nos substratos compostos por caroços de açaí (T₄) com 5,82 cm e por caroços de buriti (T₅), com

8,89 cm (tabela 2 e figura 12), provavelmente por não proporcionarem aeração suficiente, pois de acordo com Demattê; Demattê (1996) substratos muito compactos tendem a impedir o desenvolvimento normal das raízes. No estudo realizado por Piovesan; Tavares (2009) as orquídeas que apresentaram aumento do sistema radicular foram as cultivadas em substratos compostos por esfagno, turfa, casca de pinus, carvão e pedra brita, que proporcionaram uma aeração adequada às raízes de *Laelia tenebrosa*.

Figura 12 - Média do comprimento da maior raiz da orquídea *E. viviparum*, aos 180 dias do transplântio

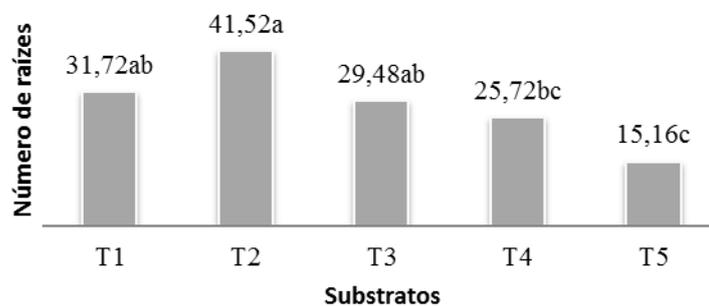


Médias seguidas pela mesma letra não diferem estatisticamente entre si (Tukey <5%). T₁ (substrato com fibra de coco), T₂ (substrato com caroços de tucumã), T₃ (substrato com caroços de patauá), T₄ (substrato com caroços de açaí) e T₅ (substrato com caroços de buriti).

Na tabela 2 podemos verificar que, os dados para as variáveis número de raízes, número de folhas e número de brotos das mudas de *E. viviparum* nas plantas cultivadas no substrato com caroço de tucumã (T₂) apresentaram os maiores valores em relação aos outros substratos. Possivelmente essa diferença esteja relacionada com o maior aproveitamento pelas plântulas dos nutrientes disponíveis no mesmo (tabela 3) e também devido a fatores que interferem direta ou indiretamente no processo de absorção pelas mesmas, como o teor de minerais, por exemplo, importante para o metabolismo celular e requerido em diversas reações enzimáticas como co-fatores em (CHIODINI et al. 2013). Pode-se observar na figura 13, que o maior número de raízes ocorreu nas plântulas cultivadas no substrato composto por tucumã (T₂) com 41,52 raízes em média, embora não tenha diferido estatisticamente da fibra de coco (T₁) com 31,72 raízes e do caroço de patauá (T₃), com 29,48 raízes. Os menores valores foram encontrados nos substratos constituídos por caroço de açaí (T₄) com 25,72 raízes e caroço de buriti (T₅), com 15,16 raízes (figura 13). O

trabalho de Tormena et al. (2002) relatam que a resistência de penetração de raízes ao substrato, como uma característica diretamente relacionada com o crescimento radicular e aéreo de uma planta. Visualmente as raízes das plantas cultivadas no substrato de buriti demonstraram-se bastante resistente à penetração ao mesmo, o que possivelmente provocou um menor desenvolvimento das plantas cultivadas nesse substrato.

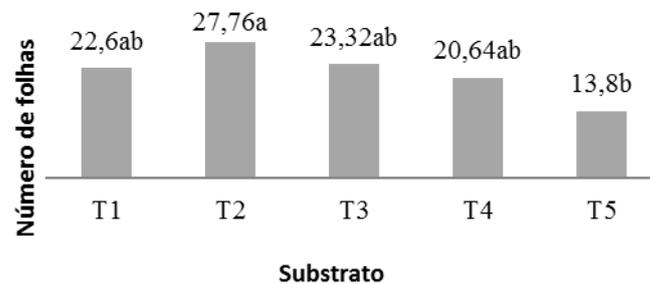
Figura 13 - Média do número de raízes das mudas da orquídea *E. viviparum* aos 180 dias do transplântio



Médias seguidas pela mesma letra não diferem estatisticamente entre si (Tukey <5%). T₁ (substrato com fibra de coco), T₂ (substrato com caroços de tucumã), T₃ (substrato com caroços de patauí), T₄ (substrato com caroços de açaí) e T₅ (substrato com caroços de buriti).

Em relação ao número de folhas podemos verificar na tabela 3 e na figura 14, que as plântulas da orquídea *E. viviparum* cultivadas no substrato com caroço de tucumã (T₂) apresentaram o maior número de folhas (27,76) e o maior teor de matéria mineral (3,73%). No entanto, não diferiu estatisticamente dos outros tratamentos, que apresentaram 23,32 folhas no substrato composto por caroços de patauí (T₃), 22,6 folhas na fibra de coco (T₁), 20,64 folhas no caroço de açaí (T₄) e 13,80 folhas no caroço de buriti (T₅). Jasmin et al. (2006) ao trabalharem com fibra de coco no cultivo de *Cryptanthus sinuosos* observaram que, as plântulas cultivadas nesse substrato obtiveram o menor número de folhas em comparação àquelas cultivadas no xaxim. E afirmaram que nas plântulas onde ocorreu o maior número de folhas houve maior disponibilização dos nutrientes contidos nos substratos, principalmente o cálcio e o magnésio, que são importantes no metabolismo de formação de folhas.

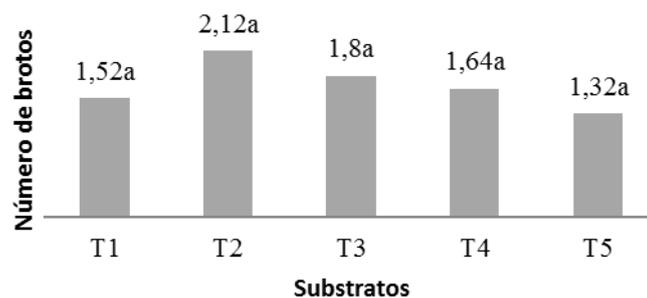
Figura 14 - Média do número de folhas da orquídea *E. viviparum* aos 180 dias do transplântio



Médias seguidas pela mesma letra não diferem estatisticamente entre si (Tukey <5%). T₁ (substrato com fibra de coco), T₂ (substrato com caroços de tucumã), T₃ (substrato com caroços de patauá), T₄ (substrato com caroços de açai) e T₅ (substrato com caroços de buriti).

Quanto ao número de brotos (figura 15) não houve diferença estatística significativa entre os tratamentos, ou seja, os substratos não influenciaram nesta variável. No entanto, percebe-se numericamente que o substrato composto por caroços de tucumã (T₂) induziu ao maior número de brotos (2,12). No entanto, Assis et al. (2008) ao testarem substratos à base de coco, como alternativa ao xaxim, no cultivo de *Oncidium baueri* L. comprovaram que, o pó de coco proporcionou o melhor resultado quanto ao número de brotos dessa orquídea.

Figura 15 - Média do número de brotos da orquídea *E. viviparum* aos 180 dias do transplântio



Médias seguidas pela mesma letra não diferem estatisticamente entre si (Tukey <5%). T₁ (substrato com fibra de coco), T₂ (substrato com caroços de tucumã), T₃ (substrato com caroços de patauá), T₄ (substrato com caroços de açai) e T₅ (substrato com caroços de buriti).

Constatou-se uma sobrevivência das plântulas de *E. viviparum* de 100% ao final dos 180 dias de cultivo, nos diferentes substratos compostos pelos caroços das palmáceas estudadas, o que pode ser observado na tabela 2. Como o manejo das

plântulas foi cuidadoso em todo o período experimental, além do uso de garrafas PET transparente, inferimos o que pode ser corroborado pela pesquisa de Anjos; Hernandez; Diniz (2008), que avaliaram a aclimatização de mudas micropropagadas de *Mussaenda alicia* Hort em dez substratos e concluíram que, a alta porcentagem de sobrevivência das mudas ocorreu devido ao emprego de caixa de plástico transparente no cultivo das mesmas, por proporcionar luminosidade às raízes que também fotossintetizam, o que é imprescindível ao bom desenvolvimento das plântulas.

O pH dos substratos utilizados não diferiu estatisticamente entre os tratamentos (tabela 3), mas observa-se que os mais ácidos foram os compostos por caroços de patauá T₃ (4,20) e tucumã T₂ (4,49). De acordo com Assis et al. (2011) a faixa de pH recomendada para o cultivo da orquídea encontra-se entre 4,5 e 5,5. Rodrigues et. al. (2010) ao avaliarem a influência de doses de calcário em *Epidendrum ibaguense* afirmaram que, o pH pode ter uma forte influência sobre o crescimento da raiz, que geralmente é favorecida em substratos ligeiramente ácidos (5,5 a 6,5). Segundo os mesmos autores, em substratos com pH > 7 a solubilidade de P, Zn, Fe, Mn e B é fortemente reduzida, prejudicando o desenvolvimento das plântulas.

A temperatura média observada durante o experimento foi de 28,6°C. Os menores valores de temperatura registrados foram de 23,2°C (no dia 28/08/13) e 23,4°C (no dia 21/01/14). E os maiores valores de temperatura registrados foram de 33,1°C (no dia 20/11/13) e 34,1°C (no dia 18/02/14). Esses valores de temperatura são considerados característicos da região onde as orquídeas da espécie estudada são encontradas. Muller et al. (2007) determinaram em seu estudo, que a temperatura mais adequada para a aclimatização de *Miltonia flavescens* é de 25°C.

A média da umidade relativa do ar durante o período experimental foi de 70%. Os menores valores observados foram de 48% (no dia 20/11/13) e 37% (no dia 02/02/14). As observações de temperatura e umidade foram tomadas no período da manhã, ocasião onde se observou que a temperatura ambiente foi geralmente alta e a umidade baixa (figura 16 e 17).

Segundo Assis et al. (2005) ao avaliarem a eficiência de substratos à base de coco no cultivo de *Dendrobium nobile* a temperatura média observada no viveiro foi de 25,3 °C e a umidade relativa de 54,46%, mostrando-se adequada ao cultivo desse gênero de orquídea.

Figura 16 - Variação da temperatura máxima e mínima ao longo do experimento

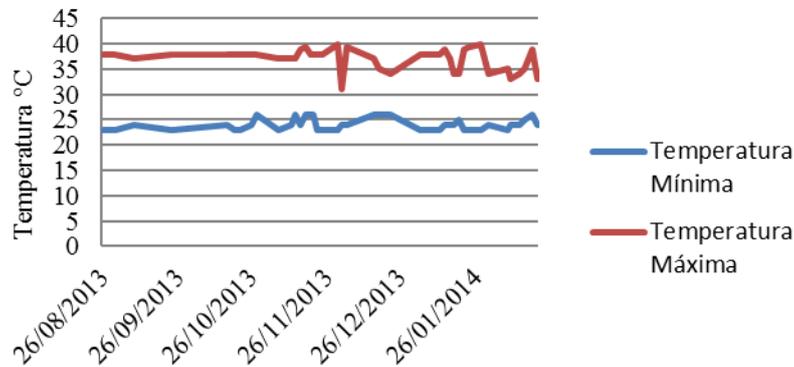
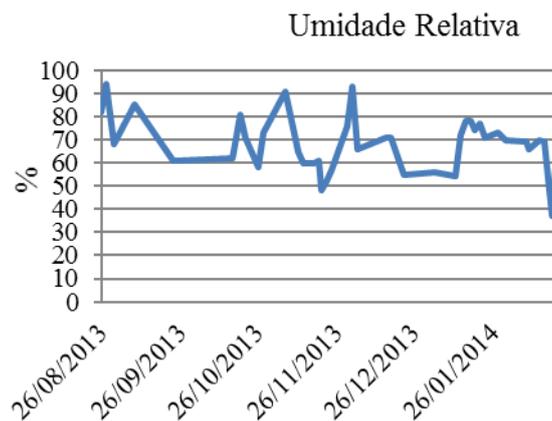


Figura 17 - Umidade relativa ambiente



Em sua pesquisa Meurer et al. (2008) avaliaram o uso de diferentes formulações compostas por bagaço de cana-de-açúcar como substrato alternativo no cultivo de mudas de orquídeas e concluíram que, o gênero *Cattleya* necessita de umidade relativa de 50 a 90% e temperaturas que variam de 20 a 35°C. Mas, para as orquídeas do gênero *Vanda* estes autores afirmaram que, as condições ambientais ideais são umidade variando entre 40 e 45% e temperatura de 15 a 28 °C. Ou seja, pode-se inferir que a temperatura e umidade são requerimentos específicos e que devem ser determinados para cada espécie de orquídea, para se obter sucesso na aclimatização das plântulas.

5 CONCLUSÃO

Os substratos alternativos compostos pelos caroços das palmeiras nativas tucumã e patauí e pela fibra de coco podem ser utilizados na aclimatização de plântulas de *Epidendrum viviparum*.

REFERÊNCIAS

ANJOS, D. C.; HERNANDEZ, F. F. F.; DINIZ, J. D. N. Aclimatização de mudas micropropagadas de *Mussaenda alicia* Hort em diferentes substratos. In: VI Encontro Nacional sobre substratos para plantas materiais regionais como substrato. Fortaleza, 2008, Ceará. Anais... Ceará: SEBRAE/CE e UFC, 2008. p. 1- 4.

ARAÚJO, A. G. et al. Substratos alternativos ao xaxim e adubação de plantas de orquídea na fase de aclimatização. **Revista ciência rural**, Santa Maria, v. 37, n. 2, p. 569-571, mar./abr. 2007.

ASSAKAWA, R. H.; FARIA, S. L.; ZONETTI, P. C. Uso de substratos alternativos na aclimatização de plântulas de *Laelia purpurata* Lindl (Orchidaceae). In: IV Mostra Interna de Trabalhos de Iniciação Científica do Cesumar, 2008, Paraná. Anais... Paraná - Centro Universitário de Maringá, 2008. p.5.

ASSIS, A. M. et al. Cultivo de *Oncidium baueri* Lindley (Orchidaceae) em substratos a base de coco. **Revista ciência agrotecnologia**, Lavras, v. 32, n. 3, p. 981-985, mai./jun. 2008.

ASSIS, A. M. et al. Utilização de substratos à base de coco no cultivo de *Dendrobium nobile* Lindl. (Orchidaceae). **Acta scientiarum agronomy**, Maringá, v. 27, n. 2, p. 255-260, abr./jun. 2005.

ASSIS, A. M. et al. Cultivo de orquídea em substratos à base de casca de café. **Bragantina**, Campinas, v. 70, n. 3, p. 544-549, nov. 2011.

ASSIS, F. N. M.; CASTRO, J. P.; CASTRO, L. I. F.; SOUZA, B. C. Q.; LIMA, S. A. A.; ABREU, D. B. O. Variabilidade cromossômica numérica em cinco espécies do gênero *Epidendrum* L. (Orchidaceae: Epidendroideae). In: I Workshop de Extensão, Inclusão Social e Desenvolvimento. I Encontro de Plantas Ornamentais do Brejo Paraibano, 2008, Paraíba. Anais... Paraíba: UFPB, 2008. p. 91-95.

ASSOCIAÇÃO BRASILEIRA DE NORMAS TÉCNICAS. **NBR 10004**: Informação de documentação: Resíduos sólidos – Classificação. Segunda edição, Rio de Janeiro, 2004.

BACH, E. E.; CASTRO, O. L. Germinação de sementes de *Cattleya* spp. (Orchidaceae) em cultura de tecido visando produção de mudas. **Arquivos do Instituto Biológico**, São Paulo, v. 71, n. 3, p.1-749, 2008.

BARROS, L. F. Notas taxonômicas para espécies brasileiras dos gêneros *Epidendrum*, *Platystele*, *Pleurothallis* e *Scaphyglottis* (Orchidaceae). **Acta botânica brasileira**, São Paulo, v. 10, n. 1, maio, 1996.

BACKES, C.; FERNANDES, F.M.; KROHN, N.G.; LIMA, C.P.; KIIHL, T.A.M. Produção de pimenta ornamental em função de substratos e doses de adubação com fertilizantes de liberação lenta e tradicional. **Scientia agraria paranaensis**. V.6, n. 1-2, p. 67-76. 2007.

BERILLI, S. S. et al. Crescimento de mudas de abacaxizeiro cv. *Vitória* durante a aclimação em função do seu tamanho inicial. **Revista brasileira de fruticultura**, Jaboticabal - SP, v. Especial, p. 632-637, out. 2011.

BREDA, L. C. S.; SILVA, R. A.; LEMOS, J. I.; Aclimação de *Cattleya labiatalindley*, *Cattleya amethystoglossa* Lindley & reichenbach f. ex warner e *Cattleya nobilior* reichenbach f. em estufa do laboratório multidisciplinar do jardim botânico de Brasília. In: Boletim do herbário Ezechias Paulo Heringer, 17, 2006. Brasília, p. 9.

BRESCASIN, R. L.; SOUZA-LEAL, T.; PEDROSO-DE-MORAES, C. Influência de diferentes substratos e concentrações de acetileno na floração de *Catasetum fimbriatum* (C. Morren) Lindl. & Paxton (Catasetinae, Orchidaceae). **Revista brasileira de biociência**, Porto Alegre, v. 11, n. 2, p. 191-196, abr./jun. 2013.

CAMPOS, F. A. D. B. Considerações sobre a família orquidacea: taxonomia, antropismo, valor econômico e tecnologia. **O Mundo da Saúde**, São Paulo, v. 32, n. 3, p. 383-392. jul./set. 2008.

CARIJÓ, O. A.; LIZ, R. S.; MAKISHIMA, N. Fibra de coco verde como substrato agrícola. **Revista horticultura brasileira**, Brasília, v. 20, n. 4, p. 533-535, dez. 2002.

CARNEIRO, T. B.; CARNEIRO, J. G. M. Frutos e polpa desidratada de buriti (*Mauritia flexuosa* L. f.): aspectos físicos, químicos e tecnológicos. **Revista Verde**, Mossoró, v.6, n. 2, p. 105 - 111 abr./jun. 2011.

CARVALHO, L. G.; DANTAS, A. A. A.; NETO, P. C. Temperatura do ar e graus-dia. Disponível em: <http://www.deg.ufla.br/site/_adm/upload/file/Agrometeorologia/7-TEMPERATURA%20DO%20AR.pdf>. Acessado 25 de junho de 2014.

CHIODINI, B. M.; SILVA, A. G.; NEGREIROS, A. B.; MAGALHÃES, L. Bezerra. Matéria orgânica e a sua influência na nutrição de plantas. **Cultivando o Saber**. Cascavel, v.6, n.1, p.181-190, 2013.

COELHO, S. T. Nota Técnica X - Carvão Vegetal: Aspectos Técnicos, Sociais, Ambientais e Econômicos. Nota Técnica do Centro Nacional de Referência em Biomassa, 2008. Disponível em: < http://cenbio.iee.usp.br/download/documentos/notatecnica_x.pdf>. Acessado em 24 de maio de 2014.

COLOMBO, L. A. et al. Influência do fungicida clorotalonil no desenvolvimento vegetativo e no enraizamento *in vitro* de duas espécies de orquídeas brasileiras. **Acta scientiarum, agronomy**, Maringá, v. 26, n. 2, p. 253-258, jun. 2004.

COLOMBO, L. A. et al. Aclimatização de um híbrido de *Cattleya* em substratos de origem vegetal sob dois sistemas de irrigação. **Acta scientiarum agronomy**, Maringá, v. 27, n. 1, p. 145-150, jan./mar. 2005.

DEMATTÊ, J.B.; DEMATTÊ, M.E.S.P. Estudos hídricos com substratos vegetais para o cultivo de orquídeas epífitas. **Revista agropecuária brasileira**, Brasília, v. 31, n. 11, p. 803- 808, mar. 1996.

DORNELES, L. T.; TREVELIN, V. Aclimatização e reintrodução de *Cattleya intermedia* Graham ex Hook (*Orchidaceae*) obtidas por propagação *in vitro*. **Revista iheringia**, Porto Alegre, v. 66, n. 2, p.167-174, dez. 2011.

DRONK et al. Desenvolvimento vegetativo de híbrido de orquídea em diferentes substratos. **Revista ciências agrárias**, Londrina, v. 33, n. 6, p. 2109-20114, nov./dez. 2012.

FERREIRA, M. G. R. **Buriti (*Mauritia flexuosa* L.)**. Porto Velho: Embrapa, 2005. Disponível em: < http://www.cpafrro.embrapa.br/media/arquivos/publicacoes/folder_buriti.pdf>. Acessado em: 14 maio 2013.

FIGUEIRA, L. C. **Espectroscopia vibracional (no Infravermelho e Raman) e espectrofotometria de absorção UV-VIS dos óleos de buriti (*Mauritia flexuosa*) e de patauá (*Oenocarpus bataua*)**. 2012. 72 p. Dissertação (Mestrado em Recursos Naturais da Amazônia) - Universidade Federal do Pará - UFOPA, Santarém, 2012.

FILHO, A. N. K.; RESENDE, M. D. V. Melhoramento de palmáceas. In: Workshop sobre Melhoramento de Espécies Florestais e Palmáceas no Brasil, Curitiba, 2001. Anais... Curitiba: Embrapa, 2001. p.89.

FILHO, E. A. **Resíduos agroindustriais da palmeira real da Austrália *Archontophoenix alexandrai* H. Wendl. & Drud como componente para substratos de espécies ornamentais.** 2007. 131p. Dissertação (Mestrado em Engenharia Ambiental) - Universidade Regional de Blumenau, Santa Catarina, 2007.

GOMES-SILVA, D. A. P.; WADT, L. H. O.; EHRINGHAUS, C. Ecologia e Manejo de Patauá (*Oenocarpus bataua* Mart.) para produção de fruto e óleo. Rio Branco, AC. Embrapa Acre, 37 p. 2004.

HALL, C. F.; KLEIN, V. L.; BARROS, F. **Orchidaceae no município de Caldas Novas**, Goiás, Brasil. *Rodriguesia* 64(4): 685-704. 2013.

INSTITUTO ADOLFO LUTZ. **Normas analíticas do Instituto Adolfo Lutz.** 3. Ed. São Paulo: Imesp, 1985. 245-246 p.

JASMIM JM; TOLEDO RRV; CARNEIRO LA; MANSUR E. Fibra de coco e adubação foliar no crescimento e na nutrição de *Cryptanthus sinuosus*. **Horticultura Brasileira**, v. 24, n. 3, p. 309-314, jul./set. 2006.

JUNGHANS, T. G.; SOUZA, A. da S. (Ed.). Aspectos práticos da micropropagação de plantas. 2. ed. rev. e ampl. Brasília, DF: Embrapa, 2013. 407p.

JÚNIOR; B. H. M.; PETTER F. A.; ANDRADE F. R.; MADARI, B. E.; MARIMON, B. S.; SCHOSSLER, T. R.; GONÇALVES; L. G.; BELÉM, R. Produção de mudas de jiló em substrato condicionado com Biocha; **Comunicata scientiae**, v.3, n. 2, p.108-114, 2012.

LACERDA, M. R. B. et al. Características físicas e químicas de substratos à base de pó de coco e resíduo de sisal para produção de mudas de sabiá (*Mimosa caesalpiniaefolia* Benth). **Revista árvore**, Viçosa-MG, v. 30, n. 2, p. 163-170, 2006.

LUZ, F. J. F.; OLIVEIRA, J. M. F. **Orquídeas de Roraima.** 1. ed. Brasília: Embrapa, 2012. 181 p.

LORENZI, H.; KAHN, F.; NOBLICK, L. R.; FERREIRA, E. Flora Brasileira Lorenzi: ARECACEAE (palmeiras). Nova Odessa - SP: Instituto Plantarum, 2010.

MACEDO, M. C., TATARA, M. B. Substratos e intensidades de luz no cultivo de orquídea denfal. **Horticultura brasileira**, São Paulo, v. 29, n. 2, p.168-173, abr./jun. 2011.

MACIEL, A. L. R.; SILVA, A. B.; PASQUAL, M. Aclimação de plantas de violeta (*Saintpaulia ionantha* Wendl) obtidas *in vitro*: efeitos do substrato. **Revista ciência e agrotecnologia**, Lavras, v.24, n.1, p.9-12, jan./mar. 2000.

MARTINS, I. C. P. et al. Diagnóstico do orquidário do banco de mudas de Sobral, Ceará. **Revista homem, espaço e tempo**, Sobral, v. 4, n. 1, p.57- 66, mar. 2011.

MARANHO, Á. S.; PAIVA, A. V. Emergência de plântulas de supiarana (alchornea discolor poepp.) em substrato composto por diferentes porcentagens de resíduo orgânico de açai. **Revista Sociedade Brasileira de Arborização Urbana**, São Paulo, v. 6, n. 1, p.85-98, mar. 2011.

MASSARO, R. et al. Desenvolvimento *in vitro* de *Epidendrum secundum* Jacq. em meios de cultivo simplificados. **Revista em agronegócio e meio Ambiente**, Maringá, v. 5, n. 2, p. 337-351, mai./ago. 2012.

MEDEIROS, T. D. S.; JARDIM, M. A. G.; QUARESMA, A. C. Composição florística e estrutura da comunidade de orquídeas epífitas na APA Ilha do Combu, Pará, Brasil, **Revista biota amazônica**, Macapá, v. 3, n. 3, p. 23-33, 2013.

MENEGUCE, B.; OLIVEIRA, R. B. D.; FARIA, R. T. Propagação vegetativa de *Epidendrum ibaguense* Lindl. (Orchidaceae) em substratos alternativos ao xaxim. **Semina: Ciências agrárias**, Londrina, v. 25, n. 2, p. 101-106, abr./jun. 2004.

MENDONÇA, V., NETO, S. E. A.; RAMOS, J.D.; PIO, R.; GONTIJO, T. C. A. Diferentes substratos e recipientes na formação de mudas de mamoeiro 'sunrise solo'. **Revista brasileira de fruticultura**, Jaboticabal, v. 25, n. 1, p. 127-130, Abril, 2003.

MIGUEL, J. R.; SILVA, M. A. M.; DUQUE, J. C. C. Levantamento de palmeiras (Arecaceae) cultivadas na universidade do Grande Rio, campus I Duque de Caxias. **Revista Saúde & ambiente**, Rio de Janeiro, v.2 n. 1, p. 26-36, jan./jun. 2007.

MEURER, F. M.; BARBOSA, C.; ZONETTI, P. C.; MUNHOZ, R. E. F. Avaliação do uso de bagaço de cana-de-açúcar como substrato no cultivo de mudas de orquídeas. **Revista saúde e biologia**, v.3, n. 2, p. 45-50, Jul./Dez. 2008.

MONTEIRO, S. H. N.; SILVA, M. F. F.; SECCO, R. S. O gênero *Galeandra* (Orchidaceae) na Amazônia Brasileira. **Revista acta amazônica**, Manaus, v. 39, n. 1, p. 21-34, jan./mar. 2009.

MORAES, L. M.; CAVALCANTE, L. C. D.; FARIA, R. T. Substratos para aclimatização de plântulas de *Dendrobium nobile* Lindl (Orchidaceae) propagadas *in vitro*. **Acta scientiarum agronomy** Maringá, v. 24, n. 5, p. 1397-1400, jun. 2002.

MULLER, T. S. et al. Crescimento *in vitro* e aclimação de plântulas de *Miltonia flavescens*. **Revista brasileira de biociências**, Porto Alegre, v. 5, n. 2, p. 252-254, jul./ 2007.

NEVES, T. A. **Qualidade da madeira e do carvão vegetal de clones de eucalyptus cultivados no sul de Minas Gerais**. 2012. 96p. Dissertação (Mestrado em Ciência e Tecnologia da Madeira) – Universidade Federal de Lavras, Lavras – MG, 2012.

NOGUEIRA, R. E. et al. Fungos micorrízicos associados a orquídeas em campos rupestres na região do Quadrilátero Ferrífero, MG, Brasil. **Acta botânica brasílica**, São Paulo, v. 19, n. 3, p. 417-424, jul./set. 2005.

NOGUEIRA, P. et al. Coconut coir waste, anew and viable ecologically-friendly peat substitute. **Revista acta horticulture. Wageningen**. v. 517, p. 279-286, 1998.

OLIVEIRA, V. C.; SAJO, M. G. Anatomia foliar de espécies epífitas de Orchidaceae. **Revista brasileira de botânica**. São Paulo, v. 22, n. 3, p.365-374, dez. 1999.

OLIVEIRA, M. S. P.; COUTURIER, G.; BESERRA, P. Biologia da polinização da palmeira tucumã (*Astrocaryum vulgare* Mart.) em Belém, Pará, Brasil. **Revista acta botânica brasileira**, v. 17, n. 3, p. 343-353, jul./set 2003.

OLIVEIRA, M. S. P.; NETO, J. T. F.; PENA, R. S. Açaí: técnicas de cultivo e processamento. Fortaleza: Instituto Frutal, 2007. Disponível em: <http://www.agencia.cnptia.embrapa.br/Repositorio/Cursoacai_Frutal_2007_000gbz4ubex02wx5ok01dx9lc36pq0js.pdf> Acesso em: 16 jan. 2013.

OLIVEIRA, M. S. P.; RIOS, S. A. Potencial econômico de algumas palmeiras nativas da Amazônia. In: Encontro Amazônico de Agrárias. Belém, 2014, Pará. **Anais...Belém, PA: UFRA, 2014.**

PANSARIN, E. R.; PANSARIN, L. M. A família Orchidaceae na Serra do Japi, São Paulo, Brasil. **Revista rodriguesia**. São Paulo, v. 59, n. 1, p.99-111, out. 2008.

PACHECO, S. M. V.; DAMASIO, F. Vanilina: Origem, Propriedades e Produção. **Química nova na escola**. São Paulo v. 32, n. 4, p. 215-219, nov. 2010.

PEIXOTO, M. J. A.; CARNEIRO, M. S. S.; SUZA, P. Z.; DINIZ, J. D. N.; SOUTO, J. S.; CAMPOS, F. A. P. Desenvolvimento de *Opuntia ficus indica* (L.) Mill em diferentes substratos, após micropropagação *in vitro*. **Acta sciences**, Maringá, v. 28, n. 1, p. 17-20, jan./mar. 2006.

PEREIRA, S. J. et al. Celulose de buriti (*Mauritia vinifera* Martius). **Revista scientia forestalis**, n. 63, p. 202-213, jun. 2003.

PEREIRA, R. M. et al. Avaliação de populações de possíveis rizobactérias em solos sob espécies florestais. **Revista Brasileira de Ciência do solo**, Viçosa, v. 32, p. 1921-1927, out./dez. 2008.

PESSOA, E.; ALVES, M. *Lockhartia viruensis* (Orchidaceae-Oncidiinae), a new species from Roraima state, Brazilian Amazonia region. **Revista Brittonia**, Nova York, v. 64 n.2, p 162-164, jun. 2012.

PIOVESAN, R.; TAVARES, C. A. Avaliação de substratos para o cultivo de orquídeas. **Revista cultivando o saber**, Cascavel, PR, v. 2, n. 3, p. 131-135, 2009.

REBOUÇAS, E. R. Dessecação e conservação de sementes de tucumã (*Astrocary umaculeatum* Mey) 2010. Dissertação (Mestrado em Agricultura) - Instituto Nacional de Pesquisa da Amazônia, Manaus, Amazonas, 2010.

RODRIGUES, R. C. Métodos de análises bromatológicas de alimentos: Métodos físicos, químicos e bromatológicos, Embrapa Clima Temperado Pelotas, RS. 2010 177 p. Embrapa Clima Temperado. Documentos, 306 .

RODRIGUES, D. T.; NOVAIS, R. F.; ALVARES, V. H. V.; DIAS, J. M.; VILLANI, E. M. A. Response of *Epidendrum ibaguense* (ORCHIDACEAE) to the application of lime rates to the pot. **Revista brasileira de ciências do solo**, Viçosa, v. 34, n. 3, mai./jun. 2010.

SABÓIA, F. B. F.; SCUDELLER, V. V.; RIBEIRO, J. E. L. S. *Lista anotada das Orchidaceae na Reserva de Desenvolvimento Sustentável do Tupé*, UEA edições, Manaus, 2009. Disponível em: <<http://biotupe.org/livro/vol2/pdf/Capitulo%2010%20-%20Orquideas.pdf>> Acesso em: 26 fev. 2013.

SALMAN, A. K. D.; FERREIRA, A. C. D.; SOARES, J. P. G.; SOUZA, J. P. Metodologia para avaliação de alimentos para ruminantes domésticos. Porto Velho, RO: Embrapa Rondônia, 2010.

SAMPAIO, M. B.; CARRAZZA, L. R. **Manual Tecnológico de aproveitamento integral do fruto e da folha do Buriti (*Mauritia flexuosa*)**. Brasília - DF. Instituto Sociedade, População e Natureza (ISPN). Brasil, 2012. Disponível em: <http://www.ispn.org.br/arquivos/Mont_buriti0061.pdf>. Acessado em: 14 maio 2013.

SANTOS, M. N.; TEIXEIRA, M. L. F. Semente de amendoeira (*Terminalia catappa* L.) (Combretaceae) como substrato para o cultivo de orquídeas epífitas. *Acta scientiarum agronomy*, Maringá, v. 32, n. 2, p.339-343, abr. 2010.

SANTOS, R. R. M. **Aproveitamento do caroço do açaí como substrato para a produção de enzimas por fermentação em estado sólido**. 2010. 85p. Dissertação (Mestrado em Biotecnologia) - Universidade Federal de São Carlos, São Carlos, 2010.

SILVA, M. F. F.; SILVA, J. B. F.; FEILER, J. M. Orchidaceas do estado do Maranhão, Brasil. **Revista Acta Amazônica**, Manaus, v. 29, n. 3, p.381-393, jul./set. 1999.
SILVA, W. Cultivo de Orquídeas no Brasil. 6 ed. Nobel. 2007.

SILVA, I. V.; MEIRA, R. M. S. A.; AZEVEDO, A. A.; EUCLYDES, R. M. A. Estratégias anatômicas foliares de treze espécies de Orchidaceae ocorrentes em um campo de altitude no Parque Estadual da Serra do Brigadeiro (PESB) **Revista acta botânica brasílica**, Minas Gerais, v. 20, n. 3, p. 741-750, 2006.

SILVA, I. V. **Anatomia foliar e radicular de espécies de Orchidaceae de um campo de altitude de no Parque Estadual da Serra do Brigadeiro (MG)**. 2005. 131p. Dissertação (Mestrado em Botânica) – Universidade Federal de Viçosa, Minas Gerais, 2005.

SILVA, I. V.; MEIRA, R. M. S. A.; AZEVEDO, A. A. Anatomia de raízes de espécies de Orchidaceae do Parque Estadual da Serra do Brigadeiro, Minas Gerais. **Revista hoehnea**, São Paulo, v. 37, n.1, p. 147-161, jan. 2010.

SILVA, F. C. Manual de análise química de solo, plantas e fertilizantes. 1. ed. Brasília: Embrapa, 1999. 370 p.

SOARES, I. D.; PAIVA, A. V.; MIRANDA, R. O. V.; MARANHO Á. S. Propriedades físico-químicas de resíduos agroflorestais amazônicos para uso como substrato, **Revista Nativa**, Mato Grosso, v. 02, n. 03, p. 155-161, jul./set. 2014.

SCAURI, A., AMARAL, M. C. E., BITTRICH, V. **Levantamento florístico e chave interativa para gêneros de Orchidaceae das campinaranas do parque nacional do viruá, Roraima, Brasil.** Disponível em: <<http://www.prp.rei.unicamp.br/pibic/congressos/xixcongresso/paineis/083257.pdf>>. Acessado em junho de 2014.

SHANLEY, P.; MEDINA, G. **Frutíferas e plantas úteis na vida amazônica.** Belém: CIFOR, Imazon, 2005.

SCHIRMANN, G. S. **Composição em ácidos graxos do açaí (*Euterpe edulis*) de diversas regiões de Santa Catarina.** 2009. 84p. Dissertação (Mestrado em Agroecossistema). Universidade Federal de Santa Catarina, Florianópolis, 2009.

SORACE, M. et al. Substratos alternativos ao xaxim no cultivo do híbrido *Cattleya intermedia* x *Hadrolaelia purpurata* (Orchidaceae). **Semina: Ciências agrárias**, Londrina, v. 30, n. 4, p.771-778, out./dez. 2009.

SOUCHIE, F. F.; JUNIOR, B. H. M.; PETTER, F. A.; MADARI, B. E.; MARIMON, B. S.; LENZA, E. Carvão pirogênico como condicionante para substrato de mudas de *tachi galivulgaris* l.g. silva & h.c. lima. **Revista ciência florestal**, Santa Maria, v. 21, n. 4, p. 811-821, out./dez. 2011.

SOUZA, N. A.; JASMIM, J. Crescimento de singônio com diferentes tutores e substratos à base de mesocarpo de coco. **Revista Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 22, n.1, p. 39-44, jan./mar. 2004.

SOUZA, V.C.; LORENZI, H. **Guia Ilustrado para Identificação das Famílias de Angiospermas da Flora Brasileira, Baseado em APG II.1.** ed. Nova Odessa:, 2005. 640 p.

SOUZA, B. C. Q.; ASSIS, F. N. M.; MARTINS, M. T. C. S.; LIMA, S. A. A.; BRITO, J. G.; ABREU, D. B. O.; FELIX, L. P. Citogenética de algumas espécies do gênero *Epidendrum* L. (Orchidaceae: Epidendroideae). In: I Workshop de Extensão, Inclusão Social e Desenvolvimento. I Encontro de Plantas Ornamentais do Brejo Paraibano, 2008, Paraíba. **Anais...** Paraíba: UFPB, 2008. p. 25-29.

STORTI, E. F.; BRAGA, P. I. S.; FILHO, A. S. Biologia reprodutiva de *Cattleya eldorado*, uma espécie de Orchidaceae das campinas amazônicas. **Acta amazônica**, Manaus, v. 41, n. 3, p. 36-368, jul./set. 2011.

STANCIK, J. F.; GOLDENBERG, R.; BARROS, F. O gênero *Epidendrum* L. (Orchidaceae) no Estado do Paraná, Brasil. **Revista acta botânica brasilica**, Curitiba, v. 23, n. 3, p. 864-880, jan. 2009.

TEIXEIRA, L. B. et al. Características químicas de composto orgânico produzido com lixo orgânico, caroço de açaí, capim e serragem. **Comunicado técnico**, Belém, N. 105, P. 1-4, dez. 2004. Disponível em: <http://www.infoteca.cnptia.embrapa.br/bitstream/doc/382881/1/com.tec.104.pdf>. Acessado em: 14 maio 2013.

TERRA, B. S. et al. Substratos alternativos para aclimação de *Cattleya Intermedia* - Estudos preliminares. **Revista brasileira de agroecologia**, Cruz Alta, RS, v. 1 n. 1, nov. 2006.

TORMENA, C. A. T.; BARBOSA, M. C.; COSTA, A. C. S.; GONÇALVES, A. C. A. Densidade, porosidade e resistência à penetração em latossolo cultivado sob diferentes sistemas de preparo do solo. **Revista Scientia Agricola**, v.59, n.4, p.795-801, out./dez. 2002.

TRUGILHO, P. F.; LIMA, J. T., MORIL, F. A.; LINO, A. L. Avaliação de clones de eucalyptus para produção de carvão vegetal. **Revista cerne**, Lavras MG, v.7, n. 2, p.104-114, 2001.

UNEMOTO et al. Propagação *in vitro* de orquídeas brasileiras em meio de cultura simplificado. **Revista brasileira de agrociências**, Pelotas, v. 13, n. 2, p. 267-269, abr./jun. 2007.

VALENCIA, W. H. **Avaliação de substrato orgânicos no cultivo de orquídeas nativas da APA ilha do Combu, Belém, Pará, Brasil**. 2009. 46p. Dissertação (Mestrado em Gestão de Recursos Naturais e Desenvolvimento Local na Amazônia do Núcleo de Meio Ambiente) - Universidade Federal do Pará, Belém, 2009.

VASCONCELOS, A. A.; INNECCO, R.; MATTOS, S. H. Influência de diferentes composições de substratos na propagação vegetativa de *Gypsophila* no litoral cearense. **Revista ciência agrônômica**, Fortaleza, v. 43, n. 4, p.706-712, out./dez. 2012.

VIEIRA, D. A. P.; FERNANDES, N. C. A. Q. **Microbiologia aplicada**. Inhumas: IFG; Santa Maria. Universidade Federal de Santa Maria, 2012. 90 p. Disponível em: <http://redeetec.mec.gov.br/images/stories/pdf/eixo_prd_industr/tec_acucar_alcool/161012_microb_aplic.pdf>. Acessado em 13 maio 2013.

VIEIRA, A. C.; BRUNO, G. H.; FARIA, R. T. Influência do substrato e da adubação no desenvolvimento da *Oncidium baueri* (Orchidaceae). In: I Encontro Anual de Iniciação Científica Júnior da Universidade Estadual de Londrina, 2012, Londrina. **Anais...** Londrina: UEL, 2012, p. 34-40.

VICHIATO, M. R. M.; VICHIATO, M.; CASTRO, D. M.; DUTRA, L. F.; PASQUAL, M.; ARAÚJO, T. S. Bucha vegetal e fertilização organo-mineral no cultivo de *Dendrobium nobile* Lindl. **Revista da FZVA**. Uruguaiana, v.15, n.1, p. 34-42. 2008.

YANO, D. M.Y. Mudando de métodos de análise; Avaliação de meios de cultura. In: SIMPÓSIO INTERNACIONAL ABRAPA INOCUIADE DE ALIMENTO, 9, 2010, São Paulo. **Resumos...** São Paulo: ABRAPA, 2010. P. 1-37. Disponível em: <http://www.abrappa.org.br/documentos/simposio%209/Palestras/Avalia%C3%A7%C3%A3o%20de%20meio%20de%20cultura%20-%20Dirce%20Yano.pdf>. Acessado em: 14 maio 2013.

ZANETTI, M.; CAZETTA, J. O.; JÚNIOR, D. M.; CARVALHO, S. A. uso de subprodutos de carvão vegetal na formação do porta enxerto limoeiro 'cravo' em ambiente protegido. **Revista brasileira de fruticultura**, Jaboticabal - SP, v. 25, n. 3, p. 508-512, dez. 2003.

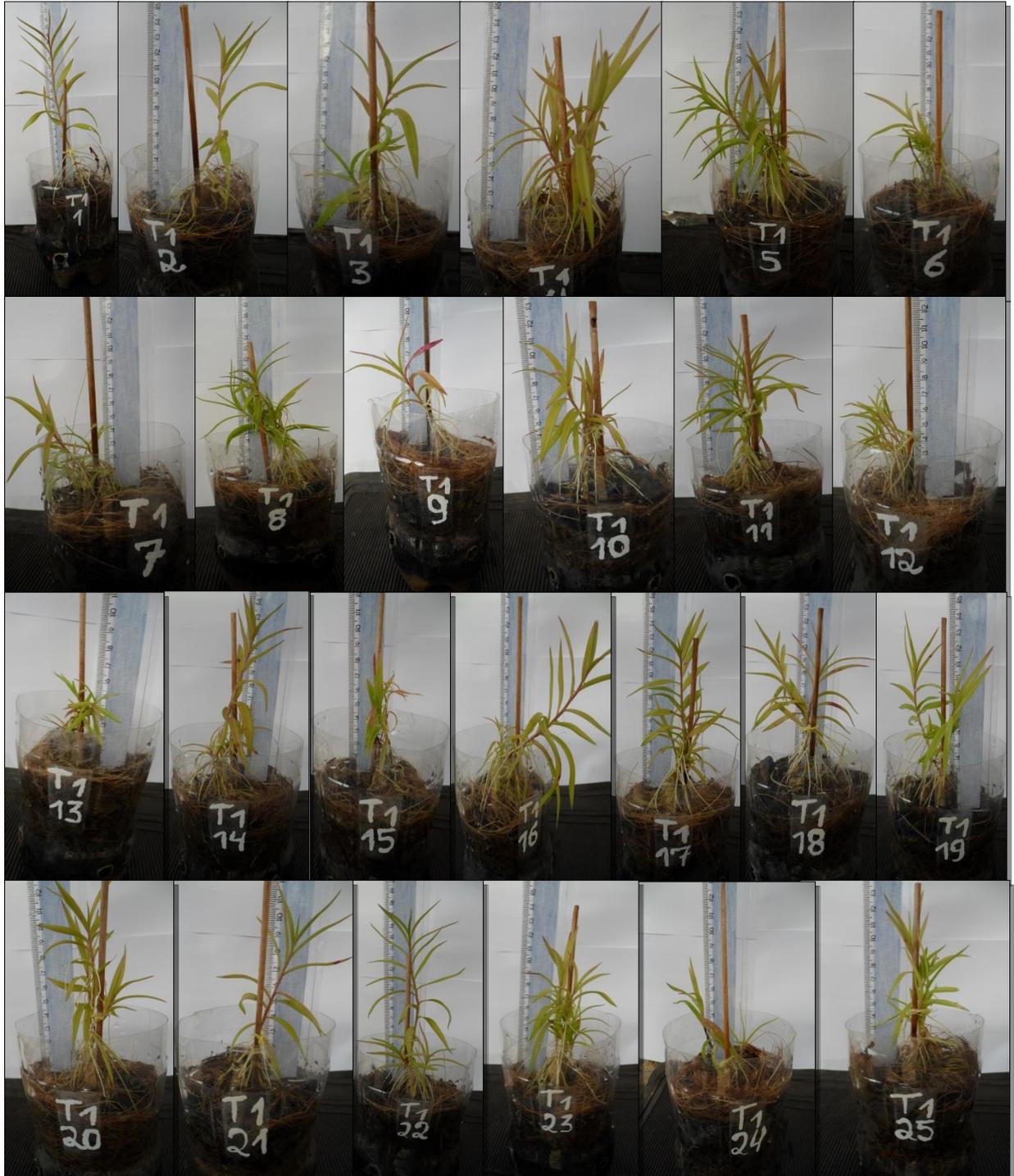
Apêndice A

Tabela 3. Controle da Temperatura e Umidade do Experimento

Dia	Hora	Porcentagem Umidade %	Temperatura °C	Temperatura Mínima °C	Temperatura Máxima °C
26/08/13	08:21	82	25,9	23	38
28/08/13	06:52	94	23,2	23	38
31/08/13	10:39	68	29,0	23	38
08/09/13	08:55	85	24,6	24	37
23/09/13	09:04	61	30,4	23	38
16/10/13	08:00	62	28,9	24	38
19/10/13	07:54	81	26,7	23	38
21/10/13	07:59	71	28,1	23	38
26/10/13	08:29	58	30,6	24	38
28/10/13	07:33	73	28,2	26	38
06/11/13	08:11	91	24,7	23	37
11/11/13	07:48	65	28,5	24	37
13/11/13	08:24	60	28,1	26	37
15/11/13	08:51	60	30,1	24	39
17/11/13	08:46	60	30,1	26	39,5
19/11/13	07:58	61	28,8	26	38
20/11/13	16:50	48	33,1	26	38
22/11/13	08:36	52	30,3	23	38
24/11/13	09:09	57	30,8	23	38
30/11/13	08:04	76	27,3	23	40
02/12/13	08:08	93	25,0	24	31
04/12/13	08:33	66	30,0	24	39,5
15/12/13	07:58	71	29,9	26	37
17/12/13	08:00	71	27,0	26	35
22/12/13	17:42	55	31,1	26	34
03/01/14	08:34	56	28,6	23	38
11/01/14	09:13	54	29,3	23	38
13/01/14	07:31	72	26,2	24	39
15/01/14	07:41	78	25,2	24	37
17/01/14	07:16	78	25,8	24	34
19/01/14	07:38	74	26,6	25	34
21/01/14	06:50	77	23,4	23	39
23/01/14	07:42	71	27,6	23	39,5
28/01/14	06:45	73	24,5	23	40
31/01/14	07:50	70	26,3	24	34
08/02/14	08:15	69	27,6	23	35
09/02/14	09:08	66	28,8	24	33
13/02/14	07:53	70	26,4	24	34
15/02/14	07:40	69	26,3	25	35
18/02/14	16:00	37	34,1	26	39
20/02/14	07:45	67	26,2	24	33
Médias		70,05	28,58	24,7	37,9

Apêndice B

Tratamento 1 - Areia + Carvão Vegetal + Fibra de Coco



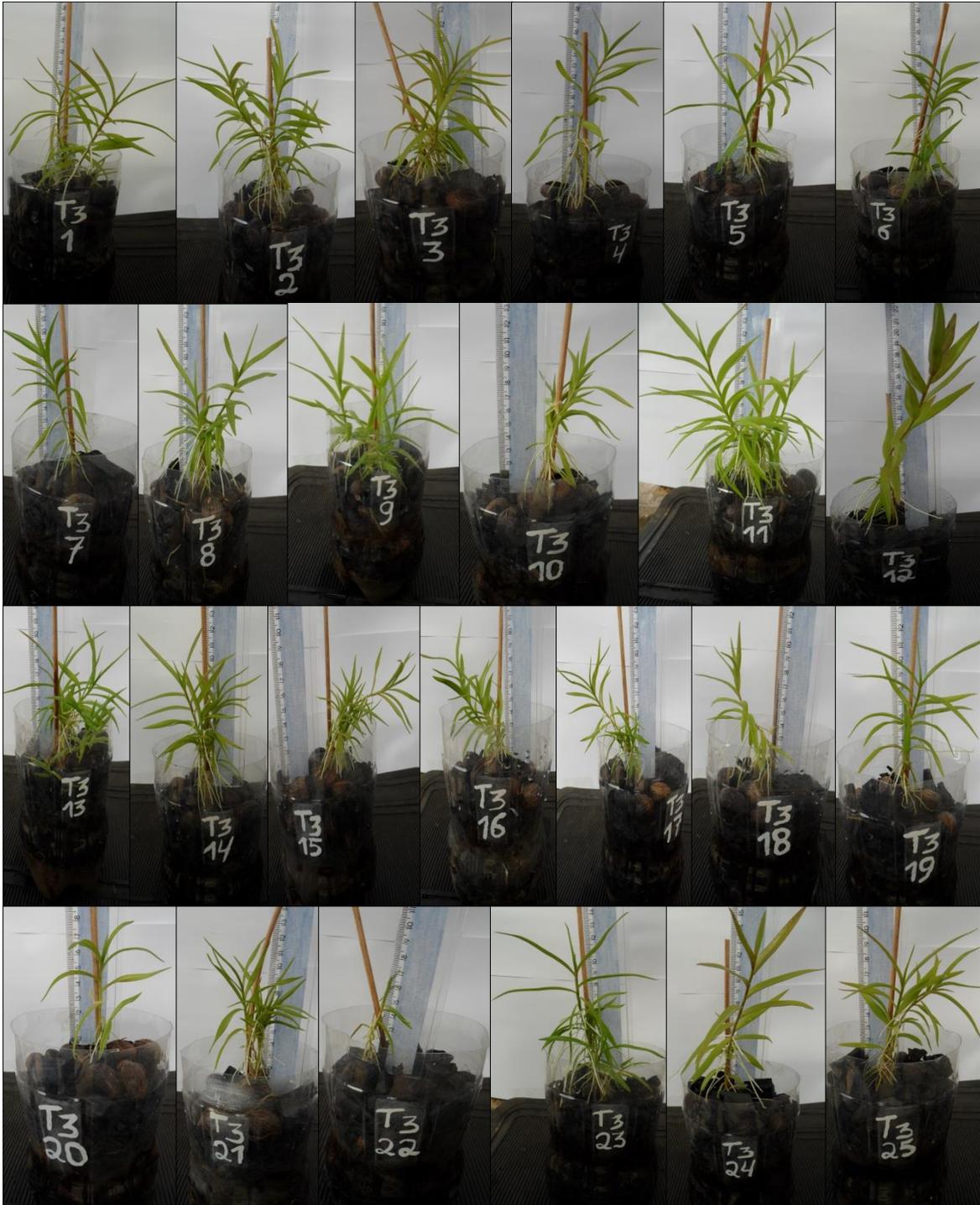
Apêndice C

Tratamento 2 - Areia + Carvão Vegetal + Tucumã



Apêndice D

Tratamento 3 - Areia + Carvão Vegetal + Patauá



Apêndice E

Tratamento 4 - Areia + Carvão Vegetal + Açai



Apêndice F

Tratamento 5 - Areia + Carvão Vegetal + Buriti

