

UNIVERSIDADE DO ESTADO DA BAHIA

Autorização Decreto nº 9237/86. DOU 18/07/96. Reconhecimento:
Portaria 909/95, DOU 01/08-95

DEPARTAMENTO DE TECNOLOGIA E CIÊNCIAS SOCIAIS
CAMPUS III – JUAZEIRO



GESSIANE DA COSTA SANTOS

**SACAROSE E BENZILADENINA NO ESTABELECIMENTO E
MULTIPLICAÇÃO DE BANANEIRA CV. PRATA RIO *IN VITRO***

JUAZEIRO-BA

2024

GESSIANE DA COSTA SANTOS

**SACAROSE E BENZILADENINA NO ESTABELECIMENTO E
MULTIPLICAÇÃO DE BANANEIRA CV. PRATA RIO *IN VITRO***

Monografia apresentada a Universidade do Estado da Bahia, Departamento de Tecnologia e Ciências Sociais, UNEB/DTCS campus III, colegiado de Engenharia Agrônômica como um dos pré-requisitos para a disciplina de Trabalho de conclusão de curso – TCC.

Orientador(a): Dr. Valtemir Gonçalves Ribeiro

JUAZEIRO-BA

2024

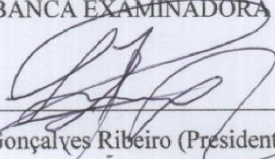
GESSIANE DA COSTA SANTOS

**SACAROSE E BENZILADININA NO ESTABELECIMENTO E
MULTILICAÇÃO DE BANANEIRA CV. PRATA IN VITRO**

Monografia apresentada à Universidade do Estado da Bahia, Departamento de Tecnologia e Ciências Sociais, UNEB/DTCS campus III, colegiado de Engenharia Agrônômica como um dos pré-requisitos para a disciplina de Trabalho de conclusão de curso – TCC.

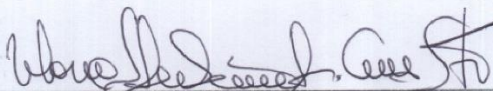
Aprovado em 18/07/2024

BANCA EXAMINADORA



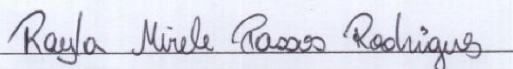
Prof. Dr. Valtemir Gonçalves Ribeiro (Presidente/Orientador)

Universidade do Estado da Bahia – Departamento de Tecnologia e Ciências Sociais -III



Prof. Dr. Maria Herbênia Lima Cruz Santos (Banca examinadora)

Universidade do Estado da Bahia – Departamento de Tecnologia e Ciências Sociais - III



Ms. Rayla Mirele Passos Rodrigues (Banca examinadora)

Universidade do Estado da Bahia – Departamento de Tecnologia e Ciências Sociais - III

Juazeiro - Bahia
2024

DEDICATÓRIA

*Aos meus pais e irmã,
que me permitiram chegar até aqui
e sempre acreditaram em mim.
Vocês são e foram a minha base, o meu alicerce.*

AGRADECIMENTOS

Agradeço primeiramente a Deus, por me permitir chegar até aqui. Foram altos e baixos, dias de cansaço e exaustão, e dias de alegria e realização. Obrigada por me capacitar a cada dia, e por todas as oportunidades de me refazer um dia após o outro.

Ao meu orientador, Valtemir Gonçalves, que teve muita paciência para me ensinar, porque tenho muito a aprender. Ensinou-me a lidar com frustrações científicas, sempre com a melhor perspectiva. Pela disponibilidade para ensinar e orientar. Sou imensamente grata por ter sido orientada por alguém tão competente.

Ao meu amado pai, Elias alves (in memorian) que sempre me apoiou e incentivou ao longo da sua vida, foi e sempre será a minha maior fonte de inspiração, o amor que sinto transcende palavras.

A minha mãe, Deusanir Gonçalves, com todo meu amor e gratidão, obrigada por todo apoio, incentivo, por fazer o melhor por mim e para mim sempre.

Ao meu padrasto Adalberto pinheiro (in memorian) por ter sempre acreditado e me incentivado, gratidão enorme por ter compartilhado parte da minha vida com essa pessoa incrível, Minha irmã e cunhado, Jéssica e Alisson, pela ajuda sempre que necessária. Vocês são peças fundamentais na minha vida.

Ao meu namorado, Irlan Gabriel, que é o meu amor e meu porto seguro, sempre me apoiando e incentivando, ajudando e participando integralmente de todo o processo para a conclusão deste trabalho. Sou imensamente grata por compartilhar a vida e tanto amor ao seu lado; esse percurso com certeza ficou mais leve e suportável com sua presença e companheirismo. Sempre se preocupando e sendo bastante atencioso, mesmo passando também por esse processo.

As minhas amigas queridas, Fernanda passos e Maria Fernanda, vocês foram verdadeiros pilares de apoio durante todo este processo. A paciência, os conselhos sábios, o incentivo constante e a disposição para me ouvirem nos momentos difíceis fizeram toda a diferença, os nossos açaís da tarde, risadas e momentos únicos que vivenciamos juntas. Obrigada por tudo, vocês fazem a diferença em minha vida.

Aos meus amigos, keisiane, Vagner, lucas, laíres por toda ajuda, pelas risadas, momentos e pela amizade. Vocês tornaram tudo mais leve durante essa caminhada.

A todo corpo docente da Universidade do Estado da Bahia, por transmitirem tanto conhecimento, independente das circunstâncias, em especial a prof. Dr. Cristiane domingos por todo apoio, acolhimento e transmissão de conhecimento científico como orientadora de IC.

À Universidade do Estado da Bahia, pela capacitação, infraestrutura, por ter ser tornado minha segunda casa.

RESUMO

Perante a importância econômica da banana cv. Prata Rio como uma das variedades de banana mais consumidas no Brasil, é necessário que haja o desenvolvimento, e aperfeiçoamento de novas técnicas para multiplicação *in vitro*. A benziladenina (BAP) e a sacarose são fundamentais para o desenvolvimento dos explantes, porém suas diferentes concentrações em concomitância podem determinar como esses explantes irão se desenvolver no decorrer da sua fase de multiplicação, uma vez que possuem efeito sinérgico. O trabalho visou identificar a dosagem em conjunto ideal de sacarose e benziladenina (BAP), que são essenciais para a micropropagação, pois as citocininas influenciam diretamente a expansão das folhas, a interrupção da dominância apical e a formação de gemas adventícias, como também a importância de fornecer carboidratos externos às plantas é destacada devido aos desafios enfrentados pela fotossíntese *in vitro*, como a luz solar insuficiente e os baixos níveis de CO₂, o que resulta na necessidade de suplementação com açúcares presente no meio de cultura, contribuindo para o sucesso da multiplicação *in vitro* da banana cv. prata rio. Foi utilizado o delineamento experimental, com cinco repetições em esquema fatorial 2x20, sendo os fatores constituídos pela sacarose e benziladenina e vinte tratamentos das respectivas doses. O experimento foi composto por duas fases, sendo a primeira de estabilização dos explantes durante 30 dias, na qual os explantes ficaram durante 10 dias no escuro e posteriormente 20 dias estabilizando na luz com fotoperíodo e ambiente controlado, e a segunda fase com a composição dos tratamentos para avaliações durante o período de um mês. Diante do que foi exposto, fez-se necessário a investigação da dosagem ideal do efeito sinérgico entre a benziladenina e sacarose na cultura da banana cv. Prata rio.

Palavras-chaves: Micropropagação; 6-Benzilaminopurina; Banana; Carboidratos exógenos.

LISTA DE FIGURAS

| | |
|---|----|
| Figura 1. Preparação do meio de cultura de estabilização com carvão ativado..... | 16 |
| Figura 2- Preparação para verter meio de cultura de estabilização em câmara de fluxo laminar..... | 17 |
| Figura 3- Meio de cultura vertido e autoclavado. A- tubos de ensaio preenchidos com 15 ml de meio de cultura; B- meio de cultura embalado e autoclavado | 17 |
| Figura 4- Coleta em campo das mudas de banana cv. Prata Rio. A- identificação da área; B- coleta de mudas tipo chifrinho; C- identificação das mudas tipo chifrinho; D- transporte das mudas do CAERDS até o DTCS | 18 |
| Figura 5- Lavagem e redução das mudas. A- lavagem superficial para retirada de solo e primeira redução das mudas em fonte de explante; B- primeiro processo de desinfestação das fontes de explantes..... | 18 |
| Figura 6- Segunda redução dos explantes, segunda desinfestação (rizoma flambado) e micropropagação no meio de cultura de estabilização..... | 19 |
| Figura 7- Explantes em meio nutritivo de estabilização levados ao escuro durante 10 dias. | 20 |
| Figura 8- Preparação dos meios de cultura fracionados de acordo com os tratamentos. A- Medição do pH de todos os tratamentos; B- separação e vedação com papel filme em cada erlenmeyer | 20 |
| Figura 9- Micropropagação dos explantes do meio de cultura de estabilização para os meios de cultura contendo os tratamentos. A- Organização para início da micropropagação; B- repicagem dos explantes | 22 |
| Figura 10- Explante contaminado com esporulação fúngica..... | 22 |
| Figura 11- Explantes em decorrência dos tratamentos 6 dias após a micropropagação. | 24 |
| Figura 12- Explantes após 14 dias e recentralizados. A- T1; B- T2; C- T3; D- T4; E- T5; F- T6; G- T7; H- T8; I- T9 | 24 |
| Figura 13- Avaliação dos explantes após 30 dias | 26 |
| Figura 14- Retirada dos explantes dos tubos de ensaio..... | 26 |

| | |
|--|----|
| Figura 15- Avaliação da massa da matéria fresca..... | 27 |
| Figura 16- Avaliação do comprimento | 27 |
| Figura 17- Comparação de média de primórdios de Brotações de acordo com as doses de sacarose e BAP | 29 |
| Figura 18- Comportamento do número de folhas ao longo dos tratamentos | 30 |
| Figura 19 – Desenvolvimento acentuado de raízes no tratamento T4. | 30 |
| Figura 20 – Diferenciação das doses de Sacarose e BAP refletida na variável massa seca da parte aérea..... | 31 |
| Figura 21 – Comportamento dos tratamentos na variável Massa fresca da parte aérea. | 31 |
| Figura 22. Comportamento das doses de sacarose dentro das dosagens de BAP 0 mg/L. | 32 |
| Figura 23. Diferenciação estatística separada das dosagens de sacarose e BAP..... | 33 |

LISTA DE TABELAS

| | |
|--|----|
| Tabela 1. Identificação dos tratamentos e suas respectivas doses de BAP e Sacarose... | 23 |
| Tabela 2. Desdobramento da interação dos efeitos de BAP dentro das doses de Sacarose na variável primórdios de brotações | 29 |
| Tabela 3. Comportamento dos tratamentos referente a variável Número de raiz..... | 32 |
| Tabela 4. Desdobramento da interação dos efeitos de BAP dentro das doses de Sacarose na variável comprimento da Raiz | 33 |
| Tabela 5. Desdobramento da interação dos efeitos de BAP dentro das doses de Sacarose na variável massa fresca das raízes | 34 |

SUMÁRIO

| | |
|--|----|
| 1. INTRODUÇÃO | 10 |
| 2. FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA..... | 12 |
| 2.1. A CULTURA DA BANANA | 12 |
| 2.2. PRODUÇÃO E CONSUMO DE BANANA NO BRASIL | 13 |
| 2.3. MICROPROPAGAÇÃO | 13 |
| 2.4. BENZILADENINA NA MICROPROPAGAÇÃO | 14 |
| 2.5. SACAROSE NA MICROPROPAGAÇÃO | 14 |
| 3. MATERIAL E MÉTODOS | 15 |
| 4. RESULTADOS E DISCUSSÃO..... | 28 |
| 4. 1. PRIMÓRDIOS DE BROTAÇÕES..... | 28 |
| 4. 2. NÚMERO DE FOLHAS..... | 29 |
| 4. 3. MASSA DA MATÉRIA FRESCA DA PARTE AÉREA | 30 |
| 4. 4. NÚMERO DE RAÍZES | 31 |
| 4. 5. COMPRIMENTO DA MAIOR RAÍZ..... | 32 |
| 4. 6. MASSA DA MATÉRIA FRESCA DAS RAÍZES..... | 33 |
| 5. CONCLUSÃO..... | 34 |
| REFERÊNCIAS | 35 |

1. INTRODUÇÃO

A banana é uma das frutas mais apreciadas e consumidas no mundo, por esse motivo a banana desempenha um papel crucial dentro do mercado internacional (Napoleão *et al.*, 2021).

Segundo o IBGE (2024), o Brasil possui 454.732 (ha) de área plantada da cultura, produzindo 6.862.774 (t) de banana, com rendimento de 15,092 (t/ha).

Desta forma, a fruta que detém o título de maior consumo per capita em domicílio no Brasil é a banana. A variedade mais aceita e comercializada é a Prata, principalmente na Região Nordeste (Borges *et al.*, 2006).

A introdução da cultivar prata anã no Brasil resultou em um divisor na produção da cultura no país, dessa forma foi possível substituir a cultivar Prata comum, que era predominante até então e possuía características menos desejáveis com plantas de porte alto e frutos de qualidade inferior. A admissão dessa variedade causou uma revolução na produção da fruta em território Brasileiro, ocorrendo a expansão das áreas cultivadas em todo o país. Atualmente a Prata-anã é um afruta que faz parte da base alimentar dos brasileiros (Rocha *et al.*, 2021).

Diversos clones diferentes da cultivar Prata Anã foram criados e alguns foram escolhidos para criar novos pomares, como a "Prata Ceraíma", "Prata Janaúba", "Prata Catarina" e "Prata Rio". (Santos-souza *et al.*, 2019).

De acordo com a grande importância da cultura no país, é necessário que novas técnicas com objetivo de diminuir o tempo e qualidade de produção sejam desenvolvidas.

A micropropagação com passar do tempo reforça que continua sendo a alternativa mais viável de produção quando comparada com o sistema de propagação convencional, pois o sistema convencional possui propagação lenta e altas taxas de incidência de doenças, já a micropropagação vai oferecer altas taxas de multiplicação como também a produção de mudas livres de pragas e doenças (Sá e Braga, 2002).

A micropropagação possui uso da técnica que traz eficácia na produção de mudas com genética superiores, além das características fitossanitárias. É uma técnica bastante eficaz na produção de mudas em larga escala com culturas de difícil propagação por meio natural (Bandeira, 2007).

Para que a produção de mudas de banana em larga escala seja alcançada, diversas técnicas de micropropagação são desenvolvidas por laboratórios de biotecnologia, envolvendo o uso de substâncias para promover a formação de novos brotos a partir de gemas laterais e ápice dos brotos em ambiente totalmente controlado na sala de crescimento, com fotoperíodo controlado e temperatura. Laboratórios de natureza comercial facilitam a aquisição de variedades desenvolvidas por programa de melhoramento genético como também variedades tradicionais em grande quantidade e qualidade aos produtores (Santos-Serejo, 2009).

Na cultura de tecidos os explantes são cultivados em tubos de ensaio ou potes maiores no caso de subcultivos, em meio de cultura específico para o seu pleno desenvolvimento. O meio de cultura é responsável por fornecer todos os macronutrientes e micronutrientes necessários ao desenvolvimento da cultura *in vitro*, Nunes (2021); dentre os meios mais utilizados, destaca-se o meio MS (Gamborg *et al.*, 1976).

As citocininas são reguladores de crescimento essenciais para a micropropagação, pois influenciam diretamente a expansão das folhas, a interrupção da dominância apical e a formação de gemas adventícias. O tipo e a concentração das citocininas são os principais fatores que determinam o sucesso da proliferação *in vitro*. É crucial levar em conta que a quantidade necessária dessas substâncias pode variar conforme a espécie em estudo e seus níveis hormonais internos. Entre as citocininas, a 6-benzilaminopurina (BAP) é a mais recomendada para estimular a proliferação das partes aéreas e a indução de gemas adventícias *in vitro* (Bezzera, 2014).

Nesse contexto, vários estudos têm sido conduzidos em bananeiras para validar o efeito dos níveis exógenos de citocininas, especialmente a N⁶-Benzilaminopurina (BAP), conforme mencionado por Costa, F. *et al* (2006). Recomenda-se o uso de BAP como citocinina no meio de proliferação, segundo Rocha (2005).

Além da benziladenina a sacarose também é fundamental, pois existe a importância de fornecer carboidratos externos às plantas é destacada devido aos desafios enfrentados pela fotossíntese *in vitro*, como a luz solar insuficiente e os baixos níveis de CO₂, o que resulta na necessidade de suplementação com açúcares presente no meio de cultura. Pesquisas estabeleceram uma conexão entre a presença de sacarose no meio de cultivo e o desenvolvimento das raízes. No entanto, é importante observar que certas concentrações de açúcar podem afetar negativamente não apenas o crescimento e a

emissão das raízes, mas também o desenvolvimento da parte aérea da planta (Lemes, 2016).

Esses trabalhos demonstraram que para cada genótipo devem ser realizadas modificações nos protocolos de micropropagação quanto ao tipo de explante, concentração de componentes do meio de cultura, condições físicas do ambiente e métodos distintos para o enraizamento e aclimatação, de oliveira *et al.*, (1997). Diante do que foi exposto, faz-se necessário a investigação da dosagem ideal do efeito sinérgico entre a benziladenina (BAP) e sacarose na cultura da banana cv. Prata rio, devido a necessidade de estudos direcionados a essa cultivar.

2. FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA

2.1. A CULTURA DA BANANA

A banana (*Musa paradisiaca*) é o fruto da bananeira, uma erva cultivada na Ásia, no Mediterrâneo e na África há mais de quatro mil anos. Foi trazida para o Brasil pelos colonizadores portugueses e rapidamente se adaptou ao clima tropical. Conforme relata (Campelo *et al.*, 2020).

De acordo com Ranjha *et al* (2020) Uma banana de tamanho normal fornece cerca de 26,95 gramas de carboidratos. As bananas também são um antioxidante muito poderoso, rico em vitamina C, uma ótima fonte de potássio e uma fonte confiável de certos complexos vitamínicos.

As bananeiras são plantas tropicais que necessitam de calor. A faixa de temperatura ideal para o crescimento da cultura é de 26°C a 28°C. Temperaturas abaixo de 15°C ou acima de 35°C podem afetar negativamente o desenvolvimento das plantas (Matos; Vasconcelos; Simão; 2019).

Como a banana é uma cultura de clima tropical, seu pleno desenvolvimento requer altas temperaturas e bom suprimento de umidade no solo. Essas condições prevalecem na Bacia do São Francisco, mas seu cultivo tornou-se mais difícil devido à distribuição desigual das chuvas na bacia. A sobrevivência é possível através da irrigação. (Freitas; Ramos; Costa; 2008). Sendo uma cultura satisfatória para cultivo no submédio do vale do São Francisco.

Nos plantios irrigados, algumas medidas preventivas têm sido tomadas, como aumento de informações sobre plantio e técnicas de controle, principalmente de mudas (Guerra, 2020).

2.2. PRODUÇÃO E CONSUMO DE BANANA NO BRASIL

A banana é uma das frutas mais importantes do mundo, tanto em termos de produção quanto de comercialização (Fioravanço *et al.*, 2003).

De acordo com o IBGE (2024) O Brasil destaca-se como o quarto maior produtor mundial de banana, respondendo por cerca de 4,6% da produção mundial, e o segundo maior consumo do mundo, mas apresenta importância significativa também no mercado exportador.

A fruta que possui o maior consumo no mundo é a banana, o Brasil possui um dos maiores mercados consumidores de banana, O consumo médio anual de banana é estimado em 34 quilos “per capita”, principalmente no seu estado natural devido ao seu preço geralmente acessível e menor custo para o consumidor e à sua importante fonte de proteínas, vitaminas e minerais. O plantio é uma parte importante da renda dos pequenos produtores. (Sousa *et al.*, 2019).

As variedades do tipo Prata são as preferidas pelos consumidores e tornaram-se dominantes em todo o país (Faria *et al.*, 2024).

2.3. MICROPROPAGAÇÃO

Entende-se por micropropagação o cultivo *in vitro* que consiste no conjunto de técnicas e métodos que permitem o crescimento e proliferação de células, tecidos, órgãos ou partes de órgãos (explantes) de plantas em meios nutrientes e sob condições estéreis. Utilize recipientes mais ou menos fechados e cultive em condições ambientais com iluminação e temperatura controladas. (Carvalho, 1999).

As variedades de bananeira propagam-se lentamente no campo, com 5 a 10 mudas por planta-mãe por ano. Planta-mãe podem ser obtidas mais de 200 mudas de bananeira cultivadas durante 8 meses por meio de cultura de tecidos (Oliveira; Silveira; Silva; 2001).

O plantio de mudas de bananeira micropropagadas é sem dúvida uma vantagem

em relação às mudas cultivadas por métodos tradicionais. Esse método de plantio produz uma produção mais uniforme e precoce do que as mudas tradicionais, com tempo de floração reduzido em quatro meses no primeiro ciclo de produção e produtividade por peso de planta aumentada em 30%. A quantidade também é maior ano a ano. (Façanha; Quisen; Lopes; 2020).

2.4. BENZILADENINA NA MICROPROPAGAÇÃO

A benziladenina é uma citocinina do tipo adenina. Suas principais funções fisiológicas incluem a divisão celular, o crescimento celular, aumentando os resultados efetivos, retardando o envelhecimento e inibindo o desenvolvimento das raízes. (Da Silva *et al.*, 2020).

No desenvolvimento dos explantes *in vitro*, os meios de cultura que forneceram nutrientes aos explantes, são ricos em reguladores de crescimento vegetal, destacando-se a o (BAP) 6-benzilaminopurina, estando entre as citocininas mais utilizadas no cultivo *in vitro* (Londe *et al.*, 2021).

A concentração ideal de citocinina no meio de cultura varia entre as espécies. (Nascimento *et al.*, 2020). Porém, acima de certa concentração, as citocininas podem produzir efeitos fitotóxicos no desenvolvimento morfológico dos explantes. (Porfírio *et al.*, 2019). Em alguns experimentos, foi observado um efeito da concentração endógena de citocinina na inibição do crescimento radicular. (Ribeiro *et al.*, 2021).

2.5. SACAROSE NA MICROPROPAGAÇÃO

A falta de fontes de carbono no meio de estabelecimento *in vitro* dificultará o desenvolvimento dos explantes, necessitando de energia exógena para promover o seu crescimento e desenvolvimento. Em condições *in vitro*, as plantas são heterotróficas e na ausência de fontes suplementares de energia provenientes de carboidratos, o crescimento e desenvolvimento dos órgãos das mudas ficam comprometidos (Guambe *et al.*, 2024).

A determinação do teor de sacarose no meio de cultura é fundamental para proporcionar adequado crescimento *in vitro* das mudas e otimizar o processo de micropropagação da espécie em estudo (De Castro *et al.*, 2022). Portanto, fontes de carboidratos são adicionadas ao meio nutriente para fornecer energia metabólica e esqueleto de carbono para a síntese de compostos orgânicos necessários ao crescimento

celular (Paulino *et al.*, 2021).

3. MATERIAL E MÉTODOS

O experimento foi conduzido *in vitro* no laboratório de biotecnologia da Universidade do Estado da Bahia - UNEB, no departamento de tecnologia e ciências sócias - DTCS, Campus III, Juazeiro - BA. Sendo utilizado o delineamento experimental, com quatro repetições em esquema fatorial 2x20, sendo os fatores constituídos por duas doses de sacarose e benziladenina, e vinte tratamentos (0-0; 0-1.25; 0-2.5; 0-3.75; 0-5.0; 15-0; 15-1.25; 15-2.5; 15-3.75; 15-5.0; 30-0; 30-1.25; 30-2.5; 30-3.75; 30-5.0; 45-0; 45-1.25; 45-2.5; 45-3.75; 45-5.0, Sacarose e BAP respectivamente).

Quadro 1. Tratamentos e suas respectivas doses.

| Tratamentos | Sacarose – (g/L) | BAP (Benzilaminopurina – mg/L) |
|-------------|------------------|-----------------------------------|
| T1 | 0 | 0 |
| T2 | 0 | 1,25 |
| T3 | 0 | 2,5 |
| T4 | 0 | 3,75 |
| T5 | 0 | 5 |
| T6 | 15 | 0 |
| T7 | 15 | 1,25 |
| T8 | 15 | 2,5 |
| T9 | 15 | 3,75 |
| T10 | 15 | 5 |
| T11 | 30 | 0 |
| T12 | 30 | 1,25 |
| T13 | 30 | 2,5 |
| T14 | 30 | 3,75 |
| T15 | 30 | 5 |
| T16 | 45 | 0 |
| T17 | 45 | 1,25 |
| T18 | 45 | 2,5 |
| T19 | 45 | 3,75 |
| T20 | 45 | 5 |

Para o meio de cultura utilizado no experimento 1, foi feito o meio MS- integral, Murashige; Skoog (1962), para estabilização dos explantes. Foram 2L de meio de cultura para encher 100 tubos de ensaio por volta de 15 ml cada, inicialmente duas soluções separadas de 1L foram preparadas, 1L de solução contendo 40 ml cada, do estoque 1, estoque 2, estoque 3, estoque 4, estoque 5 (1- Macronutrientes, 2 Micronutrientes, 3- Cálcio, 4- Ferro, 5- Vitamina+hexitol), 30g/l de sacarose, 250mg/l de carvão ativado e 1mg/l de BAP, no qual foram diluídos em um Erlenmeyer grande com capacidade para suportar esses 2L, com uma barra magnética (bailarina) ao fundo postos no agitador.

Após esse processo foi verificado o pH da solução, sendo o ideal pH 5,8, sendo necessário o ajuste do pH com Hidróxido de sódio (NaOH) para aumentar o pH da solução ou Ácido clorídrico (HCl) para diminuir o pH da solução, após o preparo da primeira solução o conteúdo foi então colocado em uma proveta grande e completado com água destilada esterilizada – ADE, até completar 1L.

Para o preparo da segunda solução de 1L contendo 14g de ágar e água destilada esterilizada – ADE, mediu-se 300ml de ADE em uma proveta e colocada em um béquer para facilitar o manuseio, em seguida 14g de ágar foi adicionado e a solução foi mexida com uma barra de vidro até misturar de forma uniforme, a solução foi levada ao micro-ondas para dissolver e foi observada a textura do ponto do ágar, sendo monitorada de 15 em 15 segundos. Após esse processo se completou o volume com ADE até 1L, misturou-se a segunda solução com a primeira ainda no agitador para que a solução final de 2L ficasse homogênea (Figura 1).

Figura 1. Preparação do meio de cultura de estabilização com carvão ativado.



FONTE: SANTOS-COSTA, G., 2024

Em seguida o material foi levado para câmara de fluxo, Fulwyler (1965); para verter o meio de cultura (Figura 2), a câmara de fluxo laminar foi previamente preparada e esterilizada conforme as recomendações, Lister (1857); para verter meio de cultura (Pasteur, 1860).

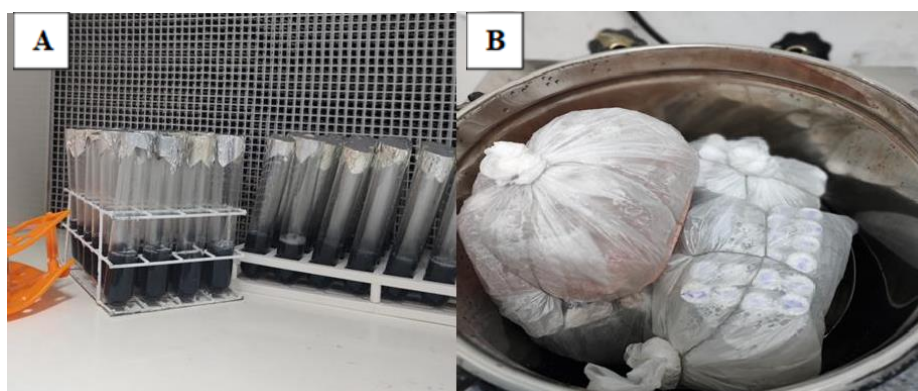
Figura 2- Preparação para verter meio de cultura de estabilização em câmara de fluxo laminar.



FONTE: SANTOS-COSTA, G., 2024.

Os tubos de ensaio foram assim preenchidos com 15 ml cada, após esse processo o meio de cultura foi devidamente embalado e autoclavado durante 20 minutos a uma temperatura de 121°C (250°F) e uma pressão de 15 psi (1 atm) (Figura 3), (Chamberland, 1880). Depois levado para a sala de crescimento ao aguardo dos explantes para estabilização.

Figura 3- Meio de cultura vertido e autoclavado. A- tubos de ensaio preenchidos com 15 ml de meio de cultura; B- meio de cultura embalado e autoclavado.



FONTE: SANTOS-COSTA, G., 2024.

As mudas para redução em explantes foram coletadas em campo, no Centro de

Agroecologia, Energias renováveis, e Desenvolvimento sustentável – CAERDS, localizado na Universidade do Estado da Bahia – UNEB, no Departamento de Tecnologias e Ciências Sociais – DTCS, Campus III. Foram coletadas mudas do tipo chifrinho (Figura 4).

Figura 4- Coleta em campo das mudas de banana cv. Prata Rio. A- Identificação da área; B- coleta de mudas tipo chifrinho; C- identificação das mudas tipo chifrinho; D- transporte das mudas do CAERDS até o DTCS.



FONTE: SANTOS-COSTA, G., 2024.

Após a coleta das mudas, as mesmas foram levadas para redução e posteriormente desinfecção de acordo com o protocolo padrão para o material vegetal da bananeira, com álcool etílico 70%, hipoclorito de sódio 2:1 e três lavagens de ADE (Figura 5).

Figura 5- Lavagem e redução das mudas. A- lavagem superficial para retirada de solo e primeira redução das mudas em fonte de explante; B- primeiro processo de desinfestação das fontes de explantes.



FONTE: SANTOS-COSTA, G., 2024.

Em seguida iniciou-se o processo de desinfecção na câmara de fluxo laminar flambando o rizoma de acordo com a realização dos cortes e redução; passando esse processo foram realizados os cortes finais para divisão do meristema.

Transferiu-se esses explantes para o meio de cultura já preparado e reservado na sala de crescimento anteriormente, após todos os explantes estarem em meio de cultura, foi realizada a vedação dos tubos de ensaio com papel filme (Figura 6). Durante esse processo, verificou-se que o meio de cultura previamente separado estava contaminado, dessa forma um novo meio de cultura foi preparado para dar continuidade ao experimento, dessa vez em potes de maionese.

Figura 6- Segunda redução dos explantes, segunda desinfestação (rizoma flambado) e micropropagação no meio de cultura de estabilização



FONTE: SANTOS-COSTA, G., 2024.

Foram embalados em sacos pretos e levados a câmara de crescimento por 10 dias no escuro (Figura 7), posteriormente os sacos pretos foram retirados e então os explantes passaram mais 20 dias na câmara sob a luz artificial.

Figura 7- Explantes em meio nutritivo de estabilização levados ao escuro durante 10 dias.

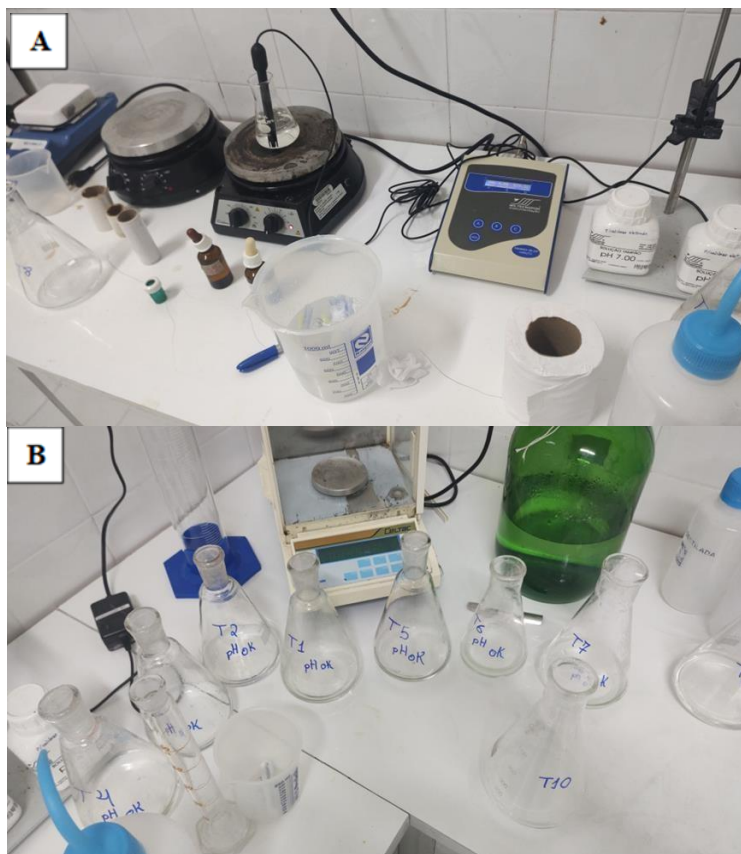


FONTE: SANTOS-COSTA, G., 2024.

Durante essa fase de estabilização dos explantes, os meios de cultura com os devidos tratamentos foram preparados.

Seguindo para o experimento 2, o meio de cultura foi preparado seguindo as orientações referentes a preparação do meio de cultura de estabilização do experimento 1, em partes, pois ocorre a variação de diferentes doses de sacarose e a adição de diferentes doses de benziladenina (BAP), dessa forma até certo ponto o meio de cultura foi preparado em conjunto e depois separado em 20 partes seguidas, que deram origem aos tratamentos do experimento (Figura 8). Nesse momento foi importante vedar a boca de cada erlenmeyer com papel filme manuseando um por um de acordo com a necessidade, dessa forma foi possível controlar contaminações externas durante a preparação dos meios de cultura. Posteriormente foi vertido, autoclavado e armazenado na câmara de crescimento a espera dos explantes que serão micropropagados após os 30 dias do experimento 1.

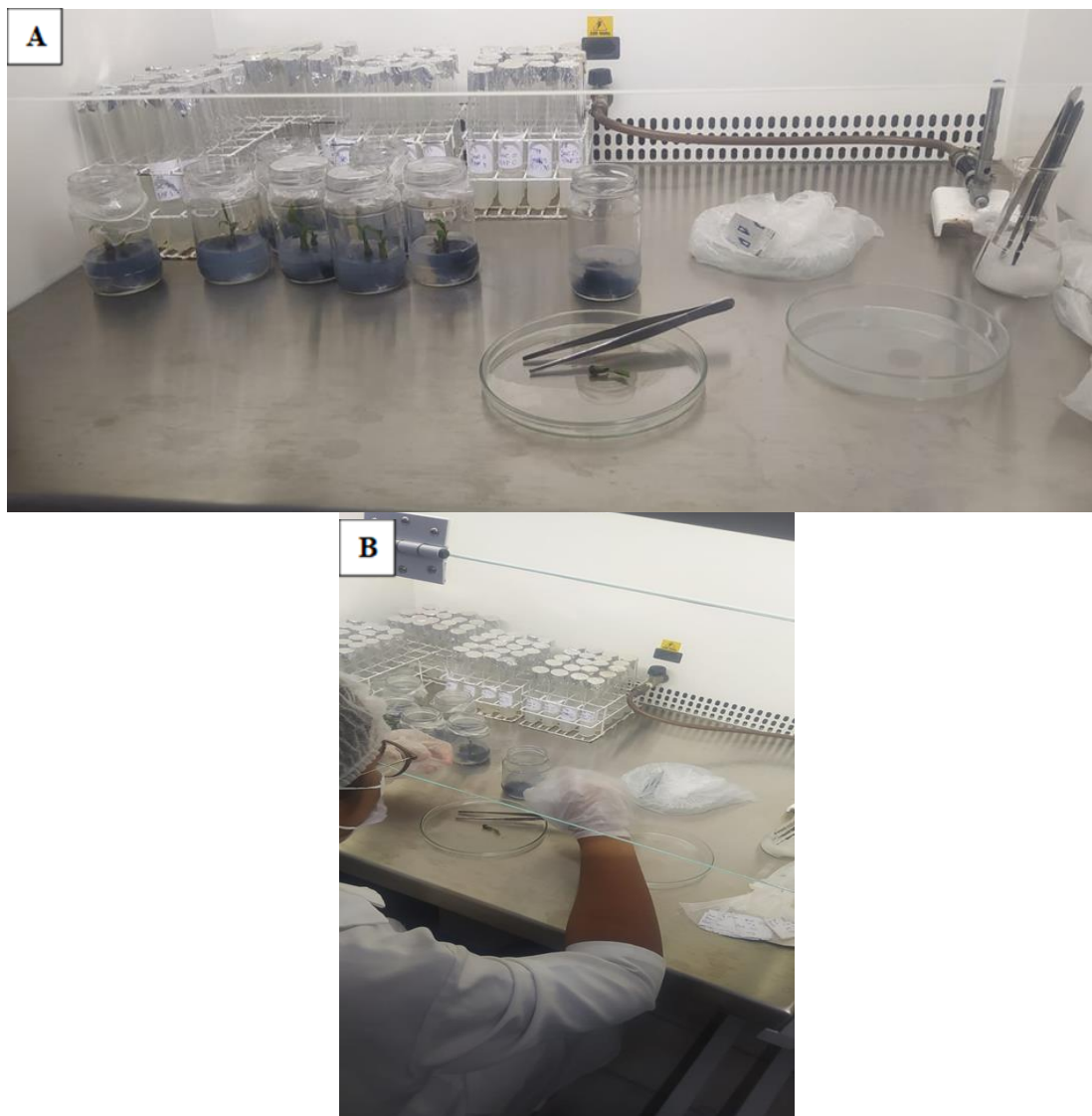
Figura 8- Preparação dos meios de cultura fracionados de acordo com os tratamentos. A- Medição do pH de todos os tratamentos; B- separação e vedação com papel filme em cada erlenmeyer.



FONTE: SANTOS-COSTA, G., 2024.

A micropropagação (Figura 9), Schleiden e Schwann (1838); das brotações dos explantes foi então realizada, antes do procedimento os explantes contaminados foram descartados, nessa etapa, notou-se que a quantidade de explantes contaminados (Figura 10) foi bastante considerável interferindo na montagem do experimento, como a quantidade de explantes disponíveis foi reduzida pelas contaminações, foi necessário reduzir o experimento utilizando a quantidade de explantes disponíveis. Assim finalmente ocorreu a micropropagação dos mesmos já estabilizados para os meios de cultura contendo as variações de tratamentos selecionadas (Tabela 1).

Figura 9- Micropropagação dos explantes do meio de cultura de estabilização para os meios de cultura contendo os tratamentos. A- Organização para início da micropropagação; B- repicagem dos explantes.



FONTE: SANTOS-COSTA, G., 2024.

Figura 10- Explante contaminado com esporulação fúngica.



FONTE: SANTOS-COSTA, G., 2024.

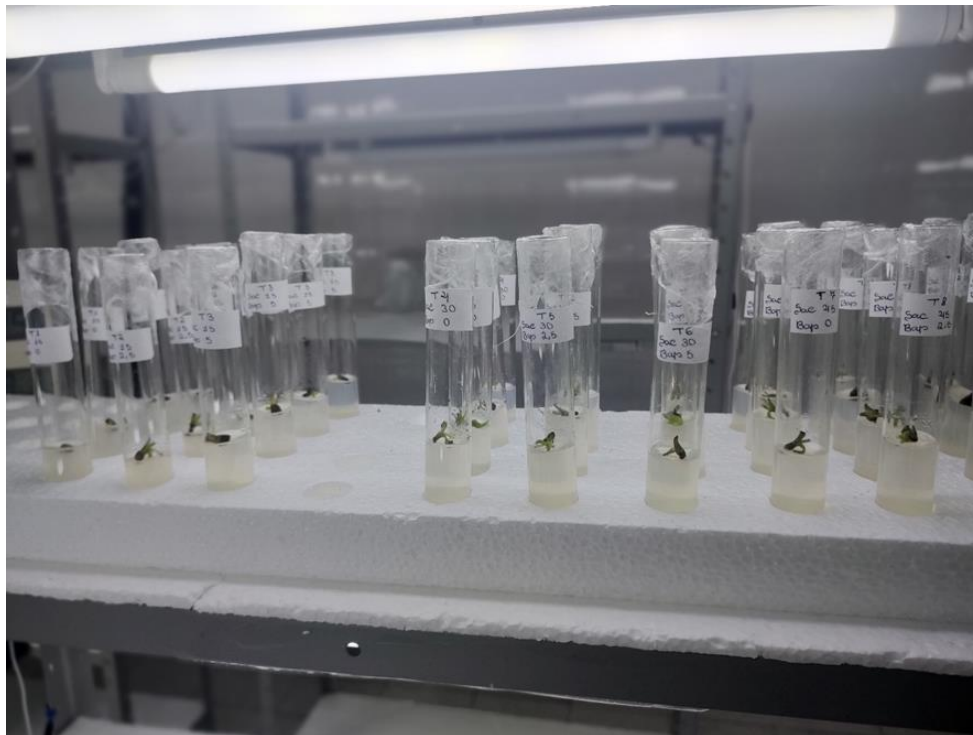
Tabela 1. Identificação dos tratamentos e suas respectivas doses de BAP e Sacarose

| Tratamentos | Sacarose – (g/L) | BAP (Benzilaminopurina – mg/L) |
|-------------|------------------|-----------------------------------|
| T1 | 15 | 0 |
| T2 | 15 | 2,5 |
| T3 | 15 | 5 |
| T4 | 30 | 0 |
| T5 | 30 | 2,5 |
| T6 | 30 | 5 |
| T7 | 45 | 0 |
| T8 | 45 | 2,5 |
| T9 | 45 | 5 |

Os explantes foram levados para a câmara de crescimento sob as condições ideais para o pleno desenvolvimento, com temperatura de 25°C sendo ideal para a maioria das culturas em seu desenvolvimento inicial, e iluminação fornecida em lâmpadas fluorescentes ou LED'S com espectros específicos (George et al, 2008).

Dessa forma, iniciou-se o processo de avaliação em decorrência dos tratamentos (Figura 11) Depois de uma semana os explantes foram reposicionados no meio de cultura.

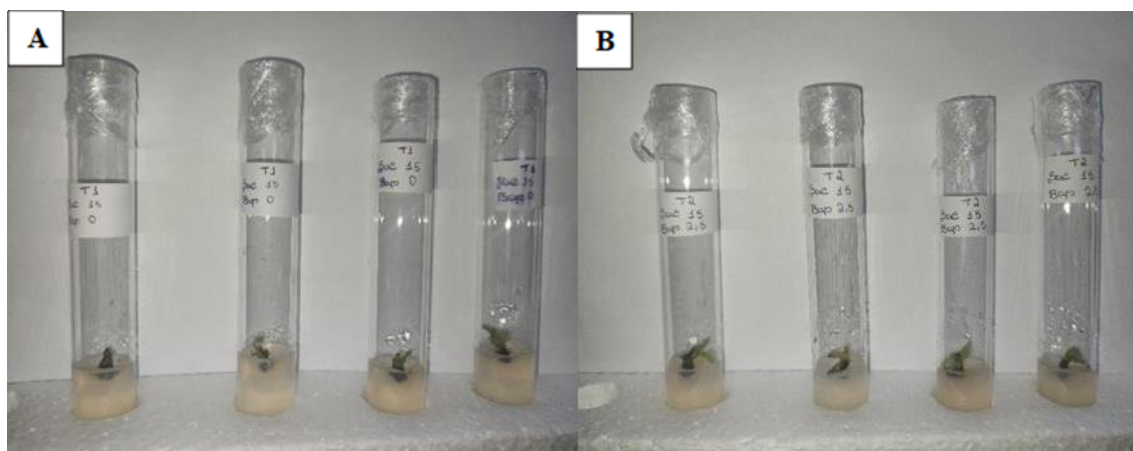
Figura 11- Explantes em decorrência dos tratamentos 6 dias após a micropropagação.

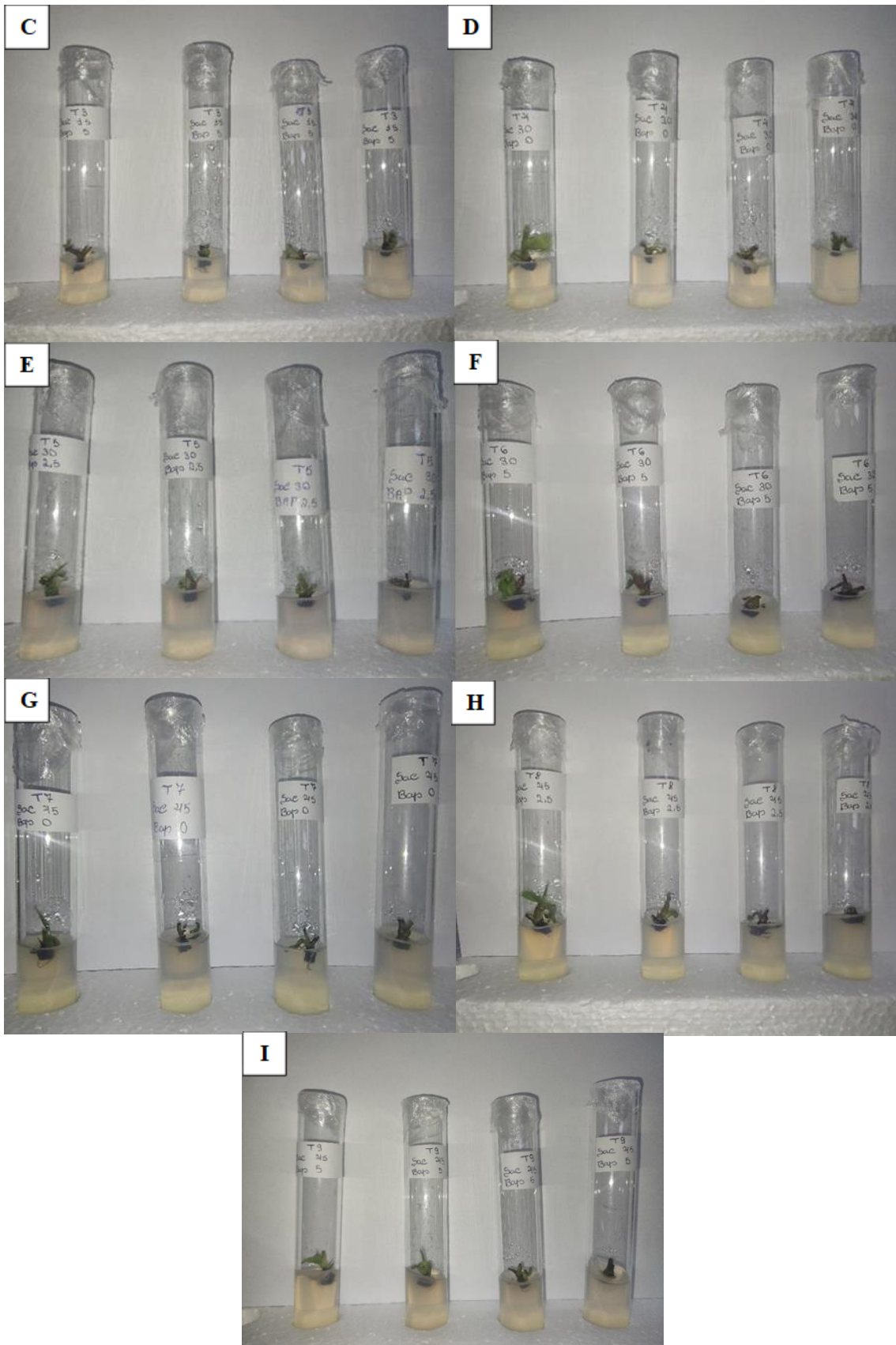


FONTE: SANTOS-COSTA, G., 2024.

Após 14 dias (Figura 12) foi observado o desenvolvimento dos explantes, assim como os níveis de contaminação no meio de cultura.

Figura 12- Explantes após 14 dias e recentralizados. A- T1; B- T2; C- T3; D- T4; E- T5; F- T6; G- T7; H- T8; I- T9.





FONTE: SANTOS-COSTA, G., 2024.

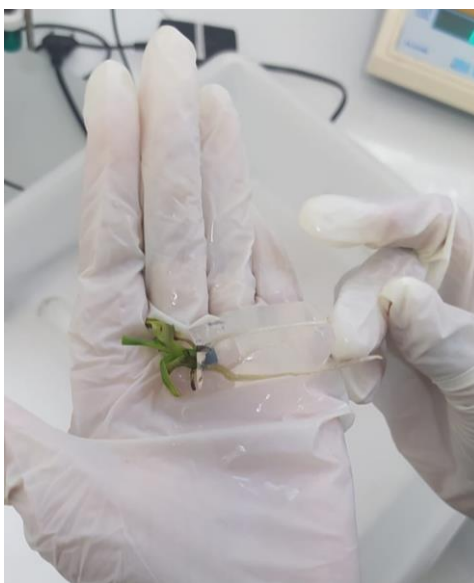
Após 30 dias (Figura 13) realizou-se as análises. Os dados avaliados foram submetidos à análise de variância, as médias dos tratamentos foram comparados pelo teste de Scott-Knott a 5% de probabilidade. Os dados sofreram transformações de acordo com a fórmula: $\sqrt{(X+k)}$ com o intuito de deixar os mesmos dentro da normalidade. as variáveis numero e comprimento de raízes foram submetidos à análise de regressão sendo selecionado os modelos com base no coeficiente de determinação (R^2) que apresentasse um maior grau de confiabilidade.

Figura 13- Avaliação dos explantes após 30 dias.



FONTE: SANTOS-COSTA, G., 2024.

Figura 14- Retirada dos explantes dos tubos de ensaio.



FONTE: SANTOS-COSTA, G., 2024.

Figura 15- Avaliação da massa da matéria fresca.



FONTE: SANTOS-COSTA, G., 2024.

Figura 16- Avaliação do comprimento.



FONTE: SANTOS-COSTA, G., 2024.

4. RESULTADOS E DISCUSSÃO

As contaminações ocorreram tanto na fase de estabilização quanto na fase de multiplicação, porém na fase de multiplicação foi onde ocorreram maiores taxas de contaminação com uma porcentagem de 50%, já na fase de estabilização ocorreram contaminações que chegaram a uma taxa de 40%, embora na fase de multiplicação a contaminação tenha sido maior, o nível das contaminações não inviabilizaram o crescimento dos explantes, já na fase de estabilização ocorreram percas por contaminação de forma significativa.

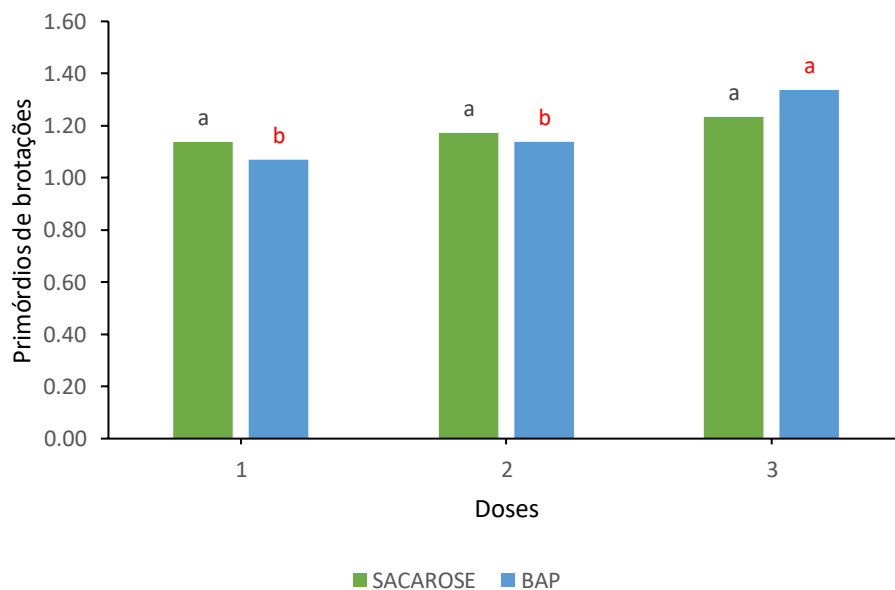
A oxidação dos explantes é um problema frequentemente encontrado no cultivo *in vitro* da bananeira como também observado em outras culturas que é caracterizado pelo escurecimento dos tecidos repicados no explante (Utino; Carneiro, 2001), a porcentagem de oxidação no experimento foi de 100%, o que pode ser devido à alta liberação de compostos fenólicos do tecido, bem como as altas concentrações de reguladores de crescimento no meio de cultura, como em explantes de banana, cuja oxidação leva ao escurecimento eventual morte do tecido (RANDON et al, 2019) No entanto notou-se que o nível de oxidação não interferiu no desenvolvimento dos explantes.

As variáveis comprimento da parte aérea, e massa fresca total não apresentaram significância quando comparadas pelo teste skott e knott, diferindo das variáveis primórdios de brotações, número de folhas, massa da matéria fresca da parte aérea, número de raízes, comprimento da maior raiz e massa da matéria fresca das raízes.

4. 1. PRIMÓRDIOS DE BROTAÇÕES

Houve efeito significativo para o número de brotações ao comparar as médias das doses de BAP, diferenciando a maior dose (5mg/L) (figura 17). Analisando a interação das doses de BAP dentro das doses de sacarose, a dose (5mg/L) diferenciou-se estatisticamente na maior dose de sacarose (45g/L) (tabela 2). Destacando assim o Tratamento 9 (5mg/L e 45g/L) (tabela 2).

Figura 17- Comparação de média de primórdios de Brotações de acordo com as doses de sacarose e BAP



Médias seguidas por mesma letra não diferem entre si pelo teste de Scott Knott ($p < 0,05$)

Tabela 2. Desdobramento da interação dos efeitos de BAP dentro das doses de Sacarose na variável primórdios de brotações

| Doses SAC | Doses BAP | | |
|-----------|-----------|----------|---------|
| | 0 mg/L | 2,5 mg/L | 5 mg/L |
| 15g/L | 1,21 Aa | 1,10 Aa | 1,10 Aa |
| 30g/L | 1,00 Aa | 1,10 Aa | 1,41 Aa |
| 45g/L | 1,00 Ba | 1,21 Ba | 1,49 Aa |
| C.V. | 22,00 | | |

Médias seguidas por mesma letra, minúscula na coluna e maiúscula na linha não diferem entre si pelo teste de Scott Knott ($p < 0,05$);

4. 2. NÚMERO DE FOLHAS

A variável número de folhas não obteve resultados significantes em relação as diferentes dosagens de sacarose em conjunto com as diferentes dosagens de BAP, porém o tratamento T4 obteve o menor número de folhas (Figura 18) e presença do desenvolvimento de raízes (Figura 19) pois obteve diferenciação nas dosagens e ausência de BAP em relação a dosagem de sacarose 30g/L. como já citado por lemes (2016) anteriormente, pesquisas estabelecem uma conexão entre a presença de sacarose no meio de cultura e o desenvolvimento das raízes. E de acordo com a dosagem, pode ser tanto

negativamente quanto positivamente. Dessa forma, a ausência do BAP na presença dessa dosagem de 30g/L de sacarose interferiu no seu desenvolvimento da parte aérea e estimulou o desenvolvimento de raízes.

Figura 18- Comportamento do número de folhas ao longo dos tratamentos

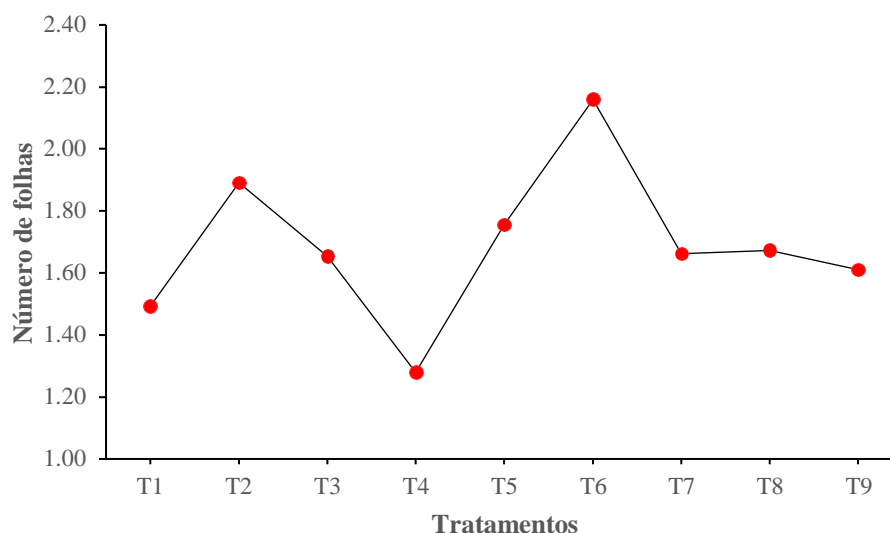
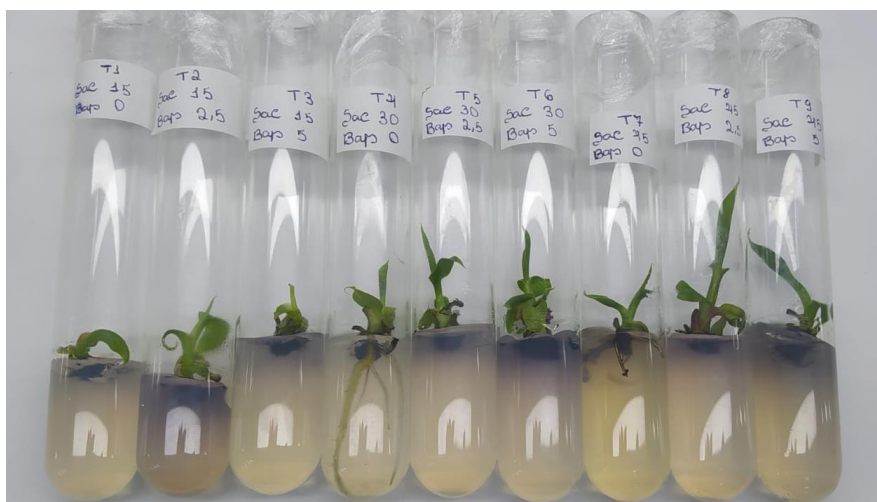


Figura 19 – Desenvolvimento acentuado de raízes no tratamento T4.



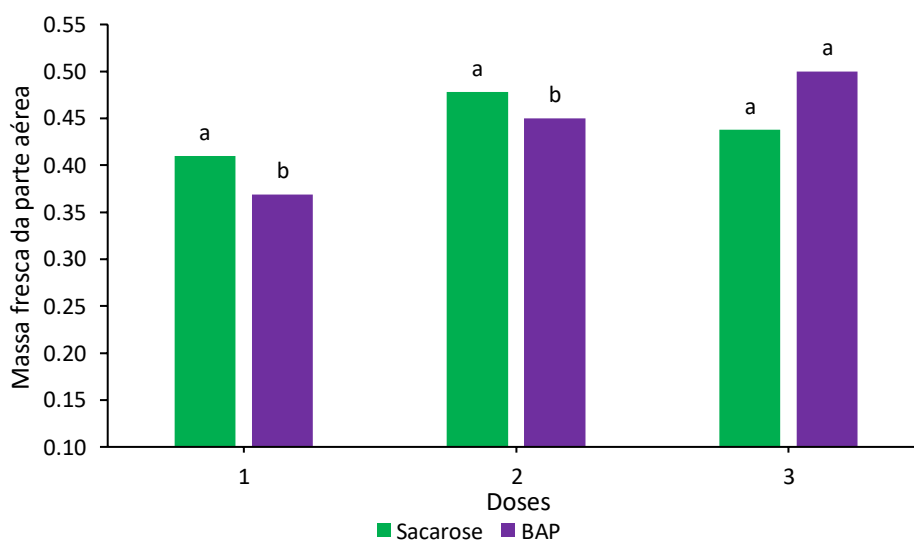
FONTE: SANTOS-COSTA, G., 2024.

4. 3. MASSA DA MATÉRIA FRESCA DA PARTE AÉREA

Houve significância da massa fresca da parte aérea (Figura 20), sendo as dosagens de 0mg/L de BAP as que possuíram menores valores de massa fresca em concomitância com as diferentes dosagens de sacarose, o que vai de acordo com o que Copatti *et al*, 2019, diz que as citocininas promovem efetivamente a reprodução em uma variedade de

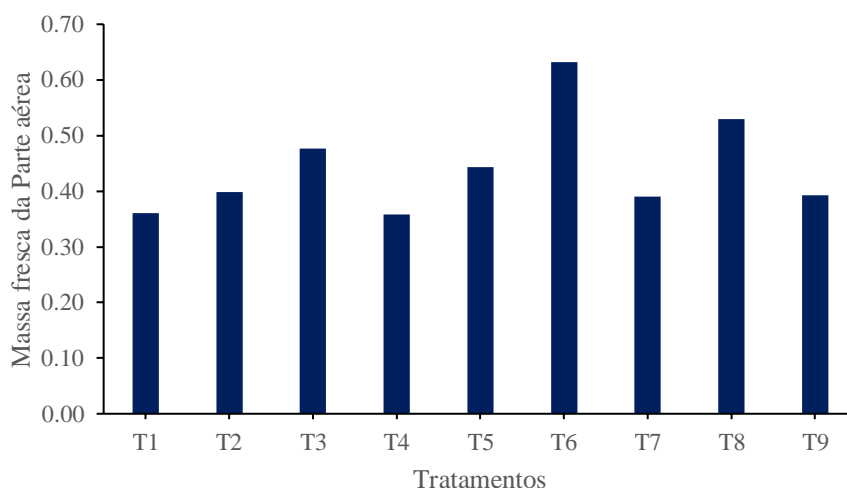
espécies, afetando a divisão celular e a liberação de botões axilares. Sendo a dosagem de sacarose 2 (30g/L) em conjunto com a terceira de BAP (5g/L) referindo-se ao tratamento T6 (Figura 21), o qual teve o maior incremento de forma significativa de massa fresca da parte aérea.

Figura 20 – Diferenciação das doses de Sacarose e BAP refletida na variável massa seca da parte aérea.



Médias seguidas por mesma letra não diferem entre si pelo teste de Scott Knott ($p < 0,05$)

Figura 21 – Comportamento dos tratamentos na variável Massa fresca da parte aérea.



4. 4. NÚMERO DE RAÍZES

O número de raízes foi significativo para o tratamento T7 com dosagem de 45g/L de sacarose e dosagem zero de BAP (tabela 3), o que vai de acordo com Domingues; Tulmann; Mendes (1996) onde afirmam que a falta de reguladores de crescimento induz

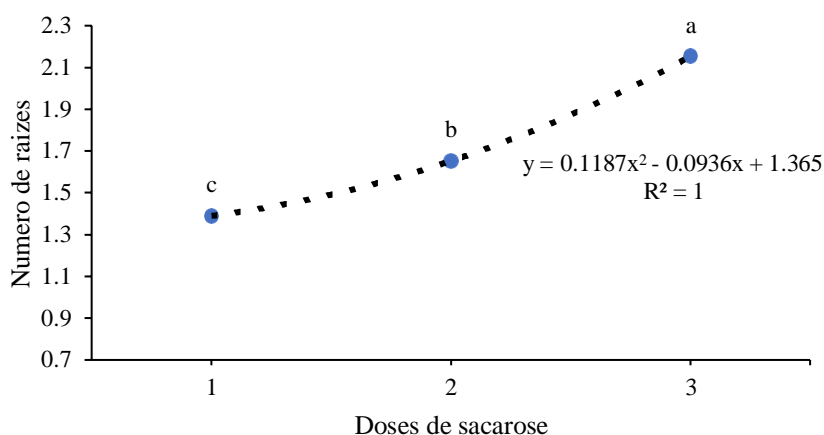
a proliferação de raízes. Houve diferenciação entre as diferentes doses de sacarose em relação a dosagens zero de BAP (Figura 22), sendo a dosagem 45g/L de sacarose a que apresentou o maior número de raízes, seguida da dosagem de 30g/L. já a dosagem de 15g/L de sacarose apresentou menor número de raiz. Teve significância das diferentes dosagens de BAP de acordo com as diferentes dosagens de sacarose, na dosagem de sacarose 15g/L a dosagem de BAP que apresentou maior número de raízes foi na dosagem zero de BAP, assim como nas dosagens de 30g/L e 45g/L de sacarose.

Tabela 3. Comportamento dos tratamentos referente a variável Número de raiz

| Tratamentos | Número de raiz |
|-------------|----------------|
| T1 | 1,39 c |
| T2 | 1,00 d |
| T3 | 1,00 d |
| T4 | 1,62 b |
| T5 | 1,00 d |
| T6 | 1,00 d |
| T7 | 2,15 a |
| T8 | 1,00 d |
| T9 | 1,10 d |
| C.V. | 11,97 |

Médias seguidas por mesma letra não diferem entre si pelo teste de Scott Knott ($p < 0,05$);

Figura 22. Comportamento das doses de sacarose dentro das dosagens de BAP 0 mg/L.



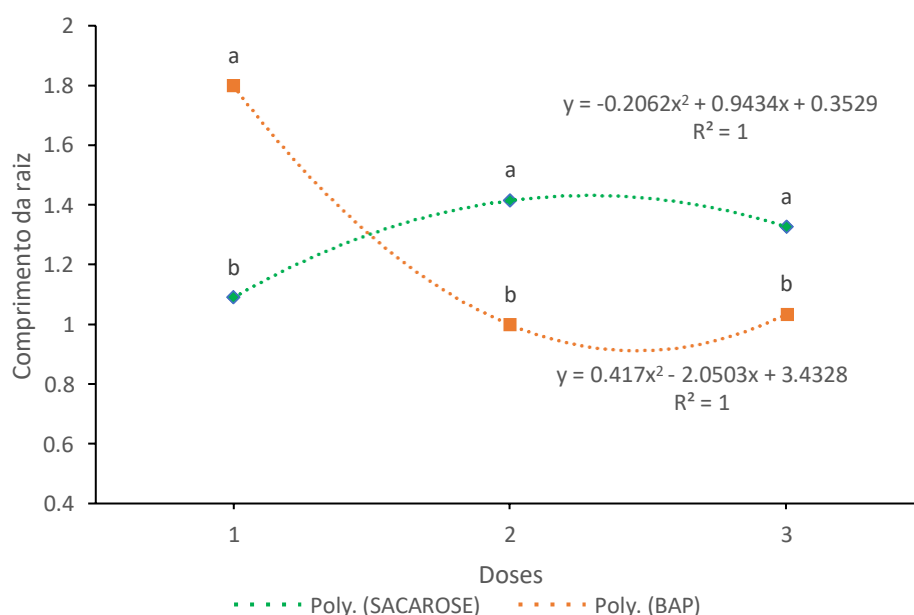
Médias seguidas por mesma letra não diferem entre si pelo teste de Scott Knott ($p < 0,05$);

4. 5. COMPRIMENTO DA MAIOR RAÍZ

O comprimento de raízes foi significativo para a dosagem de sacarose 15g/L apresentando o menor comprimento, já as dosagens 30g/L e 45g/L apresentaram os

maiores comprimentos não se diferenciando entre si, todas as dosagens de sacarose que apresentaram significância foi sob o efeito da dosagem zero de BAP (Figura 23). A dosagem de sacarose que possuiu o maior comprimento de raiz dentro das dosagens zero de BAP foi a de 30g/L tratamento T4, seguido dos tratamentos T7 e T1. Não houve significância no comprimento de raiz para a dosagem 15g/L de sacarose nas diferentes dosagens de BAP (Tabela 4).

Figura 23. Diferenciação estatística separada das dosagens de sacarose e BAP



Médias seguidas por mesma letra não diferem entre si pelo teste de Scott Knott ($p < 0,05$);

Tabela 4. Desdobramento da interação dos efeitos de BAP dentro das doses de Sacarose na variável comprimento da Raiz

| Doses SAC | Doses BAP | | |
|-----------|-----------|----------|---------|
| | 0 mg/L | 2,5 mg/L | 5 mg/L |
| 15g/L | 1,28 Ac | 1,00 Aa | 1,00 Aa |
| 30g/L | 2,24 Aa | 1,00 Ba | 1,00 Ba |
| 45g/L | 1,88 Ab | 1,00 Ba | 1,10 Ba |
| C.V. | 19,26 | | |

Médias seguidas por mesma letra, minúscula na coluna e maiúscula na linha não diferem entre si pelo teste de Scott Knott ($p < 0,05$);

4. 6. MASSA DA MATÉRIA FRESCA DAS RAÍZES

Ocorreu diferenciação na massa fresca das raízes nas dosagens zero BAP, sendo a dosagem de sacarose 30g/L a que mais se diferenciou (Tabela 5) indo de acordo com a

variável comprimento de raízes, na qual o tratamento T4 possuiu maior comprimento.

Tabela 5. Desdobramento da interação dos efeitos de BAP dentro das doses de Sacarose na variável massa fresca das raízes

| Doses SAC | Doses BAP | | |
|-----------|-----------|----------|---------|
| | 0 mg/L | 2,5 mg/L | 5 mg/L |
| 15g/L | 1,02 Ab | 1,00 Aa | 1,00 Aa |
| 30g/L | 1,08 Aa | 1,00 Ba | 1,00 Ba |
| 45g/L | 1,05 Ab | 1,00 Ba | 1,01 Ba |
| C.V. | 2,13 | | |

Médias seguidas por mesma letra, minúscula na coluna e maiúscula na linha não diferem entre si pelo teste de Scott Knott ($p < 0,05$);

5. CONCLUSÃO

Obteve-se desenvolvimento em todas as concentrações de reguladores utilizadas, sendo o tratamento 45 g L⁻¹ de sacarose + 5 mg L⁻¹ de BAP o que apresentou a maior média de produção de brotos *in vitro* na cultivar prata rio e o tratamento 30 g L⁻¹ de sacarose + 5 mg L⁻¹ de BAP o que apresentou maior média de massa fresca da parte aérea, podendo ser utilizado na produção dessa cultivar de acordo com ajustes durante os subcultivos.

REFERÊNCIAS

BANDEIRA, Juliana Magalhães et al. Diferentes tipos de vedações dos frascos e concentrações de sacarose na micropropagação de *Thymus vulgaris* L. Revista Brasileira de Biociências, v. 5, n. S2, p. 474-476, 2007.

BEZZERA, Rafaela Maria de França et al. Efeito de 6-benzilaminopurina sobre a propagação in vitro de *Mimosa caesalpiniiifolia* Benth.(Fabaceae). Revista Árvore, v. 38, p. 771-778, 2014.

BORGES, Ana Lúcia et al. A cultura da banana. 2006.

CARVALHO, J. M. F. C. Técnicas de micropropagação. 1999.

CAMPELO, M. E. da S.; MORAIS, A. C. da S.; SILVA, J. F. da; SOUSA, A. M. C.; SOUZA, J. W. N. de. Caracterização e aceitação sensorial de banana prata (musa paradisíaca) produzida em sistemas orgânico e convencional / Sensory characterization and acceptance of prata banana (musa paradisíaca) produced in organic and conventional systems. Brazilian Journal of Development, [S. l.], v. 6, n. 9, p. 65623–65640, 2020.

COPATTI, ANDRIO SPILLER et al. BAP NO CULTIVO IN VITRO DE LÚPULO CASCADE, 2019.

COSTA, Frederico Henrique da Silva et al. Efeito da interação entre carvão ativado e N6-benzilaminopurina na propagação in vitro de bananeira, cv. Grand Naine (AAA). Revista Brasileira de Fruticultura, v. 28, p. 280-283, 2006.

DA SILVA, Cristiano Pereira et al. Reguladores vegetais no crescimento e desenvolvimento de plantas cultivadas in vitro. **AGRICULTURA 4.0**, 2020.

DE ARAÚJO FILHO, José Ribeiro. A cultura da banana no Brasil. Boletim Paulista de Geografia, n. 27, p. 27-54, 1957.

DE CASTRO, Renan Leandro Matos et al. CULTIVO IN VITRO DE MARGARIDA EM DIFERENTES CONCENTRAÇÕES DE SACAROSE. **15º JORNADA CIENTÍFICA E TECNOLÓGICA E 12º SIMPÓSIO DE PÓS-GRADUAÇÃO DO IFSULDEMINAS**, v. 14, n. 1, 2022.

DOMINGUES, E. T.; TULMANN NETO, A.; MENDES, B. M. J.. Indução de estruturas embriogênicas em tecidos de rizoma e pseudocaule de bananeira. *Bragantia*, v. 55, n. 1, p. 1–8, 1996.

DOS SANTOS-SEREJO, Janay Almeida et al. Micropropagação da bananeira. 2009.

DOS SANTOS SOUZA, Darliane Veras et al. Pós-colheita de bananas ‘Prata Rio’ sob armazenamento refrigerado. **Revista Verde de Agroecologia e Desenvolvimento Sustentável**, v. 14, n. 2, p. 343-348, 2019.

FAÇANHA, D. C.; QUISEN, R. C.; LOPES, R. Metodologia para micropropagação do plátano cultivar Pacovan. 2020.

FARIA, G. L.; TEIXEIRA, J. A. L.; SOUZA, A. K. de M.; SILVA, L. de J.; SILVA, L. de J.; SOARES, C. F.; SILVA, J. P. M. da; AGUIAR, F. S.; FONSECA, S. N. A.; DIAS, W. P. A. Physical and chemical characteristics of catarina silver banana in conventional and organic cultivation. **Seven Editora**, [S. l.], p. 157–166, 2024.

FIORAVANÇO, João Caetano et al. Mercado mundial da banana: produção, comércio e participação brasileira. **Informações econômicas**, v. 33, n. 10, p. 15-27, 2003.

FREITAS, W. DA S.; RAMOS, M. M.; COSTA, S. L. DA. Demanda de irrigação da cultura da banana na bacia do Rio São Francisco. *Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental*, v. 12, n. 4, p. 343–349, jul. 2008.

GAMBORG, O. L. et al. Plant tissue culture media. *In vitro*, v. 12, n. 7, p. 473-478, 1976.

GARCIA, F. R. et al.. Micropropagação de *Aechmea miniata* e *Aechmea blanchetiana*. **Rodriguésia**, v. 72, p. e01322018, 2021.

GEORGE, E. F., HALL, M. A., & DE KLERK, G. J.. *Plant propagation by tissue culture* (3rd ed.). Springer. 2008.

GUERRA, Hamilton Gurgel. **Cultivo da banana**. Clube de Autores, 2020.

HENRIQUE CONDELA GUAMBE, Belton; MULIMA, Eduardo Pinto; MANUELA DE FRANCA BETTENCOURT, Gisela. Necessidade de sacarose no cultivo in vitro de bananeira (*Musa* spp). **BioEns@ios**, Campinas, SP, v. 2, n. 00, p. e024002, 2024.

IBGE - Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística. Produção Agrícola Municipal. Disponível em: <https://sidra.ibge.gov.br/home/ipp/brasil>

LEMES, Camila Soares Rosa et al. Meios de cultivo e sacarose no crescimento inicial in vitro de *Miltonia flavescens*. *Ciência Rural*, v. 46, p. 499-505, 2016.

LONDE, L. C. N.; ROCHA, S. S.; PIMENTA, S.; CALAES, J. G. A Produção de orquídeas no Brasil. Espectros luminosos e BAP (6-benzilaminopurina) no cultivo in vitro de orquídeas *Epidendrum lilas*1. Circular técnica, ISSN 0103-4413, n. 334 – fevereiro 2021.

MATOS, A. P. DE VASCONCELOS, J. A. R. Simão, A. H. Práticas de cultivo para a cultura da banana no Estado do Tocantins. *Embrapa Mandioca e Fruticultura*, p. 43, 2019.

NAPOLEÃO, G. M.; JESUS, P. R. R.; LEONEL, S. Cultivar diversification of banana production in Brazil. *Agronomy Science and Biotechnology*, v. 7, p. 1-14, 10 May 2021.

NASCIMENTO, A. R.; MARQUES, L. K. S.; SANTANA, A. L. A.; MENENZES, A. C. P.; DE SOUZA, J. C. proliferação in vitro do híbrido experimental de gérbera dtcsii em diferentes concentrações de 6-benzilaminopurina. **Revista Ouricuri**, [S. l.], v. 9, n. 2, p. 001–006, 2020.

NUNES, Geisianny Pereira et al. Meios de cultivo e sistemas de micropropagação no crescimento in vitro e estabelecimento ex vitro de orquídeas nativas do Cerrado. 2021.

OLIVEIRA, R. P. De.; SILVEIRA, D. G.; SILVA, S. De O. E. Concentração de bap e a eficiência de micropropagação de bananeira tetraplóide (grupo AAAB). **Scientia Agricola**, v. 58, n. 1, p. 73–78, jan. 2001.

PAULINO, M. A. P. de P.; MARTINS, V.; SILVA, A. P. R. da; KARSBURG, I. V.; SILVA, J. C.; CORBELLINI, M.; RONDON, M. J. P. Desenvolvimento in vitro de *Cyrtopodium Cachimboense* l. C. Menezes em diferentes níveis de sacarose / In vitro development of *Cyrtopodium Cachimboense* l. C. Menezes in different levels of sucharose. **Brazilian Journal of Development**, [S. l.], v. 7, n. 2, p. 18844–18860, 2021.

PORFÍRIO, Kennedy de Paiva; Titon, Miranda; CASTRO, Ana Caroline Macedo de; PEREIRA, Israel Marinho; KNEGT, Rafael Antonius Pfeilsticker de. Multiplicação in vitro de *Xylopia aromatica* em diferentes meios de cultura e concentrações de

BAP. *Pesquisa Florestal Brasileira*, [S. l.], v. 39, n. 1, 2019.

RONDON, Melca Juliana Peixoto; SOUSA, Tacia Ivila de; ARAUJO, Danielly Aparecida Amorim; ARAUJO, Ingrid Slusarski; FERNANDES, Dayane Ávila. BENEFÍCIOS DO CARVÃO ATIVADO NO MEIO DE CULTURA PARA OS EXPLANTES DE BANANA PRATA, NANICA E TERRA. **CONNECTION LINE - REVISTA ELETRÔNICA DO UNIVAG**, [S. l.], n. 21, 2019. DOI: 10.18312/connectionline.v0i21.1391.

RANJHA, M. M. A. N., IRFAN, S., NADEEM, M., & MAHMOOD, S. Uma revisão abrangente sobre o valor nutricional, usos medicinais e processamento de banana. *Food Reviews International*, 38(2), 199–225, 2020.

RIBEIRO, Carlos Henrique Milagres et al. ATUAÇÃO DO BAP NO ENRAIZAMENTO IN VITRO DE EXPLANTES DE PITAIA VERMELHA (HYLOCEREUS UNDATUS). **Revista Científica Rural**, v. 23, n. 1, p. 31-43, 2021.

ROCHA, S. L.; GERUM, A. F. A. DE A.; SANTANA, M. DO A. Canais de comercialização de banana in natura no Brasil .Embrapa Mandioca e Fruticultura. 2021.

ROCHA, H. S. Luz e sacarose na micropropagação da bananeira'prata anã': alterações morfoanatômicas. 98f. 2005. Tese de Doutorado. Dissertação (Mestrado em Fisiologia vegetal)-Universidade Federal de Lavras, Lavras, 2005.

SÁ, Maria Eugênia Lisei De; BRAGA, Marcelo Fidelis. Avaliação de protocolo para obtenção de mudas micropropagadas de bananeira cv. Prata-anã (subgrupo AAB). *Revista Brasileira de Fruticultura*, v. 24, p. 236-239, 2002.

SIVAKUMAR, P.; visalakshi, M. In vitro micropropagation of banana cv. Poovan (AAB). *Journal of Applied Horticulture*, v. 23, n. 1, p. 37-41, 2021.

SOUSA, Abreu Sousa et al. A Produção de Banana e seus Impactos Socioeconômicos no Desenvolvimento da Microrregião de Araguaína-TO. 2019.

ULISSES, C., MORAIS, M., BARBOSA, M. R., ALBUQUERQUE, C. C., WILLADINO, L., & CAMARA, T. R. Physiological development of zygotic embryos of heliconias propagated in vitro and conventionally. *Horticultura Brasileira*, 36(2), 229–234, 2018.

UTINO, S.; CARNEIRO, I. F.. CRESCIMENTO E OXIDAÇÃO DE EXPLANTES DE BANANEIRA-PRATA (Musa AAB) IN VITRO: I. CONCENTRAÇÕES DE SAIS DE FERRO, COBRE E ZINCO. Revista Brasileira de Fruticultura, v. 23, n. 2, p. 225–229, ago. 2001.