



UNIVERSIDADE FEDERAL DO CEARÁ
CENTRO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS
CURSO DE AGRONOMIA

ROBERTA RODRIGUES ROCHA

**MICROPROPAGAÇÃO DE *ANTHURIUM ANDRAEANUM* CVS. EIDIBEL E
ASTRAL**

FORTALEZA
2016

ROBERTA RODRIGUES ROCHA

**MICROPROPAGAÇÃO DE *ANTHURIUM ANDRAEANUM* CVS. EIDIBEL E
ASTRAL**

Monografia apresentada ao Curso de Agronomia do Centro de Ciências Agrárias da Universidade Federal do Ceará, como parte das exigências da disciplina Atividade Supervisionada para obtenção do título de Engenheira Agrônoma.

Orientadora pedagógica: Profa. Dra. Cândida Hermínia Campos de Magalhães Bertini.

Orientadora técnica: Dra. Ana Cristina Portugal Pinto de Carvalho.

FORTALEZA

2016

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação
Universidade Federal do Ceará
Biblioteca Universitária
Gerada automaticamente pelo módulo Catalog, mediante os dados fornecidos pelo(a) autor(a)

R576m Rocha, Roberta Rodrigues.
Micropropagação de anthurium andraeanum cvs. eidibel e astral / Roberta Rodrigues Rocha. – 2016.
38 f. : il. color.

Trabalho de Conclusão de Curso (graduação) – Universidade Federal do Ceará, Centro de Ciências Agrárias, Curso de Agronomia, Fortaleza, 2016.

Orientação: Profa. Dra. Cândida Hermínia Campos de Magalhães Bertini.

Coorientação: Profa. Dra. Ana Cristina Portugal Pinto de Carvalho.

1. Organogênese . 2. Cultura de tecidos. 3. Floricultura. I. Título.

CDD 630

ROBERTA RODRIGUES ROCHA

**MICROPROPAGAÇÃO DE *ANTHURIUM ANDRAEANUM* CVS. EIDIBEL E
ASTRAL**

Monografia apresentada ao Curso de Agronomia do Centro de Ciências Agrárias da Universidade Federal do Ceará, como parte das exigências da disciplina Atividade Supervisionada para obtenção do título de Engenheira Agrônoma.

Aprovada em: 05/02/2016.

BANCA EXAMINADORA

Profa. Dra. Cândida Hermínia Campos de Magalhães Bertini (Orientadora pedagógica)
Universidade Federal do Ceará (UFC)

Dra. Ana Cristina Portugal Pinto de Carvalho (Orientadora técnica)
Embrapa Agroindústria Tropical (CNPAT)

Dra. Ana Cecília Ribeiro de Castro
Embrapa Agroindústria Tropical (CNPAT)

Priscila Bezerra dos Santos Melo
Universidade Federal do Ceará (UFC)

A Deus por me mostrar seu amor durante toda minha vida.

A minha família, que é a força que me move todos os dias em busca da vitória.

Ao meu namorado por estar sempre ao meu lado me apoiando e me incentivando.

AGRADECIMENTOS

Agradeço a Deus por me dar a vida e a oportunidade de aprender em todos os momentos bons e ruins. Aos meus pais que lutam diariamente para que eu tenha um futuro brilhante, por me mostrarem o valor da vida e que é preciso força, fé, honestidade, caridade, amizade e amor para vencer na vida. A toda minha família que desde sempre é a força que me motiva a ser uma pessoa melhor. Ao meu namorado, companheiro e melhor amigo Max Ronald por estar sempre me apoiando e me dando força, por me mostrar que sou capaz e nunca me deixar desistir. A todos os amigos e em especial ao querido amigo Henrique Costa por sempre me incentivar e torcer pela minha vitória.

Aos queridos amigos do curso que se tornaram irmãos de coração. A todos amigos queridos do Laboratório de Fitoquímica Aplicada, por serem minha segunda família, ao Prof. Dr. Geraldo Barbosa e a todos os outros professores que contribuíram no meu conhecimento.

A Dra. Ana Cristina por ser uma excelente orientadora, exemplo de pesquisadora e por mostrar amor em tudo que se propõe a fazer. A orientadora Profa. Dra. Cândida Hermínia por me acompanhar na vida acadêmica, por ter sempre muita paciência e carinho comigo. A Dra. Ana Cecília pelo tempo e pela valiosa colaboração ao meu trabalho.

Agradecer ao Tombolato por fornecer o material IAC.

Agradeço a Universidade Federal do Ceará que deu suporte para meu crescimento pessoal e profissional. A Embrapa Agroindústria Tropical por me dar a experiência de conhecer a Cultura de Tecidos Vegetais e perceber em cada detalhe do meu trabalho o quanto a ciência é bela.

“A ciência nos ofereceu uma explicação de como a complexidade (o difícil) surgiu como resultado da simplicidade (o fácil).”

(Richard Dawkins)

RESUMO

O gênero *Anthurium*, pertencente à família Araceae é originário das Américas do Sul e Central. A espécie que possui maior importância comercial é *Anthurium andraeanum* Linden. Atualmente sua propagação comercial ocorre por meio da organogênese indireta, o que possibilita a obtenção de mudas que possuem variação somaclonal. Tal fenômeno é indesejável para produção comercial. O trabalho teve como objetivo o estudo da taxa de multiplicação *in vitro* de duas cultivares de *A. andraeanum* (Eidibel e Astral) por meio da organogênese direta, isto é, a partir do desenvolvimento das gemas axilares presentes nos segmentos nodais, para desenvolvimento de um protocolo de multiplicação dessas cultivares. Foram utilizados como explantes, segmentos nodais contendo dois nós cada, oriundos de mudas cultivadas *in vitro*. Foram avaliados o número de mudas regeneradas por explante, presença de raiz e presença de calo. O delineamento experimental utilizado foi inteiramente casualizado composto por sete tratamentos: T1: Pierik 2 (P2) sem a adição de regulador de crescimento; T2: P2 + 0,25 mg L⁻¹ de BAP de 6-benzilaminopurina (BAP); T3: P2 + 0,50 mg L⁻¹ de BAP; T4: P2 + 0,75 mg L⁻¹ de BAP; T5: P2 + 1,00 mg L⁻¹ de BAP; T6: P2 + 1,25 mg L⁻¹ de BAP e T7: P2 + 1,50 mg L⁻¹ de BAP com cinco repetições de oito tubos de ensaio, contendo um explante cada. De um modo geral para as cvs. Eidibel e Astral observou-se aumento do número de brotos regenerados por explante, elevação do percentual de calo e redução da presença de raiz. A concentração 1,00 mg L⁻¹ de BAP mostrou-se ideal para produção de antúrio Eidibel e cv. Astral a concentração ideal de BAP adicionado ao meio de cultura é de 0,50 mg L⁻¹, pois, apresentou maior média de número de brotos regenerados por explante e menor percentual de calo.

Palavras-chave: organogênese, cultura de tecidos, floricultura.

ABSTRACT

The genre *Anthurium*, belonging to the family Aracnae is originary from the South and Central America. The most important species on a commercial level is the *Anthurium andraeanum* Linden. Currently your propagation is by an indirect organogenesis mean, which allows obtaining plants having somaclonal variation. That phenomenal is unwanted for the commercial production. This work has with objective a study for the multiplication tax *in vitro* from two cultivars of *A. andraeanum* (Eidibel e Astral) by a direct organogenesis mean, that is to say, from development of axillary buds present in the nodal, for a multiplication protocol development for that cultivars. They were used as explants, nodal segments with two nodes each, derived from plants grown *in vitro*. We evaluated the number of regenerated seedlings per explant, presence of root and the presence of callus. The experimental design was completely randomized composed of seven treatments: T1: Pierik 2 (P2) with any grow up regulator addiction; T2: P2 + 0,25 mg L⁻¹ of BAP to 6-benzilaminopurina (BAP); T3: P2 + 0,50 mg L⁻¹ of BAP; T4: P2 + 0,75 mg L⁻¹ of BAP; T5: P2 + 1,00 mg L⁻¹ of BAP; T6: P2 + 1,25 mg L⁻¹ of BAP and T7: P2 + 1,50 mg L⁻¹ of BAP with five replicates of eight test tubes, each containing an explant. In general for cvs. Eidibel Astral and there was an increase in the number of shoots regenerated per explant, raising the percentage of callus and reducing the presence of root. The 1,00 mg L⁻¹ of BAP concentration It proved to be ideal for the production of anthurium Eidibel and cv. Astral the ideal concentration of BAP added to the culture medium is 0.50 mg L⁻¹, therefore, showed higher mean number of regenerated shoots per explant and lower percentage of callus.

Key words: Organogenesis, Tissue Culture, Floriculture.

LISTA DE ILUSTRAÇÕES

| | | |
|-----------|--|----|
| Figura 1 | – Consumo per capita, em reais, de flores e plantas ornamentais | 4 |
| Figura 2 | – Importações brasileiras por país de origem | 4 |
| Figura 3 | – Detalhes da inflorescência | 6 |
| Figura 4 | – Inflorescência de antúrio (<i>Anthurium Andraeanum</i>) cvs. Astral e Eidibel | 7 |
| Figura 5 | – Concentrações de macronutrientes (mg) e sacarose nos meios de cultura MS (MURASHIGE; SKOOG, 1962) e Pierik (PIERIK, 1976) para estágios diferentes da micropropagação de <i>Anthurium andraeanum</i> .. | 11 |
| Figura 6 | – Sala de Crescimento do Laboratório de Cultura de Tecidos da Embrapa Agroindústria tropical | 13 |
| Figura 7 | – Capela de fluxo laminar (a); tubos com meio para inoculação (b) | 14 |
| Figura 8 | – Mudas desfolhadas e cortadas | 14 |
| Figura 9 | – Explantes na sala de crescimento | 14 |
| Figura 10 | – Análise de regressão das concentrações do regulador de crescimento BAP em relação ao número de brotos regenerados por explante em <i>Anthurium andraeanum</i> cv. Eidibel, aos 60 dias de cultivo <i>in vitro</i> . Embrapa Agroindústria Tropical. Fortaleza-CE, 2015 | 16 |
| Figura 11 | – Brotos de antúrio (<i>Anthurium andraeanum</i>) cv. Eidibel regenerados em meio Pierik (1976) sem regulador de crescimento (1), Pierik com 0,25 mg L ⁻¹ de BAP (2), Pierik com 0,50 mg L ⁻¹ de BAP (3) Pierik com 0,75 mg L ⁻¹ de BAP (4), Pierik com 1,0mg L ⁻¹ de BAP (5), Pierik com 1,25 mg L ⁻¹ de BAP (6), Pierik com 1,50 mg L ⁻¹ de BAP (7) aos 60 dias de cultivo <i>in vitro</i> | 17 |
| Figura 12 | – Análise de regressão das concentrações do regulador de crescimento BAP em relação ao número de brotos regenerados por explante em <i>Anthurium andraeanum</i> cv. Astral, aos 60 dias de cultivo <i>in vitro</i> . Embrapa Agroindústria Tropical. Fortaleza-CE, 2015 | |
| Figura 13 | – Brotos de antúrio (<i>Anthurium andraeanum</i>) cv. Astral regenerados em meio Pierik (1976) sem regulador de crescimento (1), Pierik com 0,25 mg L ⁻¹ de BAP (2), Pierik com 0,50 mg L ⁻¹ de BAP (3) Pierik com 0,75 mg L ⁻¹ de BAP (4), Pierik com 1,0mg L ⁻¹ de BAP (5), Pierik com 1,25 mg L ⁻¹ de BAP (6), Pierik com 1,50 mg L ⁻¹ de BAP (7) aos 60 dias de cultivo <i>in vitro</i> | 18 |

| | | |
|-----------|--|----|
| Figura 14 | – Porcentagem de presença de raiz sobre as concentrações do regulador de crescimento BAP regenerados por explante de <i>Anthurium andraeanum</i> cv. Eidibel, aos 60 dias de cultivo <i>in vitro</i> . Embrapa Agroindústria Tropical. Fortaleza-CE 2015 | 19 |
| Figura 15 | – Porcentagem de presença de raiz sobre as concentrações do regulador de crescimento BAP regenerados por explante de <i>Anthurium andraeanum</i> cv. Astral, aos 60 dias de cultivo <i>in vitro</i> . Embrapa Agroindústria Tropical. Fortaleza-CE 2015 | 20 |
| Figura 16 | –Porcentagem de presença de calo sobre as concentrações do regulador de crescimento BAP regenerados por explante de <i>Anthurium andraeanum</i> cv. Eidibel, 60 dias após o cultivo <i>in vitro</i> . Embrapa Agroindústria Tropical. Fortaleza-CE | 21 |
| Figura 17 | –Porcentagem de presença de calo sobre as concentrações do regulador de crescimento BAP regenerados por explante de <i>Anthurium andraeanum</i> cv. Astral, 60 dias após o cultivo <i>in vitro</i> . Embrapa Agroindústria Tropical. Fortaleza-CE | 21 |

SUMÁRIO

| | | |
|--------------|---|-----------|
| 1. | INTRODUÇÃO | 1 |
| 2. | REVISÃO DE LITERATURA | 3 |
| 2.1 | Floricultura no Brasil | 3 |
| 2.2 | Mercado de exportações de flores do Brasil | 4 |
| 2.3 | Floricultura no Ceará | 5 |
| 2.4 | Antúrio | 5 |
| 2.4.1 | <i>Cultivares estudadas</i> | 6 |
| 2.5 | Propagação de antúrio <i>in vitro</i> | 7 |
| 2.5.1 | <i>Cultura de tecidos</i> | 7 |
| 2.5.2 | <i>Micropropagação</i> | 8 |
| 2.5.3 | <i>Regeneração</i> | 9 |
| 2.5.4 | <i>Meios de Cultura</i> | 10 |
| 2.5.5 | <i>Reguladores de crescimento</i> | 11 |
| 3. | MATERIAIS E MÉTODOS | 13 |
| 4. | RESULTADOS E DISCUSSÕES | 16 |
| 4.1 | Número de brotos | 19 |
| 4.2 | Formação de Raiz | 20 |
| 4.3 | Formação de Calo | 23 |
| 5. | CONCLUSÃO | 24 |
| 6. | REFERÊNCIAS | 25 |

1.INTRODUÇÃO

O Brasil atualmente conta com cerca de 8 mil produtores de flores e plantas ornamentais, juntos cultivam mais de 350 espécies com aproximadamente três mil variedades. Portanto, o mercado de flores é muito importante para o crescimento da economia brasileira, o qual gera 215.818 empregos diretos, desses 36,37% relativos à produção, 3,9% relativos à distribuição, 55,87% no varejo, 3,8% nas demais funções (JÚNIOR *et al.*, 2015).

A produção brasileira possui categorias como as flores de corte, flores de vaso, sementes, plantas de interiores, plantas de paisagismo e folhagens (BUAINAIN; BATALHA, 2007).

A produção de flores é desenvolvida em todas as regiões brasileiras, sendo que a produção de flores de clima temperado está mais concentrada nas Regiões Sul, Sudeste e Centro-Oeste e as de clima tropical nas Regiões Norte e Nordeste (CAMPOS, 2014). O antúrio por ser uma planta de origem tropical adaptou-se bem às condições de temperatura que predominam em grande parte da extensão do território brasileiro (NOMURA, *et al.*, 2012).

Os antúrios são plantas do gênero *Anthurium*, inseridas na família Araceae, ordem Alismatales, classe Liliopsida, caracterizadas por espécies com inflorescências em espádice, protegidas por uma espata (CASTRO *et al.*, 2012). O antúrio pode ter propagação tanto sexuada (sementes) como assexuada. A propagação sexuada é lenta, o tempo de florescimento é maior, levando três anos para florescer e cinco anos para atingir a máxima produção, além disso, as progênes obtidas são desuniformes (TOMBOLATO *et al.*, 2004).

A propagação vegetativa é feita convencionalmente por divisão de touceira ou por estaquia. Essas técnicas têm como desvantagem o baixo número de mudas produzidas e a possibilidade de disseminação de pragas e doenças (HAMIDAH *et al.*, 1997; MARTIN *et al.*, 2003; TOMBOLATO *et al.*, 2004; VIÉGAS *et al.*, 2007)

Uma das técnicas de propagação assexuada que vem sendo utilizada é a micropropagação, também conhecida como propagação *in vitro*. Este método propicia a obtenção de mudas geneticamente idênticas à planta matriz a partir da propagação do explante (CARVALHO *et al.*, 2013).

Na micropropagação os antúrios são comumente propagados por organogênese indireta a partir de fontes variadas de explante, como por exemplo, folha, pecíolo, gema axilar, fruto, semente, antera ou meristema. Destes, o limbo da folha jovem é o explante

tradicionalmente utilizado. Porém, esse método de propagação proporciona baixa taxa de multiplicação e provável ocorrência de variação somaclonal (TOMBOLATO; QUIRINO, 1966; TOMBOLATO *et al.*, 1998).

A vantagem da organogênese direta é a menor variabilidade fenotípica, sendo assim, obtém-se maior uniformidade das mudas produzidas, devido à ausência da formação de calos. Já a organogênese indireta proporciona taxa de multiplicação baixa com provável variação somaclonal nas mudas obtidas (TE-CHATO *et al.*, 2006; BAUTISTA *et al.*, 2008).

Objetiva-se com este trabalho desenvolver um protocolo de produção *in vitro* de duas cultivares de *Anthurium andraeanum* (Eidibel e Astral), por meio da organogênese, a partir do desenvolvimento das gemas axilares presentes nos segmentos nodais, visando o aumento da produção evitando a obtenção de plantas com variações fenotípicas.

2.REVISÃO DE LITERATURA

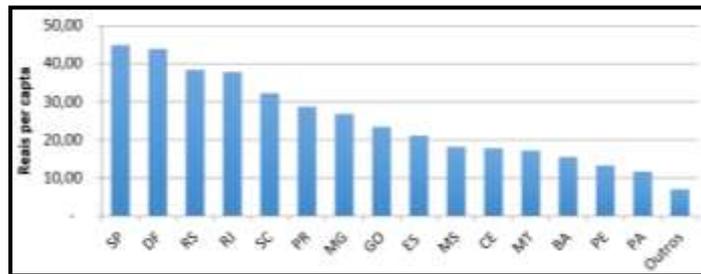
2.1Floricultura no Brasil

Para Costa (2003), a floricultura é uma atividade de produção de flores e inclui várias categorias, como a produção de flores de corte, flores secas, flores e plantas em vaso, folhagens, mudas, plantas ornamentais, bulbos, tubérculos, rizomas, estacas e sementes.

O comércio de flores e plantas ornamentais no Brasil vem apresentando aumento de 12% a 15% ao ano, acima da média da economia nacional. A floricultura está se tornando um setor cada vez mais importante, principalmente devido ao crescimento da comercialização de flores e folhagens de corte, flores envasadas e mudas de plantas destinadas ao paisagismo e jardinagem (SEBRAE, 2015). A floricultura empresarial praticada no Brasil desde as últimas décadas vem mantendo o comércio de curta, média e longa distância, permitindo assim, o fornecimento de flores e plantas ornamentais em praticamente todas as capitais do país (ALONSO *et al.* 2010).

A produção de flores e plantas ornamentais do Brasil é destinada principalmente para o mercado interno, colocando os brasileiros como principais consumidores das plantas ornamentais produzidas no país. De acordo com o Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística (IBGE), é possível calcular na população brasileira o consumo médio per capita com flores e plantas ornamentais, obtendo uma base do faturamento desse setor. Em 2012 o consumo per capita foi de R\$ 23,00, já em 2013 passou para R\$ 25,83 e atingiu o valor de R\$ 26,68 em 2014, resultando numa taxa de crescimento média anual de 7,71%. Considerando valores estaduais, (Figura1) em 2014 o estado de São Paulo apresentou o maior consumo médio per capita do Brasil, com R\$ 44,86, seguido pelo Distrito Federal com R\$ 43,85 e Rio Grande do Sul com R\$ 38,39 (JÚNIOR *et al.*, 2015).

Figura 1: Consumo per capita, em reais, de flores e plantas ornamentais nos estados brasileiros no ano de 2014.



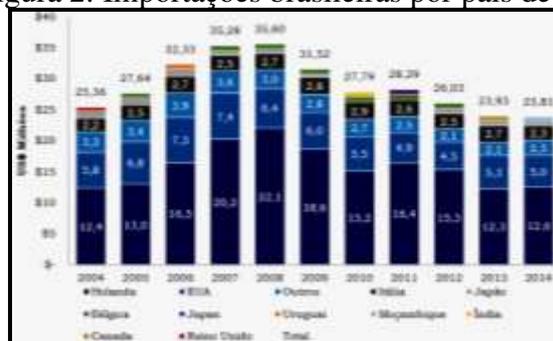
Fonte: Elaborado por Júnior *et al.* (2015) a partir de dados de IBGE e IBRAFLOR.

O consumo de flores e plantas ornamentais no Brasil está se desenvolvendo de várias formas. Com as mudanças na urbanização, o aumento de prédios e condomínios, os projetos paisagísticos têm sido cada vez mais demandados. No mercado de decoração, o crescimento na disponibilidade de renda da população influenciou na quantidade e nos gastos médios com eventos e nos valores voltados às flores e plantas ornamentais. Dados do Sebrae (2015), apontam que 95% dos noivos contratam serviços de decoração, fazendo com que os casamentos sejam um dos eventos principais para o consumo de flores e plantas ornamentais (JÚNIOR *et al.*, 2015).

2.2 Mercado de exportações de flores do Brasil

Analisando o destino das exportações do Brasil, temos como principal consumidor dos produtos brasileiros, do setor de floricultura, a Holanda, com cerca de 53%, seguidos por Estados Unidos com 21% e Itália com 10% (Figura 2). Considerando os dois principais compradores do Brasil, a Holanda e os Estados Unidos somam 74% das exportações brasileiras (JÚNIOR *et al.*, 2015).

Figura 2: Importações brasileiras por país de origem.



Fonte: Elaborado por Júnior *et al.* (2015) a partir de SECEX/MDIC (2015)

2.3 Floricultura no Ceará

A maior parte da produção do estado do Ceará é destinada para o mercado de Fortaleza e outros estados da região Nordeste, Centro-Oeste, Sudeste e Sul do Brasil. A região também se destaca por exportar parte da sua produção de rosas, bulbos, flores tropicas e plantas ornamentais com destaque nas exportações de bulbos de *Amaryllis*, cana indica e *Caladium* para outros países (JÚNIOR, et al., 2015).

Regiões cearenses como o Maciço de Baturité, Chapada de Ibiapaba, Cariri, Baixo Jaguaribe e região Metropolitana de Fortaleza se destacam pelo desenvolvimento de produção de flores e plantas tropicais (SEBRAE, 2015). Dentre essas regiões, o Maciço de Baturité se destaca na produção de antúrios e flores tropicais (PINHEIRO *et al.*, 2010). Os antúrios destacam-se no mercado brasileiro como uma das principais espécies de flores tropicais de interesse econômico (CARVALHO *et al.*, 2012; RIKKEN, 2010).

2.4 O Antúrio

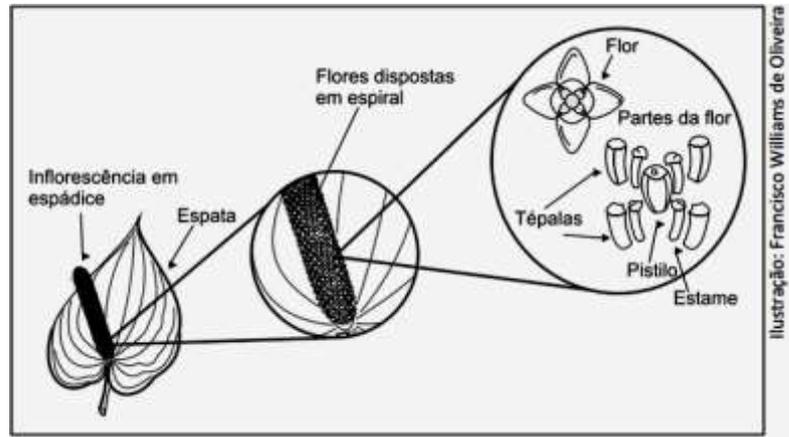
O *Anthurium andraeanum* pertence à família Araceae, gênero *Anthurium*, ordem Alismatales, classe Liliopsida, possui inflorescência em espádice, protegida por uma espata (CARVALHO *et al.*, 2013). A família abrange 106 gêneros e aproximadamente 2.823 espécies e nela estão presentes plantas perenes, herbáceas, terrestres ou epífitas. (GOVAERTS *et al.*, 2002). Estas plantas estão distribuídas geralmente em áreas tropicais e subtropicais das Américas, Ásia e África, embora também exista em regiões temperadas (MAYO *et al.*, 1997).

A principal espécie comercial é do gênero *Anthurium andraeanum* Linden, utilizada principalmente como flor de corte e como planta de vaso. Essa espécie possui plantas em geral com folhas cordiformes, pendentes e planas, de disposição alternada, geralmente protegida por estípula grande e persistente, sua haste foliar varia de 20 cm a 80 cm. O caule é ereto, aéreo, com internódios geralmente curtos e raízes adventícias (CASTRO; TOMBOLATO, 2012).

No decorrer do ano, o antúrio produz inflorescências terminais, em espádice mais ou menos ereta, na qual estão inseridas flores sem brácteas, pequenas e sésseis. A estrutura do antúrio conhecida popularmente como “flor” é, na realidade, composta por uma folha modificada, colorida que tem denominação de espata e uma inflorescência do tipo espiga,

denominada espádice, formada por dezenas de flores pequenas (Figura 3) (CASTRO; TOMBOLATO, 2012).

Figura 3: Detalhes da inflorescência de antúrio.



Fonte: Castro e Tombolato, 2012.

2.4.1 Cultivares estudadas

As variedades de antúrios são bastante populares na América Central, Venezuela, Guianas, Paraguai e Bacia Amazônica, porém menos conhecidas no leste do Brasil, região andina e oeste da América do Sul (TEMPONI, 2006). O antúrio se propaga de forma sexuada (sementes) e assexuadamente. A propagação tradicional do antúrio é de forma vegetativa, por divisão de touceiras ou por estaquia, possibilitando a disseminação de pragas e doenças, limitando a quantidade de mudas obtidas, o que compromete a comercialização do produto final. A propagação de antúrio por sementes é um processo lento que gera plantas desuniformes, com variação no vigor das mudas, tamanho, produtividade e inflorescências com cores, formas e tamanhos variados (TOMBOLATO *et.al.*, 2004). Dessa forma a propagação *in vitro* tem sido bastante utilizada como método alternativo para tornar a produção do antúrio mais eficiente atendendo aos requisitos comerciais.

O *A. andraeanum* cv. Eidibel (Figura 4) é uma cultivar de flor de corte selecionada para uso comercial. É altamente produtiva, possui características comercialmente aceitas e uma boa durabilidade pós-colheita. Sua cor vermelho intenso faz com que ela tenha

maior demanda entre as flores de corte, sendo por isso, a mais cultivada em todo o Brasil. (LEME, 2004).

O programa de melhoramento do Instituto Agronômico de Campinas, durante os anos 50-60 selecionou e introduziu à sua coleção a cultivar Astral (figura 4), que possui espata coral e espádice branca. As plantas micropropagadas são cultivadas sob telado com 70% a 80% de sombra em canteiro com substrato orgânico. A produção de touceiras a cada dois anos é em média de 7,5 flores, assim sua durabilidade comercial pós-colheita é de 20 dias (TOMBOLATO et al., 2006).

Figura 4: Inflorescências de antúrio (*Anthurium andraeanum*) cvs. Astral e Eidibel.



Fonte: David dos Santos Júnior

2.5 Propagação de antúrio in vitro

2.5.1 Cultura de Tecidos

A cultura de tecidos vegetais começou a se desenvolver no início do século XX e seus maiores avanços foram percebidos a partir da segunda metade do século. Essa técnica apresenta grande importância para as áreas agrícolas, florestal e de ciências básica, como biologia de plantas, onde aparece como uma das metodologias mais utilizadas. Suas principais aplicações são: micropropagação, obtenção de plantas livres de viroses (cultura de meristema, microenxertia e termoterapia, testadas por indexação), melhoramento genético vegetal, produção de metabólitos secundários e como suporte técnico para bioquímica, fisiologia vegetal, fitopatologia e citogenética (QUISEN; ANGELO, 2008).

Entende-se como cultura de tecidos (propagação *in vitro*), o conjunto de metodologias que promovem o crescimento e a multiplicação de células, tecidos, órgãos ou partes de órgãos de uma planta (explante) inseridos em um meio nutritivo sob condições assépticas, submetidos à iluminação e temperatura controladas. Essa técnica baseia-se na totipotência das células vegetais na produção de brotos e/ou raízes (organogênese) ou dos embriões somáticos que regeneram uma planta em meio de cultivo favorável (CARVALHO; VIDAL, 2003.).

Inicialmente o cultivo do tecido *in vitro* pode ser feito com a utilização de qualquer parte da planta: gemas, raízes, folhas, células isoladas, protoplastos (célula sem parede celular), sementes, embriões zigóticos, anteras etc. O explante é escolhido de acordo com o objetivo desejado e a capacidade de resposta da espécie (CARVALHO; VIDAL, 2003).

Segundo Thorpe (1980), o controle da morfogênese é influenciado por fatores internos inerentes ao explante, como por exemplo: genótipo, condições fisiológicas e relações entre células e tecidos, fatores externos como meio de cultura, reguladores de crescimento e condições ambientais para gerar uma planta (temperatura, luz, O₂ e CO₂).

Foi relatado que Pierik *et al.* (1974), realizou o primeiro trabalho de pesquisa com cultura de tecidos de antúrio. Sua pesquisa obteve sucesso na regeneração de plantas, inicialmente, utilizando embriões zigóticos (por meio da germinação de sementes *in vitro*). Porém, esse método de propagação teve pouca utilidade para o antúrio, porque os explantes utilizados desenvolveram grande variabilidade genética decorrente do sistema de reprodução dessa espécie (polinização cruzada). Mesmo não obtendo bons resultados o trabalho pioneiro de Pierik *et al.* (1974), serviu como base para o desenvolvimento da técnica de cultura *in vitro* de antúrio, com a utilização de explantes de plantas adultas. Vários trabalhos com *Anthurium* vem sendo realizados com o objetivo de tornar a taxa de regeneração e multiplicação de embriões somáticos mais eficientes, testando diferentes fontes de explante, concentrações de sacarose e de reguladores de crescimento (GANTAIT; MANDAL, 2010).

2.5.2 Micropropagação

A micropropagação é uma das aplicações da propagação vegetativa *in vitro*, utilizada preferencialmente em plantas de difícil multiplicação pelos métodos convencionais, garantindo a obtenção de grande número de plantas saudáveis e uniformes, em menor tempo (BAJAJ, 1993). Comercialmente a micropropagação foi aplicada pela primeira vez por Morel

(1960), na multiplicação de orquídeas por meio da cultura de ápices caulinares e regeneração de protocormos (diminutas estruturas que se diferenciavam e davam origem a embriões) (CARVALHO; VIDAL, 2003).

Segundo Murashige (1974), as etapas padrões para os sistemas de micropropagação são: seleção de explantes, desinfestação e cultivo em meio nutritivo (sob condições assépticas); multiplicação dos propágulos através de sucessivos subcultivos (em meio próprio para multiplicação); transferência das partes aéreas produzidas para meio de cultura de enraizamento e subsequente transplântio das mudas obtidas para substrato ou solo.

Tendo em vista que uma das limitações do cultivo de antúrio é a disponibilidade de mudas em quantidade e qualidade, sua produção em laboratório torna-se uma excelente alternativa de cultivo (CARVALHO *et al.*, 2013). Comercialmente a micropropagação vem sendo utilizada para uma rápida propagação clonal e aumento na produção de mudas de novas variedades de antúrios (MARTIN *et al.*, 2003). Como muitas variedades de antúrio são híbridos, a clonagem *in vitro* tem uniformizado características como: época de floração, cor, tamanho, entre outras (FUZITANE; NOMURA, 2004).

2.5.3 Regeneração

A regeneração *in vitro*, pode ocorrer de forma direta ou indireta, por meio de processos de organogênese e embriogênese somática (BORGES, 2002).

Na organogênese direta ocorre o surgimento direto de gemas a partir de tecidos (câmbio vascular, base do pecíolo em dicotiledôneas, base de folhas e escamas em bulbos de monocotiledôneas, segmentos de raízes, entre outros), que manifestam o potencial morfogênético na planta *in vivo*, porém em geral não se expressam. A organogênese indireta ocorre quando o surgimento de gemas é precedido por formação de calo (GRATTAPAGLIA e MACHADO, 1998). Em antúrio o uso comercial da micropropagação obtém mudas por meio de organogênese indireta (a partir da indução de calos) utilizando-se comumente como explante inicial, folhas, e posteriormente a regeneração de gemas adventícias (ATAK; ÇELIK, 2009). Porém, esse método permite taxas de multiplicação baixas e inconsistentes, podendo causar a variação somaclonal nas mudas obtidas (BAUTISTA *et al.*, 2008).

Na embriogênese somática, as células diferenciadas são primeiro desdiferenciadas, para serem consideradas como células embriogênicas após a divisão celular. A embriogênese somática consiste na formação de embriões somáticos (embrióides) a partir

de tecidos somáticos, formando embrião idêntico à da planta-mãe, a não ser nos casos em que ocorre a embriogênese por via indireta (com formação de calos) podendo ocorrer variabilidade genética (PASQUAL *et al.*, 1997).

2.5.4 Meios de Cultura

O meio usado para cultura de tecidos vegetais é constituído por sais minerais, macronutrientes, micronutrientes, fonte de carbono (exemplos: sacarose, glicose e sorbitol), e também por vitaminas e outros suplementos orgânicos (CID, 2001). A formulação do meio de cultura é um fator muito importante, pois afeta diretamente a eficiência dos protocolos de multiplicação de plantas *in vitro* (SILVA *et al.*, 2010). Desde o início do desenvolvimento de meios nutritivos para cultura de tecidos, houve a busca de formulações definidas, de composição conhecida e controlada, visando a possível reprodução dos resultados em qualquer lugar e época (CALDAS, *et al.*, 1998).

Das várias formulações utilizadas para meio de cultura, a mais utilizada é o meio MS, idealizado por Murashige e Skoog (MURASHIGE e SKOOG 1962). O meio de cultura possui: água (deionizada, destilada ou bidestilada), os macronutrientes (nitrogênio, fósforo, potássio, enxofre, cálcio e magnésio), os micronutrientes essenciais (manganês, zinco, boro, cobre, cloro, ferro e molibdênio), fontes de carbono (sacarose, frutose ou glicose, em função da deficiência energética luminosa e da baixa concentração de CO₂), vitaminas e aminoácidos (tiamina, vitamina B1, niacina, vitamina B6, glicina, mio-inositol, ácido fólico, riboflavina, biotina e ácido ascórbico) e os reguladores de crescimento, extratos orgânicos e substâncias gelatinosas (ágar, amido, gelatina vegetal, gel polissacarídeo produzido por bactérias e vermiculita) (PINHEIRO, 2007; TOBOLATO, 1998).

Pierik e colaboradores (1979) testaram várias modificações na composição do meio MS (alterando as concentrações desses componentes para os diferentes estágios da micropropagação), a fim de tornar mais eficiente a indução de calos, regeneração, multiplicação, alongamento e enraizamento de mudas de antúrio. A metodologia proposta por Tombolato, Quirino e Castro (1998) para multiplicação de variedades do Instituto Agrônomo de Campinas (IAC), utiliza o meio Pierik (PIERIK, 1976). Trabalhos publicados como os de Pierik *et al.* (1979), Schiavinato *et al.* (2008); Pinheiro *et al.* (2009) e Carvalho *et al.* (2011), confirmam o meio Pierik (PIERIK, 1976) como ideal para a multiplicação do

antúrio na cultura de tecidos, pois utiliza de forma eficiente menor quantidade dos cinco macronutrientes (Figura 5).

Figura 5: Concentrações de macronutrientes (mg) e sacarose nos meios de cultura MS (MURASHIGE; SKOOG, 1962) e Pierik (PIERIK, 1976) para estágios diferentes da micropropagação de *Anthurium andraeanum*.

| Componentes | | MS | P1* | P2* | P3* |
|---|--------------------------------|-------|-------|-------|-------|
| NH_4NO_3 | Nitrato de amônio | 1650 | 825 | 825 | 206 |
| KNO_3 | Nitrato de potássio | 1900 | 950 | 950 | 950 |
| $\text{MgSO}_4 \cdot 4\text{H}_2\text{O}$ | Sulfato de magnésio | 370 | 370 | 185 | 185 |
| KH_2PO_4 | Fosfato monobásico de potássio | 170 | 85 | 85 | 85 |
| $\text{CaCl}_2 \cdot 4\text{H}_2\text{O}$ | Cloreto de cálcio | 440 | 440 | 220 | 220 |
| $\text{C}_{12}\text{H}_{22}\text{O}_{11}$ | Sacarose | 30000 | 30000 | 20000 | 20000 |

*Formulação do meio Pierik para indução de calo (P1), multiplicação (P2) e alongamento e enraizamento (P3) das mudas. Fonte: Tombolato (2004).

2.5.5 Reguladores de crescimento

Os reguladores de crescimento são fundamentais para o desenvolvimento da planta. Os hormônios vegetais como auxinas, citocininas, giberelinas, etileno e ácido abscísico são os controladores químicos das plantas (CARVALHO *et al.*, 2006). A adição destes fitorreguladores estimula algumas respostas como multiplicação da parte aérea ou alongamento (GRATTAPAGLIA e MACHADO, 1998).

Entretanto, dentre essas cinco classes de reguladores algumas promovem, enquanto outras inibem vários aspectos do desenvolvimento da planta, podendo atuar sozinhos ou em conjunto. O estabelecimento de um balanço hormonal adequado na planta é indispensável para que seu desenvolvimento seja uniforme e ordenado (LACERDA; FILHO; PINHEIRO, 2007).

A principal classe de hormônios vegetais é constituída pelas auxinas, que foram descritas primeiro pelo cientista holandês Frits Went, e posteriormente isoladas por Kenneth V. Thimann que determinou sua estrutura como ácido indol-acético (AIA) (SANTOS, 2013). As auxinas promovem o alongamento celular diferencial, a regulação do crescimento vegetal, o crescimento de raízes laterais, a indução do crescimento de frutos partenocárpico e indução

de formação de etileno (LIMA, 2010; BENSO *et al.*, 2012; SANTOS, 2013).

As citocininas parecem influenciar vários aspectos do desenvolvimento regulado pela luz, incluindo a diferenciação dos cloroplastos, o desenvolvimento do metabolismo autotrófico e o desenvolvimento de folhas e cotilédones (LACERDA; FILHO; PINHEIRO, 2007). A citocinina BAP (6-benzilaminopurina) e a citocinina CIN (6-furfurilaminopurina) têm sido as mais utilizadas para a cultura de tecidos em várias espécies (GRATTAPAGLIA; MACHADO, 1998), pois participam do controle da divisão celular. (ASMAR *et al.*, 2011). Em vários sistemas de micropropagação o BAP induz a formação de broto, aumentando assim a taxa de multiplicação (SOUZA; JUNGHANS, 2006). Já os reguladores giberelina e o ácido abscísico são promotores de crescimento utilizados em menor frequência na cultura de tecidos (PEREIRA, 2012).

3.MATERIAIS E MÉTODOS

O experimento foi realizado no laboratório de Cultura de Tecidos Vegetais da Embrapa Agroindústria Tropical, localizada em Fortaleza (CE) onde obteve-se mudas propagadas por meio da organogênese.

As mudas utilizadas para a realização do experimento foram de antúrio (Eidibel e Astral), cedidas pelo Instituto Agrônomo de Campinas e estavam sendo mantidas em meio de multiplicação Pierik 2, incubadas na sala de crescimento do laboratório (Figura 6).

Figura 6: Sala de Crescimento do Laboratório de Cultura de Tecidos da Embrapa Agroindústria tropical.



Fonte: Roberta Rodrigues Rocha

Os instrumentos e materiais utilizados para manipulação do material vegetal foram: pinças, placas de Petri, bisturis e papel (jornal), todos foram previamente esterilizados. A inoculação foi realizada em capela de fluxo laminar (Figura 7a), sendo as pinças e bisturis flambados em bico de bunsen. Foram utilizados tubos de ensaio (Figura 7b) (150mm x 25mm) contendo 10ml do meio de cultura Pierik, solidificado com ágar e com adição do regulador de crescimento 6-benzilaminopurina (BAP) nas concentrações de 0,25 mg L⁻¹; 0,50 mg L⁻¹; 0,75 mg L⁻¹; 1,00 mg L⁻¹; 1,25 mg L⁻¹; 1,50 mg L⁻¹ e sem adição de regulador BAP.

Figura 7: Capela de fluxo laminar (a); tubos com meio para inoculação (b).



Fonte: Roberta Rodrigues Rocha

As mudas foram desfolhadas e cortadas (Figura 8) em segmentos nodais (com dois nós) para obter microestacas com tamanho aproximado de 2 cm. Para cada concentração testada foram utilizados 40 explantes, sendo colocado um por tubo, por cultivar. Após a inoculação, os explantes foram levados para sala de crescimento (Figura 9) e mantidos a 25 ± 1 °C, com fotoperíodo de 16 horas e intensidade luminosa de $30 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ por 60 dias.

Figura 8: Mudas desfolhadas e cortadas.



Fonte: Roberta Rodrigues Rocha

Figura 9: Explantes na sala de crescimento.



Fonte: Roberta Rodrigues Rocha

Aos sessenta dias após a inoculação dos explantes, todas as concentrações de BAP foram analisadas por meio da contagem dos brotos formados e pela observação da presença ou não de raiz e calo. O delineamento experimental utilizado foi inteiramente casualizado, constituído por sete tratamentos, com cinco repetições de oito tubos de ensaio.

Os dados foram submetidos à análise de variância e em razão dos tratamentos utilizados apresentarem natureza quantitativa envolvendo mais de três concentrações, foram feitas análises de regressão. Para verificar a relação funcional entre as concentrações de BAP utilizadas e o número de mudas regeneradas por explante, e porcentual da presença de raiz e calo foi utilizado o programa estatístico SISVAR – Sistema de análises de variância para dados balanceados.

4.RESULTADOS E DISCUSSÕES

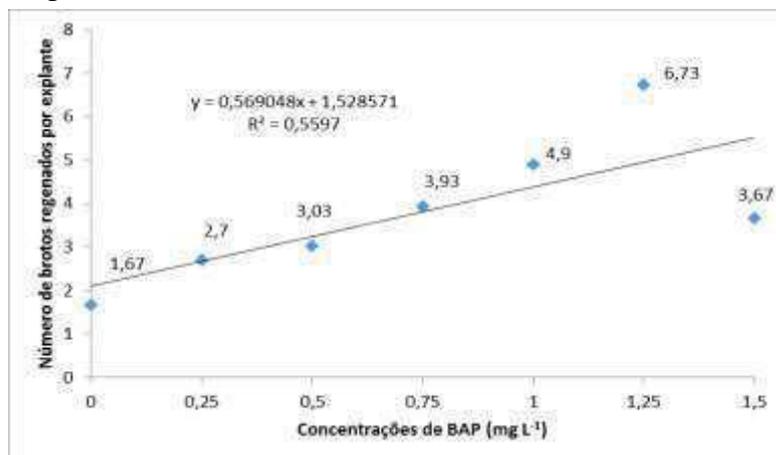
Na regeneração de *Anthurium andraeanum* as cultivares IAC Eidibel e Astral diferiram estatisticamente para todas as características estudadas: número de brotos, presença ou não de raiz e calo em relação à variação de concentração de BAP no meio.

4.1 Número de Brotos

As análises de regressão para a característica número de brotos para as cultivares de antúrio Eidibel (Figura 11) e Astral (Figura 13), respectivamente. As linhas de tendência indicam a forma que cada cultivar se comportou com relação ao número de brotos regenerados por explante de acordo com cada concentração de BAP presente no meio de cultura (PIERIK, 1967), aos 60 dias de cultivo *in vitro*.

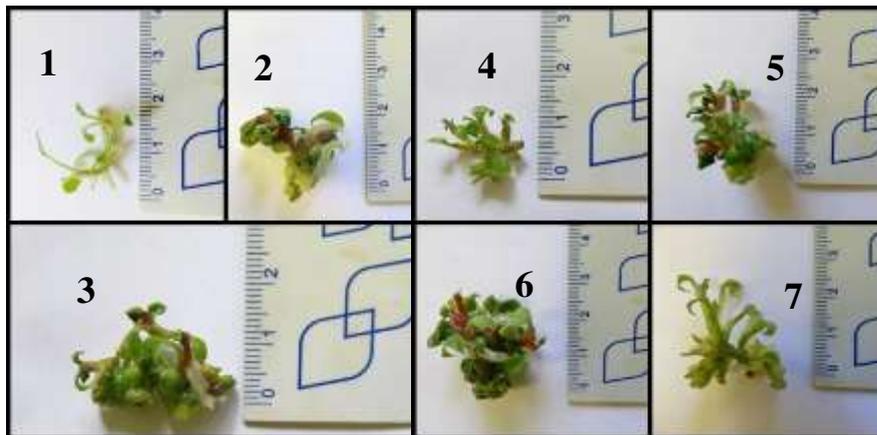
Na análise de regressão para a cultivar Eidibel (Figura 10) pode-se observar que o modelo estatístico que mais se ajustou aos dados observados foi o linear, com coeficiente de determinação de 0,5597, portanto o modelo matemático explica 55,97% dos valores observados. Por outro lado, utilizando os dados referentes a cultivar Astral, a análise de regressão (Figura 12) apresentou um modelo matemático cúbico e coeficiente de determinação de 0,8039, mostrando portanto, que esse modelo explica 80,39% dos resultados observados.

Figura 10: Análise de regressão das concentrações do regulador de crescimento BAP em relação ao número de brotos regenerados por explante em *Anthurium andraeanum* cv. Eidibel, aos 60 dias de cultivo *in vitro*. Embrapa Agroindústria Tropical. Fortaleza-CE, 2015.



Fonte: Roberta Rodrigues Rocha

Figura 11: Brotos de antúrio (*Anthurium andraeanum*) cv. Eidibel regenerados em meio Pierik (1976) sem regulador de crescimento (1), Pierik com 0,25 mg L⁻¹ de BAP (2), Pierik com 0,50 mg L⁻¹ de BAP (3) Pierik com 0,75 mg L⁻¹ de BAP (4), Pierik com 1,0mg L⁻¹ de BAP (5), Pierik com 1,25 mg L⁻¹ de BAP (6), Pierik com 1,50 mg L⁻¹ de BAP (7) aos 60 dias de cultivo *in vitro*.



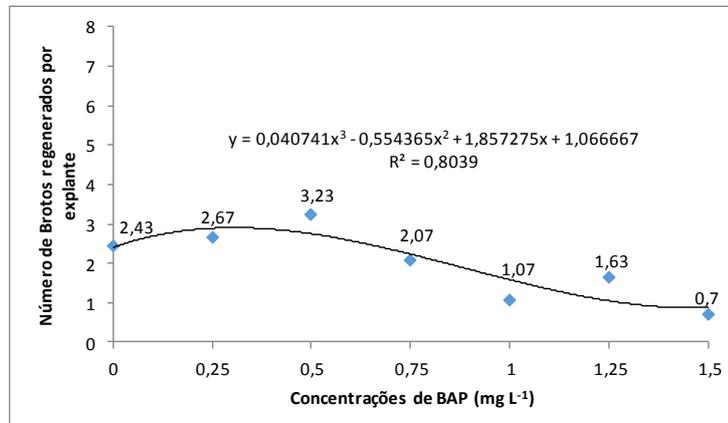
Fonte: Roberta Rodrigues Rocha

Para a cultivar Astral (Figura 13) o número de brotos regenerados aumentou em função do incremento na concentração de BAP até a concentração 0,50 mg L⁻¹, sendo a maior média registrada para essa característica, com valor de 3,23 brotos regenerados por explante. A partir dessa concentração, é possível observar por meio da linha de tendência uma redução do número de brotos regenerados por explante.

Campos (2014), ao estudar a cultivar Rubi, obteve resultados com melhor média de 5,5 brotos regenerados por explante, na concentração 4,44μM (1,0 mg L⁻¹ de BAP) e decréscimo de número de brotos regenerados por explante na concentração 6,66μM (1,5 mg L⁻¹ de BAP).

Já para a cultivar Eidibel a concentração de 1,25 mg L⁻¹ de BAP proporcionou a maior média de brotos regenerados por explante, com o valor de 6,73. Para esta cultivar, na medida em que houve o aumento da concentração de BAP, ocorreu um aumento do número de brotos regenerados por explante, portanto maior taxa de multiplicação.

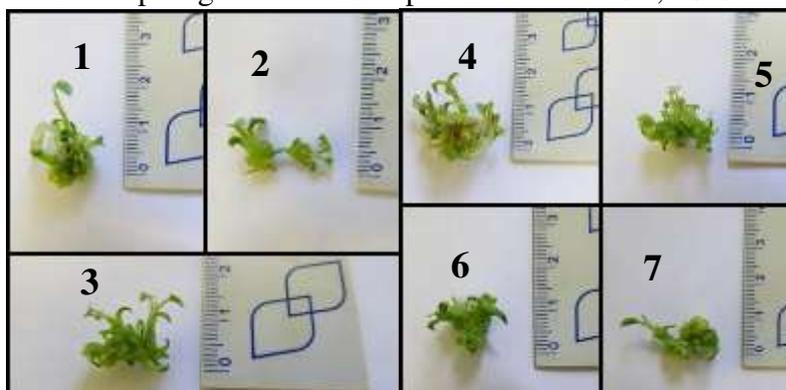
Figura 12: Análise de regressão do efeito das concentrações do regulador de crescimento BAP sobre o número de brotos regenerados por explante de *Anthurium andraeanum* cv. Astral, aos 60 dias de cultivo in vitro. Embrapa Agroindústria Tropical. Fortaleza-CE, 2015.



Fonte: Roberta Rodrigues Rocha

Observou-se que as cultivares Astral e Eidibel apresentaram resultados similares com relação ao número de brotos regenerados por explante até a concentração 0,50 mg L⁻¹ de BAP, com média de 3,23 para a cultivar Astral e 3,03 para a cultivar Eidibel. Ambas as cultivares apresentaram um aumento no número de brotos regenerados por explante com o incremento de BAP, porém, esse aumento foi menor para a cultivar Astral em relação a Eidibel.

Figura 13: Brotos de antúrio (*Anthurium andraeanum*) cv. Astral regenerados em meio Pierik (1976) sem regulador de crescimento (1), Pierik com 0,25mg/L de BAP (2), Pierik com 0,50 mg L⁻¹ de BAP (3) Pierik com 0,75 mg L⁻¹ de BAP (4), Pierik com 1,0 mg L⁻¹ de BAP (5), Pierik com 1,25 mg L⁻¹ de BAP (6), Pierik com 1,50 mg L⁻¹ de BAP (7) , aos 60 dias de cultivo in vitro. Embrapa Agroindústria Tropical. Fortaleza-CE, 2015.



Fonte: Roberta Rodrigues Rocha

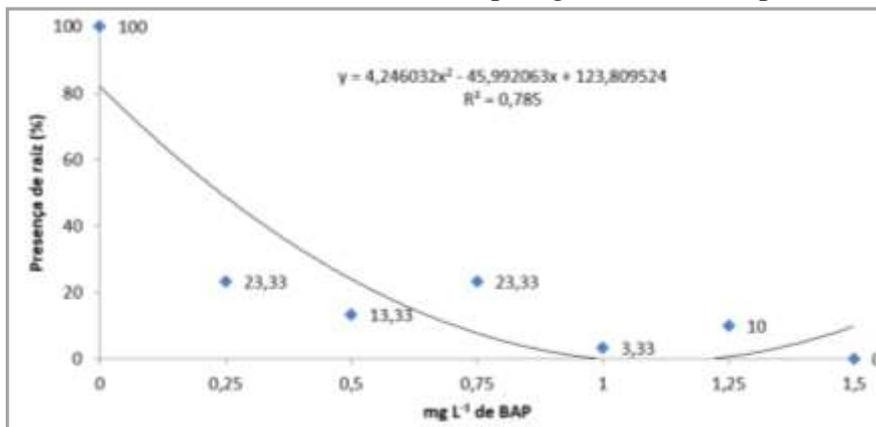
4.2 Formação de Raiz

A presença de raiz é uma característica importante no desenvolvimento da muda principalmente na fase de aclimatização (SOARES *et al.*, 2012). Observou-se que na fase de regeneração das cultivares Eidibel e Astral, o regulador de crescimento BAP apresentou efeito negativo na formação das raízes, portanto os melhores resultados observados para essa característica, foram em menores concentrações de BAP. O regulador de crescimento BAP normalmente é inibidor do sistema radicular e a indução ou inibição dependerá do balanço e interação entre as substâncias de crescimento endógenas e exógenas (MONFORT *et al.* 2012).

Os resultados estão coerentes, levando em conta que o trabalho utilizou o meio Pierik (PIERIK, 1967) com adição de somente um regulador de crescimento (BAP) e sem a presença de auxina que poderia auxiliar no crescimento da raiz.

Para a cultivar Eidibel os percentuais de formação de raiz decaem até chegar a 0% na concentração de 1,50 mg L⁻¹. Campos (2014), usando o mesmo meio e as mesmas concentrações de BAP, observou para a cultivar Rubi uma formação de raiz em 100% dos explantes sem a adição de BAP e nenhuma formação na concentração 6,66μM (1,50mg L⁻¹).

Figura 14: Porcentagem de presença de raiz sobre as concentrações do regulador de crescimento BAP regenerados por explante de *Anthurium andraeanum* cv. Eidibel, aos 60 dias de cultivo *in vitro*. Embrapa Agroindústria Tropical. Fortaleza-CE 2015.



Fonte: Roberta Rodrigues Rocha

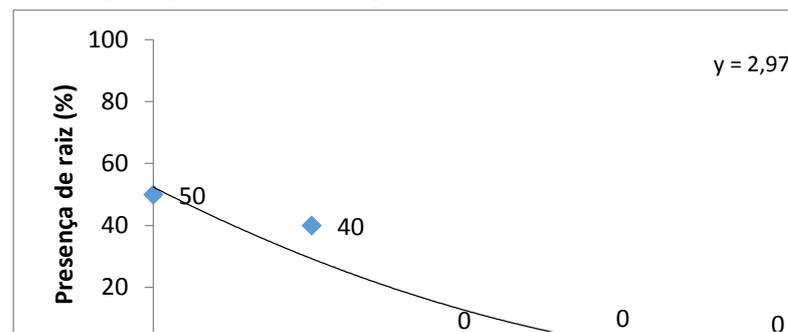
Para resultados referentes à presença de raiz para a cultivar Eidibel, observou-se análise de regressão (Figura 14) com um modelo matemático quadrático e coeficiente de determinação de 0,785, mostrando portanto que esse modelo explica 78,50% dos resultados observados. Eidibel apresentou 13,33% dos explante com presença de raiz para a

concentração $0,50 \text{ mg L}^{-1}$, já para a cultivar Astral a partir dessa mesma concentração não ocorreu formação de raiz.

As cultivares estudadas apresentaram comportamentos diferentes quanto ao aumento de BAP no meio, isso porque cada cultivar responde de forma diferente às variações nas concentrações de BAP. Santos (2013), observou para as cultivares Jureia e Luau, um efeito inibidor de enraizamento ao elevar a concentração de BAP no meio.

Para Astral o modelo matemático quadrático foi o que mais se adequou aos dados referentes ao percentual de formação de raiz (Figura 15) com o coeficiente de determinação de 0,8948, sendo assim o modelo representa 89,48% dos resultados observados.

Figura 15: Porcentagem de presença de raiz sobre as concentrações do regulador de crescimento BAP regenerados por explante de *Anthurium andraeanum* cv. Astral, 60 dias após o cultivo *in vitro*. Embrapa Agroindústria Tropical. Fortaleza-CE.

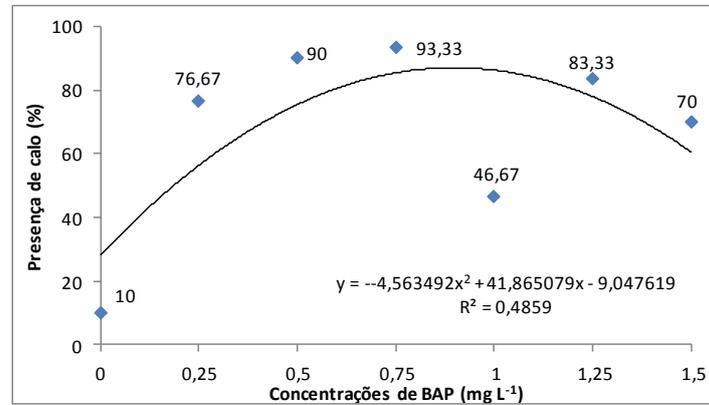


Fonte: Roberta Rodrigues Rocha

4.3 Formação de calo

Para Eidibel a análise de regressão da formação de calo gerou o modelo matemático quadrático, com coeficiente de regressão 0,4859, representando 48,59% dos resultados observados (Figura16). Observou-se um aumento de formação de calo até a concentração de $0,75 \text{ mg L}^{-1}$ de BAP com maior média de formação de calo. A redução de calo após a concentração de $0,75 \text{ mg L}^{-1}$ pode ser explicada pelo fato de que o calo apresenta células em diferentes estágios de diferenciação, portanto respondendo de forma diferente em cada concentração. Para essa cultivar a concentração mais indicada é $1,00 \text{ mg L}^{-1}$ por apresentar uma menor formação de calos e uma maior taxa de multiplicação.

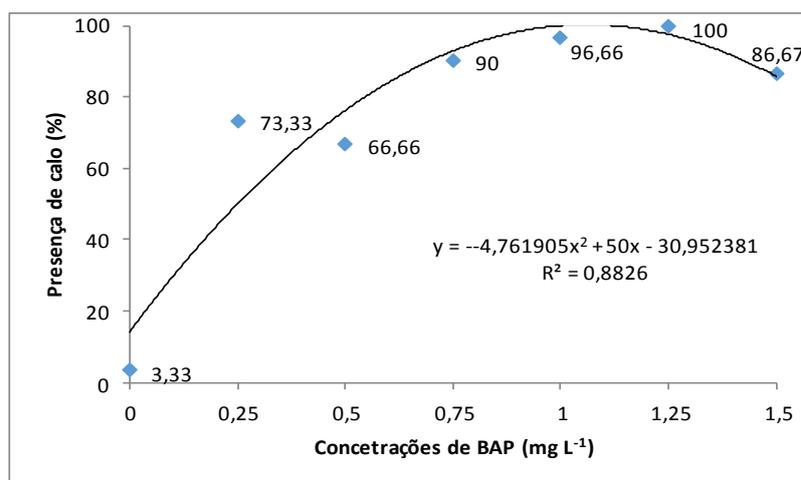
Figura 16: Porcentagem de presença de calo sobre as concentrações do regulador de crescimento BAP regenerados por explante de *Anthurium andraeanum* cv. Eidibel, 60 dias após o cultivo *in vitro*. Embrapa Agroindústria Tropical. Fortaleza-CE.



Fonte: Roberta Rodrigues Rocha

Campos (2014), ao estudar a cultivar Rubi, observou que com o incremento da concentração de BAP no meio de cultivo *in vitro* houve um aumento na formação de calo, sendo a maior média atingida na concentração de 6,66 μ M (1,50 mg L⁻¹) de BAP. Os resultados obtidos corroboram com o estudo de Soares *et al.* (2012), no qual sugere que uma menor formação de calo organogênico favorece grandes produções de mudas devido a maior estabilidade somaclonal.

Figura 17 – Porcentagem de presença de calo sobre as concentrações do regulador de crescimento BAP regenerados por explante de *Anthurium andraeanum* cv. Astral, 60 dias após o cultivo *in vitro*. Embrapa Agroindústria Tropical. Fortaleza-CE.



Fonte: Roberta Rodrigues Rocha

Para Astral o modelo matemático quadrático (Figura 17) foi o que mais se adequou, com coeficiente de regressão de 0,8826, representado assim 88,26% das médias observadas. Esta cultivar apresentou o maior percentual de presença de calo na concentração 1,25mg L⁻¹ de BAP, e uma tendência geral de aumento de calo em função do aumento da concentração de BAP no meio.

Portanto, para a cultivar Astral de acordo com resultados obtidos observou-se que das concentrações de BAP testadas a mais indicada é 0,50 mg L⁻¹ por apresentar menor formação de calos e uma maior taxa de multiplicação.

3.CONCLUSÃO

As concentrações indicadas para um protocolo de multiplicação de Eidibel e Astral são respectivamente $1,00 \text{ mg L}^{-1}$ e $0,50 \text{ mg L}^{-1}$, visto que foi a combinação mais favorável para obtenção de mudas com menor variação somaclonal.

6.REFERÊNCIAS

- ALONSO, Araci Molnar et al (Org.). Introdução. In: EMBRAPA. *Alpinia purpurata* (Vieill.) K. Schum: planta ornamental para cultivo no Cerrado. Distrito Federal: Embrapa, 2010. p. 11-34.
- AMMIRATO, P. V. Embryogenesis. In: Evans, D. A.; SHARP, W. R.; AMMIRATO, P. V.; YAMADA, Y. (Ed.). **Handbook of Plant Cell Culture**. New York: MacMillan Publishing Co. 1983. 970p.
- ASMAR, S. A.; RESENDE, R. F; ARARUNA, E. C.; MORAIS, T. P; LUZ, J. M. Q. Citocininas na multiplicação *in vitro* de hortelã-pimenta (*Mentha Piperita*L.). **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais**, v.13, especial, p. 533-538, 2011.
- ASMAR, S. A.; RESENDE, R. F; ARARUNA, E. C.; MORAIS, T. P; LUZ, J. M. Q. Citocininas na multiplicação *in vitro* de hortelã-pimenta (*Mentha Piperita*L.). **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais**, v.13, especial, p. 533-538, 2011.
- ATAK, Ç.; ÇELIK, Ö. Micropropagation of *Anthurium andraeanum* from leaf explants. **Pakistan Journal of Botany**, Karachi, v. 43, n. 3, p. 1155-1161, 2009.
- BAJAJ, Y. P. S. **Biotechnology in agriculture and forestry 21: medicinal and aromatic plants IV**. Berlin: Springer-Verlag, 1993.
- BATALHA, Mário Otávio; BUAINAIN, Antônio Márcio. **Cadeias produtivas de flores e mel**. Brasília: IICA: MAPA/SPA, 2007.
- BAUTISTA, N. R. del; PEÑALVER, D. A.; RODRÍGUEZ, R. B.; CHIU, W. C.; LÓPEZ, R. C.; TERRY, F. J.; PERALTA, M. P.; MARTÍNEZ, O. G. Embriogénesis somática en (*Anthurium andraeanum* Lind.) variedad ‘Lambada’. **Ra Ximhai**, México, v. 4, n. 1, p. 135-149, 2008.
- BENSO, V; CENCI, D.; LIMA, W.; KUBIAKI, J.; ROCHA, E.; DIOGO, S. **Auxinas**. União da Vitória, SC, 2012. 16 p.
- BORGES. N. S. S. **Respostas morfo genéticas em tomateiro e mamoeiro cultivado *in vitro***. 2002. 98 f. Dissertação (Mestrado em Fitotecnia) – Centro de Ciências Agrárias. Universidade Federal do Ceará, Fortaleza, 2002
- CALDAS, L. S.; HARIDASAN, P.; FERREIRA, M. E. Meios Nutritivos. In: TORRES, A. C.; CALDAS, L.; BUSO, J. A. **Cultura de tecidos e transformação genética**. Brasília: Embrapa-SPI / Embrapa-CNPq, 1998. v.1 p. 87-132.

CAMPOS, Arlene Santisteban. **Micropropagação por meio da indução ao estiolamento de antúrio (*Anthuriumandraeanum*) cvs. Rubi e Ianomami.** 2014. 74 f. Monografia (Graduação em Agronomia/Fitotecnia) – Universidade Federal do Ceará, Universidade Federal do Ceará, Fortaleza, 2014.

CARVALHO, A. C. P. P.; PINHEIRO, M. V. M.; DIAS, G.M. G.; BARROS, L.M. **Estiolamento *in vitro***: uma alternativa para a produção de mudas micropropagadas de antúrio. Fortaleza: Embrapa Agroindústria Tropical, 2011. 8 p. Circular Técnica, 36.

CARVALHO, Ana Cristina Portugal Pinto de et al. Micropropagação de antúrio. In: EMBRAPA. **Aspectos práticos da micropropagação de plantas.** Fortaleza: Embrapa Agroindústria Tropical, 2013. p. 227-257.

CARVALHO, Julita Maria Frota Chagas; VIDAL, Márcia Soares. Noções de Cultivo de tecidos vegetais. In: EMBRAPA. **Documentos 116.** Campina Grande: Embrapa Algodão, 2003. p. 1-42.

CASTRO, A. C. R. et al. **Antúrio.** Brasília: Embrapa, 2012. 163 p.

CHEE, R. P., CANTLIFFE, D. J. Selective enhancement of *Ipomoea batatas* Poir. embryogenic and nonembryogenic callus growth and production of embryos in liquid culture. **Plant Cell Tissue and Organ Culture**, v. 15, p. 49-159, 1988.

CID, L. P. B. A propagação *in vitro* de plantas. **Biotecnologia, Ciência e Desenvolvimento**, v. 2, n.19, p.16-21, 2001.

COSTA, M. P. B. **Uma análise dos fatores determinantes da competitividade do setor de flores no Estado do Ceará.** 2003. 210 f. Dissertação (Mestrado em Negócios Internacionais) – Universidade de Fortaleza, Fortaleza, 2003.

EMPRESA DE PESQUISA AGROPECUÁRIA DE MINAS GERAIS. **Informe Agropecuário**, Belo Horizonte, v.26, n.227, 2005.

FERREIRA, M. E.; CALDAS, L. S.; PEREIRA, E. A. Aplicações da cultura de tecidos no melhoramento genético de plantas. In: TORRES, A. C.; CALDAS, L. S.; BUSO, J. A. (Ed.). **Cultura de tecidos e transformação genética de plantas.** Brasília: Embrapa-SPI/ Embrapa-CNPQ, 1998. v.1. p.21-43.

FUZITANI, E. J.; NOMURA, E. S. Produção de mudas *in vitro*. **Revista Brasileira de Horticultura Ornamental**, v. 10, n. 1/2, p. 14-17, 2004.

GANTAIT, S.; MANDAL, N. Tissue culture of *Anthuriumandraeanum*: a significant review and future prospective. **International Journal of Botany**, v. 6, n. 3, p. 207-219, 2010.

GEORGE, E. F. **Plant propagation by tissue culture.** Basingstoke: Edington, 1996.

GOVAERTS R.; FRODIN D. G. BOGNER, J.; BOYCE, P. COSGRIFF, B.; CROAT, T. B. GONÇALVES, E. G.; GAYUM, M. HAY, A.; HETTERSCHIED, W.; LANDOLT, E. ; MAYO, S. J.; MURATA, J.; NGUYEN, V. D.; SAKURAGUI, C. M.; SINGH, Y.; THOMPSON, S.; ZHU, G. **World checklist and bibliography of Araceae (and Acoraceae)**. Kew: Royal BotanicGardens, 2002. 560 p.

GRATTAPAGLIA, D.; MACHADO, M .A. Micropropagação. In:TORRES, A. C.; CALDAS, L. S.; BUSO, J. A. **Cultura de tecidos e transformação genética de plantas**. Brasília: Embrapa-SPI/Embrapa-CNPH, v.1, p.183-260, 1998.

HAMIDAD, M.; KARIM, A. G. A.; DEBERGH, P. Somatic embryogenesis and plant regeneration in *Anthurium scherzerianum*. **Plant cell. Tissue and Organ Culture**, Hague, v.48, n. 3, p. 189-193, 1997.

INSTITUTO BRASILEIRO DE FLORICULTURA. **Números do setor**: o mercado de flores no Brasil. Disponível em: <<http://www.ibraflor.com/publicacoes/vw.php?cod=246>> Acesso em: 02 de out. 2015.

JUNQUEIRA, Antonio Hélio; PEETZ, Marcia da Silva. O setor produtivo de flores e plantas ornamentais do Brasil, no período de 2008 a 2013: atualizações, balanços e perspectivas. **Revista Brasileira de Horticultura Ornamental**, Bahia, v. 20, n. 2, p.115-120, out. 2014.

LACERDA, J. E., FILHO, J. E., PINHEIRO, C. B. **Apostila: Fisiologia vegetal**. Universidade Federal do Ceará, Fortaleza, CE. 2007.

LIMA JÚNIOR, José Carlos de et al. **Mapeamento e quantificação da cadeia de flores e plantas ornamentais do Brasil**. São Paulo: Ibraflor, 2015. 132 p.

LIMA, G. V. M. **Ação de auxinas e cofatores fenólicos no enraizamento *in vitro* de variedades de cana-de-açúcar (*Saccharum officinarum* L.)**. 2010. 96 f. Dissertação (Mestrado em Botânica), Universidade Federal de Pernambuco, Recife, 2010.

LUZ, Petterson Baptista da; ALMEIDA, Elka Fabiana Aparecida; PAIVA, Patrícia Duarte de Oliveira; RIBEIRO,Thyara Rocha. Cultivo de flores tropicais. **Informe Agropecuário Floricultura**, Belo Horizonte, v. 26, n. 227, p. 62-72, 2005.

MARTIN, K. P.; DOMINIC, J.; MADASSERY, J.; PHILIP, V. J. Direct shoot regeneration from lamina explants of two commercial cut flower cultivars of *Anthurium andraeanum*. **In Vitro Cellular Developmental Biology – Plant**, Ohio, v. 39, p. 500-504, 2003.

MAUSETH, J.D. **Botany**: an introduction to plant biology. Philadelphia: Saunders College Publishing, 1995. 794 p.

MAYO, S. J.; BOGNER, J.; BOYCE, P. **The genera of Araceae**. Kew: Royal Botanic Garden. 1997. 370 p.

MONFORT, L. E. F.; PINTO, J. E. B. P.; BERTOLUCCI, S. K. V.; ROSSI, Z. T. T.;

SANTOS, F. M. Efeito do BAP no cultivo in vitro de *Ocimum selloi* Benth. **Revista brasileira de plantas medicinais**, v. 14, n. 3, p. 458-463, 2012.

MURASHIGE, T. Plant propagation through tissue culture. **Annual Review of Plant Physiology**, v. 25, p. 135-166, 1974.

MURASHIGE, T.; SKOOG, F. A. A. Revised medium for rapid growth and bioassays with tobacco tissue culture. *Physiologia Plantarum*, v. 15, p. 473-479, 1962.

NOMURA, E. S.; FUZITANI, E. J.; DAMATTO JÚNIOR, E. R. Cultivo do antúrio. **Revista Pesquisa e Tecnologia**, v. 9, n. 9, 2012.

PEREIRA, G. A. **Protocolo para Micropropagação de Bananeira ‘ThapMao’**. 2012. 121 f. Tese (Doutorado em Sistemas de Produção/ Agronomia) - Universidade Estadual Paulista, Botucatu (SP), 2012.

PIERIK, R. L. M. *Anthurium andraeanum* Lind. plantlets produced from callus tissues cultivated in vitro. **Physiologia Plantarum**, v. 37, n.1, p. 80-82, 1976.

PIERIK, R. L. M.; LEEUWEN, P. V.; RIGTER, G. C. M. Regeneration of leaf explants of *Anthurium andraeanum* Lind. *in vitro*. **Netherlands Journal of Agricultural Science**, v. 27, p. 221-226, 1979.

PIERIK, R. L. M.; STEEGMANS, H. H. M.; VAN DER MEYS, J. A. J. Plantlet formation in callus tissues of *Anthurium andraeanum* Lindl. **Scientia Horticulturae**, v. 2, p. 193-198, 1974.

PINHEIRO, M. V. M.; DIAS, G. M. G.; CARVALHO, A. C. P. P e BARROS, L. de M. Micropropagação de antúrio ‘IAC Eidibel’ por meio da indução ao estiolamento e regeneração de plantas. **Revista Brasileira de Horticultura Ornamental**, v. 15, n. 2, p. 133-142, 2009.

QUISEN, Regina Caetano; ANGELO, Paula Cristina da Silva. Manual de procedimentos de Laboratório de Cultura de Tecidos da Embrapa Amazônia Ocidental. In: EMBRAPA. **Documentos 61**. Manaus: Embrapa Amazônia Ocidental, 2008. p. 9-44.

RIKKEN, M. **The European Market for fair and sustainable flowers and plants**. [S.l.]: Belgian Development Agency, 2010. .

SANTOS, P. B. dos. **Micropropagação de duas cultivares de antúrio por meio da indução ao estiolamento**. 2013. 59 f. Monografia (Graduação em Agronomia) – Centro de Ciências Agrárias, Universidade Federal do Ceará, Fortaleza, 2013.

SCHENK, R. O.; HILDEBRANDT, A.C. Medium and techniques for induction and growth of monocotyledonous plant cell cultures. **Can. J. Bot.** v. 50, p. 199-204, 1972.

SCHIAVINATO, Y. O.; LUCON, T. N.; TOMBOLATO, A. F. C.; BARBOSA, W.; VEIGA, R. F. A. Micropropagação de *Anthurium plowmannii* Croat. **Plant Cell Culture & Micropropagation**, v. 4, n. 1, p. 15-20, 2008.

SILVA, P. S., SOUZA, T. M., WENDT, S. N., PETERS, J. A., COSTA DE OLIVEIRA, A. Indução de calos através do cultivo de anteras de arroz provenientes do cruzamento entre as cultivares BRS Firmeza e Epagri 107. In: CONGRESSO DE INICIAÇÃO CIENTÍFICA, 19., 2010, Pelotas. **Anais...** . Pelotas: UFPEL, 2010. p. 1 - 4.

SEBRAE. **Flores e plantas ornamentais do Brasil**. Brasília/DF, 2015.

SOARES, W.S., RÊGO, M.M., RÊGO, E.R., BARROSO, P.A., NASCIMENTO, K.S., FERREIRA, K.T. Estabelecimento in vitro e micropropagação de maracujá silvestre (*Passiflora foetida* L.). **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais**, v.14, p. 138-142, 2012

SOUZA, A. S.; JUNGHANS, T. G. **Introdução à micropropagação de plantas**. Cruz das Almas: Embrapa Mandioca e Fruticultura Tropical, 2006.

TEMPONI, L. G. **Sistemática de Anthurium sect. Urospadix (Araceae)**. 2006. 143 f. Tese (Doutorado em Ciências Biológicas) – Instituto de Biociências, Universidade de São Paulo, São Paulo, 2006.

THORPE, T. A. Organogenesis in vitro: structural, physiological, and biochemical aspects. In: VASIL, I. K. (Ed). **Perspectives in plant cell and tissue culture**. New York: Academic Press, 1980. p. 71-111.

TOMBOLATO, A. F. C.; QUIRINO, E. A. Multiplicação in vitro de novas seleções de *Anthurium andraeanum* Lindl. **Revista Brasileira de Horticultura Ornamental**, Campinas, v. 2, n. 1, p. 37-46, 1996.

TOMBOLATO, A. F. C.; QUIRINO, E. A.; COSTA, A. M. M. Antúrio (*Anthurium andraeanum* Lindl.). In: TOMBOLATO, A. F. C.; COSTA, A.M.M. **Micropropagação de plantas ornamentais**. Campinas (SP): Instituto Agrônomo, p. 18-21, 1998. Boletim Técnico 174.

TOMBOLATO, A. F. C.; R. P.; CASTRO, A. C.; SAKAI, M.; SAES, L. A. Recursos genéticos e melhoramento do antúrio (*Anthurium andraeanum* Linden) no IAC – APTA. **Revista Brasileira de Horticultura Ornamental**, v. 10, n. 1/2, p. 1-5, 2004.

TOMBOLATO, Antonio Fernando Caetano et al. ‘IAC Astral’: Nova cultivar de antúrio (*Anthurium andraeanum* Linden) coral para flor de corte e vaso. Descrição de Variedades. **Revista brasileira de Horticultura Ornamental**, São Paulo, v. 1, n. 12, p.52-54, 2006.

VIÉGAS, J.; ROCHA, M. T. R. D.; FERREIRA MOURA, I.; ROSA, D. L. D.; SOUZA, J. A. D., CORRÊA, M. G. S.; SILVA, J. A. T. D. *Anthurium andraeanum* (Lindenex André) culture: in vitro and ex vitro. **Floriculture and Ornamental Biotechnology**, v. 1, n. 1, p. 61-65, 2007.