



Foto: Fernando Goes

OBJETIVOS DE
DESENVOLVIMENTO
SUSTENTÁVEL



COMUNICADO
TÉCNICO

144

Manaus, AM
Fevereiro, 2020



Metodologia para micropropagação do plátano cultivar Pacovan

Daniele Coelho Façanha
Regina Caetano Quisen
Ricardo Lopes

Metodologia para micropropagação do plátano cultivar Pacovan¹

¹ Daniele Coelho Façanha, biotecnóloga, Manaus, AM. Regina Caetano Quisen, engenheira florestal, D.Sc. em Agronomia (Produção Vegetal), pesquisadora da Embrapa Floresta, Colombo, PR. Ricardo Lopes, engenheiro-agrônomo, D.Sc. em Agronomia (Genética e Melhoramento de Plantas), pesquisador da Embrapa Amazônia Ocidental, Manaus, AM.

No Brasil considera-se plátano somente a banana do tipo Terra, conhecida como Pacovan (no Amazonas), D'Angola, Banana-comprida, Banana-da-terra ou Farta-velhaco, em outros estados, consumida preferencialmente cozida, frita, assada, na forma de mingau ou utilizada no preparo de farinha (Cunha, 2019). O plátano cultivar Pacovan é amplamente cultivado no estado do Amazonas (Borges, 2016), seus frutos podem atingir até 26 cm de comprimento e pesar meio quilo, cuja polpa é mais consistente que a da banana (Cunha, 2019).

Assim como ocorre com as demais cultivares de bananeira, os plantios do plátano cultivar Pacovan são estabelecidos, predominantemente, com mudas de propagação vegetativa produzidas pelo método convencional, ou seja, a partir de perfilhos ou brotos laterais obtidos de plantas adultas de plantios estabelecidos (Alves et al., 2004; Borges, 2016). No entanto, devido a diversas vantagens do uso das mudas provenientes de micropropagação, os sistemas de produção de bananeira desenvolvidos pela Empresa Brasileira de

Pesquisa Agropecuária (Embrapa) têm recomendado o uso prioritário desse tipo de muda em detrimento das mudas obtidas pelo método convencional (Pereira et al., 2010; Borges, 2016).

O plantio de mudas de bananeira micropropagadas é indiscutivelmente mais vantajoso em comparação ao plantio de mudas advindas do método convencional, visto que propicia a clonagem de plantas selecionadas em menor escala de tempo, com uniformidade e superior qualidade sanitária (Alves et al., 2004; Borges, 2016). Além dessas vantagens, destaca-se o fato da produção em grande escala de plantas em espaço físico reduzido (Souza et al., 2006; Santos-Serejo et al., 2009). É o tipo de plantio que tem produção mais uniforme e precoce do que o estabelecido com mudas convencionais, com redução de até quatro meses para início do florescimento no primeiro ciclo de produção, e produtividade em peso de cachos até 30% superior, além disso são mais precoces também na produção de perfilhos, com estes em maior número por ano (Souza et al., 2006).

Considerando as vantagens do uso das mudas micropropagadas e a importância do cultivo do plátano cultivar Pacovan na região Norte do País, estudos para otimizar o processo de micropropagação foram realizados no Laboratório de Cultura de Tecidos de Plantas da Embrapa Amazônia Ocidental (Façanha et al., 2017, 2018). Estabeleceu-se um protocolo eficiente para micropropagação do plátano cultivar Pacovan com taxas de multiplicação acima de 400 plantas/ápice caulinar inoculado in vitro em período entre 150 e 180 dias, observando desde o isolamento do explante até a obtenção de plantas aptas para aclimação.

Neste documento são descritas as etapas do protocolo otimizado para micropropagação do plátano cultivar Pacovan a partir de ápices caulinares cultivados em meio semissólido. A adoção da metodologia na rotina de produção em escala dessas mudas clonais, descrita neste documento, pode resultar em variações nos rendimentos em função das adaptações e condições específicas de cada laboratório.

Dessa forma, sugere-se seguir as orientações de acordo com o descrito, para que o resultado final seja próximo do obtido nos estudos do Laboratório de Cultura de Tecidos de Plantas da Embrapa Amazônia Ocidental.

Seleção de matrizes e coleta de mudas no campo

A seleção das plantas matrizes é de fundamental importância para a qualidade das mudas produzidas. Recomenda-se usar matrizes que possuam certificado de origem para garantir a qualidade e fidedignidade dos genótipos multiplicados. Para esse fim é muito importante que os laboratórios com produção comercial mantenham seu próprio campo de matrizes devidamente registrado e estabelecido a partir de material com origem genética conhecida, livre de pragas e doenças e manejado corretamente, com controle de plantas daninhas e nutrição adequada, garantindo a expressão do potencial genético das plantas, bem como suas condições fisiológicas ótimas.

Das plantas matrizes são retiradas as mudas do tipo chifrinho (20 cm a 30 cm de altura com folhas lanceoladas) e chifre (30 cm a 60 cm de altura com folhas lanceoladas) (Figura 1), das quais serão obtidos os ápices caulinares que serão utilizados como explante na micropropagação. A coleta das mudas no campo é realizada com auxílio de ferramenta cortante, por exemplo, ferro de cova ou enxadão. É importante que essas ferramentas estejam devidamente limpas e higienizadas. No corte para coleta da muda, deve-se evitar danificar

o rizoma da planta-mãe, bem como o ápice caulinar, que será extraído no laboratório para inoculação *in vitro* em condições assépticas.

Foto: Pamela Keiko Harada



Figura 1. Mudas do plátano cultivar Pacovan utilizadas para extração do ápice caulinar, utilizado na micropropagação.

As mudas coletadas no campo passam por uma limpeza inicial, para eliminar o solo aderido ao rizoma, o excesso de folhas e raízes e as partes necrosadas, mantendo intacta a região do ápice caulinar. Após a limpeza, o rizoma deve apresentar em torno de 15 cm a 25 cm, dois terços da parte aérea e um terço da parte basal (Figura 2A).

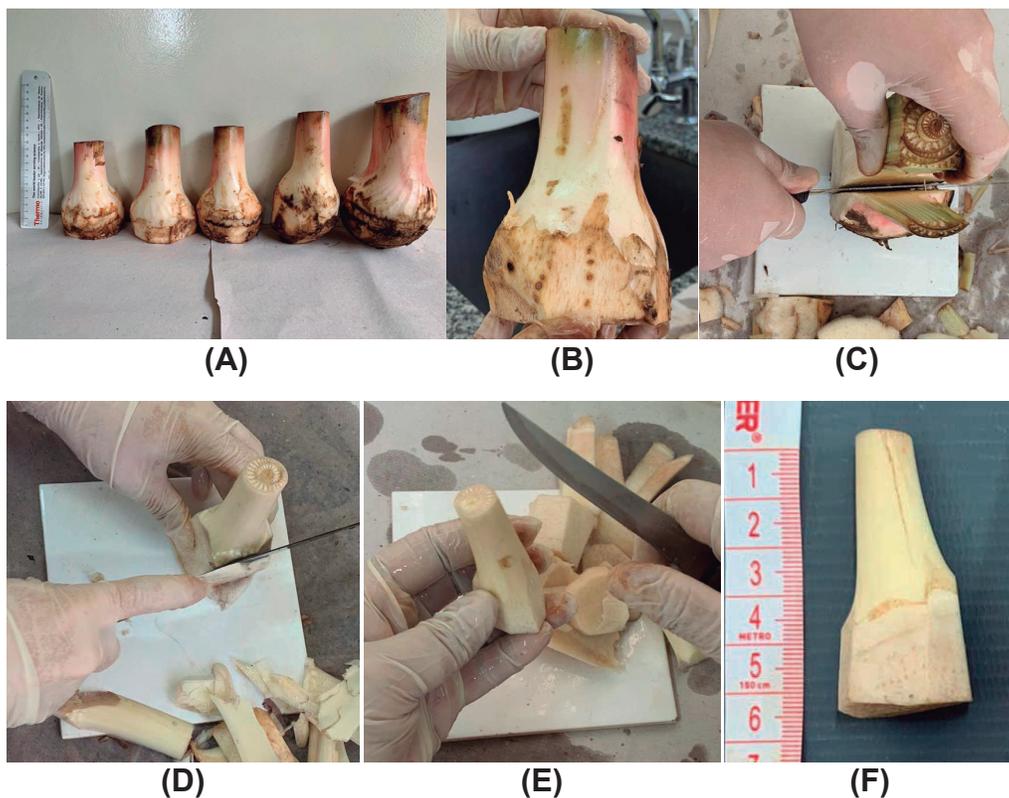
Redução e desinfestação superficial do rizoma para isolamento do ápice caulinar

Na área de recepção e lavagem do laboratório realiza-se a redução do tamanho dos rizomas até que se atinja a dimensão adequada para, em condições assépticas, efetuar a desinfestação e o isolamento do ápice caulinar que será inoculado *in vitro*. A primeira limpeza é feita com auxílio de faca ou facão, eliminando-se as raízes e os resíduos mais grosseiros de solo aderidos ao rizoma (Figura 2B). Em seguida, o rizoma é lavado em água corrente, para retirada da sujidade mais fina, e, também com auxílio de faca ou facão, são retiradas as bainhas mais externas e efetuado o corte do rizoma, fazendo incisões retas para evitar atingir o ápice caulinar (Figura 2C, 2D, 2E), até que o explante seja reduzido ao comprimento de 5 cm a 6 cm (3 cm a 4 cm de pseudocaule e 2 cm de rizoma) por 2 cm a 3 cm de diâmetro (Figura 2F).

Durante o processo de redução, antes de atingir o tamanho final, o explante será submetido à desinfestação em condições assépticas, lavado de duas a três vezes em água com detergente. No final da redução, os explantes são colocados

em recipiente contendo água estéril com adição de 4% de álcool comercial (92,8% de álcool) e 4% de hipoclorito de sódio comercial (2,5% de cloro ativo), na proporção de 25 a 30 explantes por litro de água. Nesse recipiente (Figura 3), os explantes são transportados para câmara de fluxo laminar, previamente esterilizada (luz UV), para serem submetidos a desinfestação superficial e isolamento do ápice caulinar. Dessa fase até obter as plantas enraizadas para aclimação, os explantes devem ser manipulados

e mantidos em condições assépticas. As manipulações são realizadas em câmara de fluxo laminar esterilizada (luz UV). Vidrarias, instrumentos (pinças e cabos de bisturis), recipientes e a água utilizada nos procedimentos durante a manipulação dos explantes, bem como os recipientes com meio de cultura, são previamente esterilizados por autoclavagem em temperatura de 121 °C e 1,1 Kgf cm⁻², por 15 minutos no caso de meio de cultura e por 40 minutos nos demais materiais de apoio.



Fotos: Pamela Keiko Harada

Figura 2. Processo de redução do rizoma até atingir as dimensões adequadas para o processo de desinfestação.

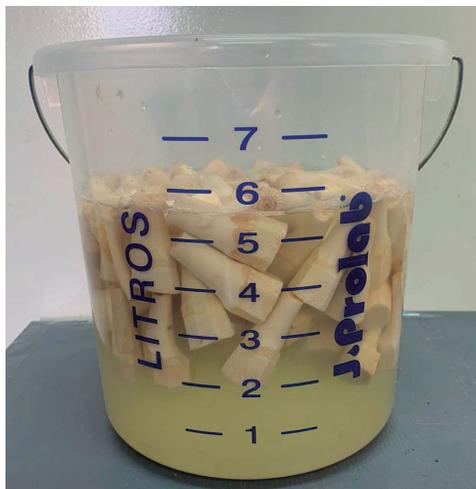


Figura 3. Explantes preparados para serem levados à câmara de fluxo laminar para desinfestação superficial e isolamento do ápice caulinar.

Na câmara de fluxo laminar, os explantes passam por desinfestação superficial pela imersão em álcool comercial 70% por 5 minutos; na sequência, em solução com 50% de hipoclorito de sódio comercial (2,5% de cloro ativo) + 50% de água destilada estéril + surfactante Tween 20 (2 gotas para cada 100 mL de solução) durante 30 minutos. Após a desinfestação, os explantes são submetidos a três enxágues por imersão em água esterilizada por 2 minutos para eliminação de resíduos dos produtos desinfestantes. No enxágue utiliza-se a proporção de 25 a 30 explantes por litro de água esterilizada.

Isolamento e inoculação in vitro do ápice caulinar

Após a tríplice lavagem, com auxílio de pinça e bisturi e sobre placa de Petri ou papel esterilizado, os explantes são reduzidos pelo corte do rizoma e retirada de bainhas até atingirem cerca de 3,0 cm de comprimento. Esse tamanho é dividido em partes aproximadamente iguais de rizoma e parte aérea (Figura 4A) e inoculados, individualmente, em posição vertical, em tubos de ensaio ou frascos contendo meio de estabelecimento (Figura 4B). O meio de estabelecimento é composto pelos sais minerais e vitaminas formulados por Murashige e Skoog (1962), suplementado com 30 g L⁻¹ de sacarose e 6 g L⁻¹ de ágar, com pH ajustado para 5,8 ± 0,1. Para inoculação em tubo de ensaio com dimensões de 150 mm x 25 mm, são distribuídos 10 mL de meio por tubo, e quando utilizados frascos com dimensões de 6,5 cm x 10 cm, são distribuídos 30 mL de meio por frasco.

Após inoculação no meio de estabelecimento, as culturas são mantidas por 20 dias em sala de cultivo com temperatura de 25 ± 1 °C, nos oito primeiros dias na ausência de luz, condição geralmente estabelecida cobrindo os recipientes de cultivo com plástico preto; e, no período restante, sob fotoperíodo de 16 horas em intensidade luminosa de

30 $\mu\text{mol m}^{-2}\text{s}^{-1}$ ou próximo a 2.000 lux. Nessa etapa, diariamente, é realizada a checagem da cultura. Recipientes identificados com crescimento de fungos e/ou bactérias são descartados, assim como aqueles com explantes mortos, o que geralmente ocorre devido à oxidação de compostos polifenólicos (escurecimento dos tecidos). Em condições adequadas de assepsia e manipulação, o índice

de contaminação observado é inferior a 20%; valores superiores indicam problema de assepsia, que pode ser decorrente de falhas na esterilização de utensílios, soluções e meio de cultura, inadequada manipulação dos explantes na câmara de fluxo laminar e também quando são utilizados explantes com tamanho maior do que o adequado.



Fotos: Pamela Keiko Harada

Figura 4. Redução do explante para isolamento do ápice caulinar (A) e inoculação no meio de cultura (B).

Quebra de dominância apical, indução e multiplicação de brotos

Após o período de estabelecimento *in vitro* (20 dias), os ápices caulinares estão intumescidos e aptos para quebra da dominância apical e indução de brotações, denominada fase de

pré-multiplicação. Nessa fase inicia-se o crescimento de gemas pré-existentes e induzem-se brotações adventícias, sendo possível visualizar a formação de múltiplos brotos ao redor da base do explante. Após a pré-multiplicação, as brotações são individualizadas e passam por vários subcultivos para multiplicação. De acordo com resultados obtidos no Laboratório de Cultura de Tecidos de Plantas da Embrapa Amazônia Ocidental, duas combinações de reguladores de crescimento podem ser utilizadas nos meios de cultura de

pré-multiplicação e multiplicação do plântano cultivar Pacovan: ácido indolacético (AIA) + metatopolina (mT) ou AIA + benzilaminopurina (BAP).

O meio de pré-multiplicação é composto por sais e vitaminas de MS (Murashige; Skoog, 1962) suplementado com os reguladores de crescimento AIA (ácido indolacético) a $1,0 \mu\text{M}$ e BAP (6-benzilaminopurina) a $4,5 \mu\text{M}$ ou mT (metatopolina) a $4,5 \mu\text{M}$, 30 g L^{-1} de sacarose e 6 g L^{-1} de ágar, com pH ajustado para $5,8 \pm 0,1$. É importante destacar que o AIA é termolábil, ou seja, é decomposto em temperatura de autoclavagem, por isso a solução-estoque deve ser esterilizada por filtração em membranas $0,22 \mu\text{m}$, e o regulador, adicionado após autoclavagem e antes da solidificação do meio de cultura (temperatura inferior a $50 \text{ }^\circ\text{C}$).

Na fase de pré-multiplicação, os explantes são cultivados em frascos de

vidro com volume total de 220 mL a 250 mL e 30 mL de meio por frasco, os quais são vedados com tampas plásticas. Na transferência do meio de estabelecimento para o meio de pré-multiplicação, com auxílio de pinça e bisturi, sobre placa de Petri ou papel esterilizado, cada ápice caulinar é seccionado longitudinalmente em duas partes, que são inoculadas separadamente no meio de cultura na posição vertical. Em cada frasco são inoculadas quatro partes de ápice caulinar. A secção do ápice caulinar é realizada para quebrar a dominância apical e estimular a formação de maior número de brotações adventícias por explante (Figura 5). Após a inoculação as culturas são mantidas em sala de cultivo sob fotoperíodo de 16 horas em intensidade luminosa de $30 \mu\text{mol m}^{-2}\text{s}^{-1}$, ou próximo a 2.000 lux, e temperatura de $25 \pm 1 \text{ }^\circ\text{C}$ pelo período de 20 a 30 dias.

Fotos: Pamela Keiko Harada (A e B) e Regina C. Quisen (C)

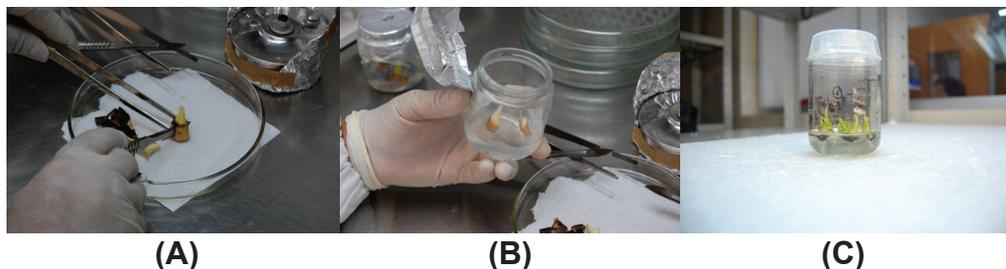


Figura 5. Secção do ápice caulinar (A) para quebrar a dominância apical; inoculação das partes após secção (B); e início da formação de brotações adventícias no explante (C).

Ao final do período em meio de pré-multiplicação, os explantes são transferidos para subcultivo em meio de multiplicação, composto por sais e vitaminas de MS (Murashige; Skoog, 1962) suplementado com AIA a $1,0 \mu\text{M}$ e BAP a $20 \mu\text{M}$ ou mT a $4,5 \mu\text{M}$, 30 g L^{-1} de sacarose e 6 g L^{-1} de ágar, com pH ajustado para $5,8 \pm 0,1$. Destaca-se que, uma vez escolhido o uso de BAP ou de mT, o mesmo regulador deve ser utilizado nos meios de pré-multiplicação e multiplicação. No momento da transferência, com auxílio de pinça e bisturi e sobre placa de Petri ou papel esterilizado, deverá ser realizada a limpeza na base dos explantes e eliminação de tecidos escurecidos. Após a inoculação, as culturas são mantidas em sala de cultivo nas mesmas condições da fase de pré-multiplicação.

Na fase de multiplicação são realizados cinco subcultivos, que consistem na transferência dos explantes para frascos com meio de cultura fresco, realizada a intervalos de 20 a 30 dias. O número de subcultivos não deve ser superior a cinco, para assegurar a estabilidade genética das plantas regeneradas, visto que quanto maior o número de subcultivos, maior a probabilidade de ocorrência de variantes somaclonais. No momento da transferência das brotações induzidas, estas devem ser divididas em segmentos contendo um ou dois brotos por gema, sendo retirados os tecidos oxidados, raízes e porção maiores de

parte aérea. Essa limpeza realizada nos explantes é essencial para o controle da liberação de polifenóis que podem interferir na proliferação de brotos. Na transferência são inoculados de quatro a seis segmentos por frasco com meio fresco.

Na micropropagação do plátano cultivar Pacovan realizada no Laboratório de Cultura de Tecidos da Embrapa Amazônia Ocidental, tanto BAP quanto mT são eficientes. Contudo, na escolha entre esses reguladores de crescimento, deve ser considerado que BAP é a citocinina mais amplamente utilizada na indústria de micropropagação devido a sua efetividade, acessibilidade e custo de 20% a 30% inferior ao custo do mT, que é um regulador do grupo das topolinas de uso mais recente na micropropagação. No entanto, resultados bastante promissores têm sido observados com uso da mT, principalmente maior alongamento dos brotos, característica importante na fase de multiplicação, pois facilita a individualização das múltiplas brotações no momento das repicagens.

Enraizamento e alongamento das brotações

Após o último subcultivo da fase de multiplicação, as brotações com parte aérea com cerca de $1,5 \text{ cm}$ a $2,5 \text{ cm}$

de altura estão aptas para a transferência para o meio de enraizamento. O meio de enraizamento contém metade da concentração original dos sais de MS (Murashige; Skoog, 1962), vitaminas de MS, 2,0 g L⁻¹ de carvão ativado, 30 g L⁻¹ de sacarose e 7 g L⁻¹ de ágar, com pH ajustado para 5,8 ± 0,1. O enraizamento das brotações é realizado em frascos de vidro com capacidade de 220 mL a 250 mL e 40 mL de meio por frasco, os quais são vedados com tampas plásticas, comportando de oito a dez brotos por frasco. Na transferência do meio de multiplicação para o meio de enraizamento, com auxílio de pinça e bisturi e sobre placa de Petri ou papel esterilizado, as brotações são subdivididas e tecidos oxidados, caso ocorram, são eliminados. A cultura para enraizamento é mantida em sala de crescimento nas mesmas condições da fase de multiplicação, por período de 30 dias a 45 dias, quando as plantas enraizadas apresentam de 4 cm a 6 cm de altura, pelo menos três folhas e formação abundante de raízes, estando aptas para a aclimação.

Aclimação em casa de vegetação

A fase de aclimação tem como objetivo adaptar as plantas micropropagadas às condições ambientais ex vitro,

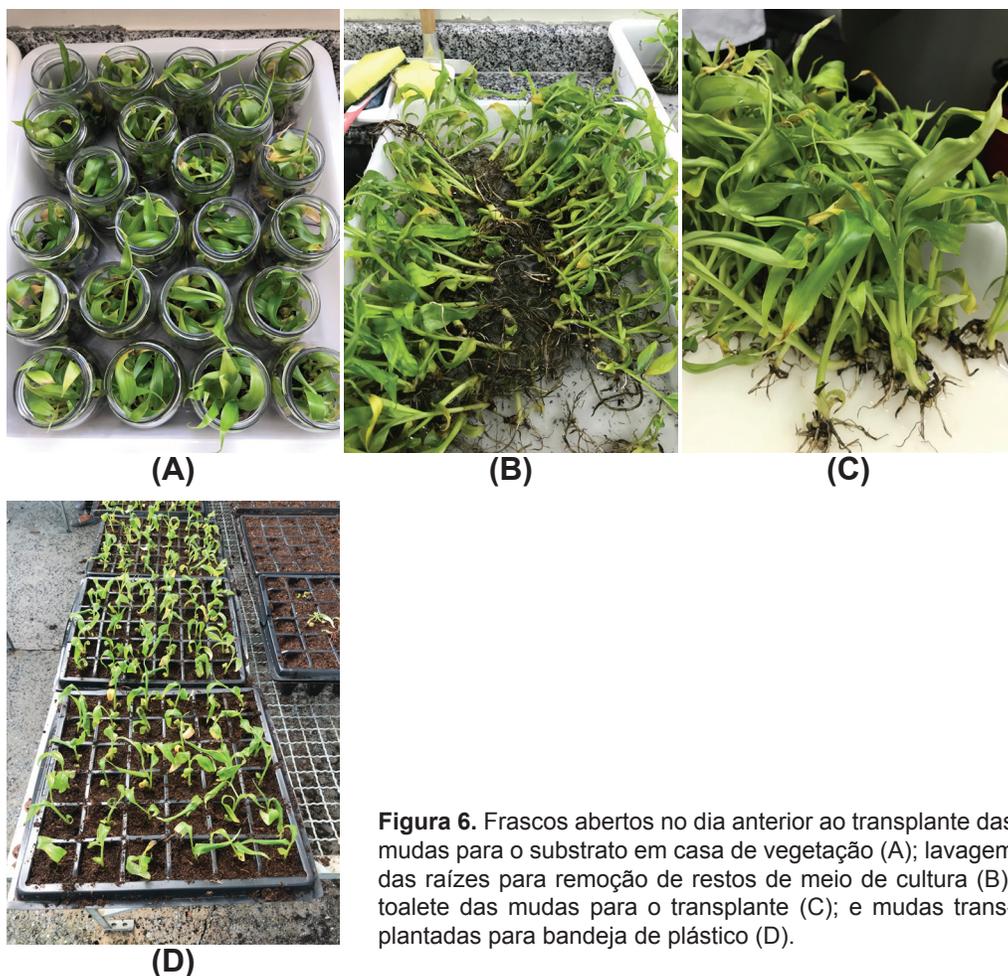
garantindo alta taxa de sobrevivência das mudas quando estas passarem para fase de viveiro, que precede o plantio a pleno sol no campo. A aclimação das plantas micropropagadas é realizada em casa de vegetação, com sistema de irrigação automática por nebulização, controle de luminosidade e temperatura. Na indisponibilidade de casa de vegetação, outros tipos de estrutura podem ser utilizados, desde que seja possível controlar as condições do ambiente: umidade, luz e temperatura.

O preparo para aclimação é iniciado ainda na sala de cultivo no laboratório, no dia anterior à transferência para a casa de vegetação, com a remoção das tampas dos recipientes de cultivo (Figura 6A). Geralmente, as plantas permanecem nos recipientes abertos por período de 16 a 24 horas, expostas às condições ex vitro dentro do laboratório. Após esse período, com auxílio de pinças longas, as plantas são retiradas com cuidado do interior dos frascos e lavadas abundantemente em água corrente para eliminar os resíduos do meio de cultura aderidos às raízes (Figura 6B). Em seguida é realizada poda do sistema radicular, deixando as raízes com 3 cm a 5 cm de comprimento, e eliminação de folhas amareladas ou necrosadas (Figura 6C).

Na casa de vegetação, o plantio pode ser realizado em diferentes recipientes, como bandejas plásticas,

tubetes ou copos de plástico, e também com diferentes tipos de substrato, como substrato fibra de coco ou substratos comerciais para mudas de hortaliças. Pela praticidade é comum o uso de bandejas plásticas com 24 a 72 células (Figura 6D); geralmente, nas bandejas

com maior número de células, o volume de substrato da célula é menor, portanto é importante considerar o tempo de permanência das mudas na bandeja e as condições de aclimação na escolha do modelo de bandeja.



Fotos: Ricardo Lopes

Figura 6. Frascos abertos no dia anterior ao transplante das mudas para o substrato em casa de vegetação (A); lavagem das raízes para remoção de restos de meio de cultura (B); toalete das mudas para o transplante (C); e mudas transplantadas para bandeja de plástico (D).

Após o transplante das plantas para o substrato, elas devem ser mantidas em ambiente com umidade relativa do ar superior a 80% e temperatura entre 25 °C e 28 °C. A luminosidade do ambiente também é reduzida, geralmente 50% da luz natural, dependendo das condições da estrutura utilizada, do local e da época da aclimação. No desenvolvimento deste protocolo, a luminosidade na estrutura utilizada para aclimação das plantas foi de aproximadamente 3.000 lux. Durante todo o período de aclimação, semanalmente, realiza-se adubação foliar das mudas com pulverizador utilizando fertilizante comercial formulado à base de NPK (10-10-10 ou similar, diluindo o fertilizante conforme recomendações do fabricante).

Nos primeiros 20 dias após o transplante, a irrigação deve ser mais

frequente, são sugeridos 10 s de nebulização a cada 10 min a 15 min. Ao final desse período, as plantas geralmente apresentam cerca de 12 cm a 15 cm de altura e cinco a seis folhas (Figura 7A), o sistema radicular bem estabelecido no substrato e plantas adaptadas às condições ambientais, então a irrigação é reduzida para 5 s a cada 10 min a 15 min em dias quentes e a cada 30 minutos em dias com temperaturas mais amenas. Nessas condições, após 20 dias ou 30 dias, ou seja, 40 dias a 50 dias após o transplante, as plantas atingem cerca de 20 cm de altura e mais de dez folhas (Figura 7B), estão completamente aclimatadas e aptas para a fase de viveiro. As plantas que, durante a aclimação, apresentam alguma característica anormal de desenvolvimento, como folhas mal formadas e crescimento lento, são eliminadas.



Fotos: Ricardo Lopes

(A)



(B)

Figura 7. Desenvolvimento das plantas do plátano cultivar Pacovan aos 20 dias (A) e aos 40 dias (B) após o transplante do ambiente in vitro para a aclimação em casa de vegetação.

As plantas aclimatadas geralmente são transferidas para sacos plásticos e mantidas em viveiro até atingirem tamanho para plantio definitivo, porém, no caso da utilização de bandejas com células, ou tubetes, com maior volume de substrato, as mudas poderão ser mantidas no próprio recipiente da aclimação até serem plantadas no campo.

Agradecimentos

À assistente Rosimar Fernandes de Souza e à analista Pamela Keiko Harada, do Laboratório de Cultura de Tecidos de Plantas da Embrapa Amazônia Ocidental, pelo apoio nos experimentos de micropropagação do plátano cultivar Pacovan, realizados no desenvolvimento deste protocolo.

Referências

- ALVES, E. J.; BEZERRA, M. L.; SANTOS-SEREJO, J. A.; TRINDADE, A. V. Propagação. In: BORGES, A. L.; SOUZA, L. da S. (Org.). **A cultura da bananeira**. Cruz das Almas: Embrapa Mandioca e Fruticultura, 2004. p. 59-86.
- BORGES, A. L. **Cultivo de plátanos (bananeira tipo terra)**. Cruz das Almas: Embrapa Mandioca e Fruticultura, 2016. (Embrapa Mandioca e Fruticultura. Sistema de Produção, 42). Disponível em: <<https://www.spo.cnptia.embrapa.br/>>. Acesso em: 12 nov. 2019.
- CUNHA, L. **Registradas as primeiras variedades de banana da terra no Brasil**. 2019. Disponível em: <<https://www.embrapa.br/busca-de-noticias/-/noticia/41393172/registradas-as-primeiras-variedades-de-banana-da-terra-do-brasil>>. Acesso em: 09 dez. 2019.
- FAÇANHA, D. C.; MOTTA, D. N.; PEREIRA, M. C. N.; QUISEN, R. C. Uso de BAP e metatopolina na indução e proliferação de brotações in vitro da bananeira cultivar Pacovan. In: JORNADA DE INICIAÇÃO CIENTÍFICA DA EMBRAPA AMAZÔNIA OCIDENTAL, 14., 2017, Manaus. **Anais...** Brasília, DF: Embrapa, 2018. p. 57-66.
- FAÇANHA, D. C.; QUISEN, R. C.; MOTTA, D. N.; PEREIRA, M. C. N. Multiplicação in vitro de bananeira cv Pacovan: citocininas e pré-multiplicação. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE FLORICULTURA E PLANTAS ORNAMENTAIS, 21.; CONGRESSO BRASILEIRO DE CULTURA DE TECIDOS DE PLANTAS, 8., 2017, Bonito. **Anais...** [S.l.]: SBFPO: ABCTP, 2017.
- MURASHIGE, T.; SKOOG, F. A. A revised medium for rapid growth and bioassays with tobacco tissue cultures. **Physiologia Plantarum**, v. 15, p. 437-497, 1962.
- PEREIRA, M. C. N.; ARRUDA, M. R. de; PEREIRA, J. C. R. Produção e obtenção de mudas. In: GASPAROTTO, L.; PEREIRA, J. C. R. **A cultura da bananeira na região Norte do Brasil**. Brasília, DF: Embrapa, 2010. p. 87-95.
- SANTOS-SEREJO, J. A.; SOUZA, A. da S.; SOUZA, F. V. D.; JUNGHANS, T. G.; LINO, L. S. M.; SOARES, T. L.; SOUZA, E. H. de. Micropropagação da bananeira. In: JUNGHANS, T. G.; SOUZA, A. S. (Ed.). **Aspectos práticos da micropropagação de plantas**. Cruz das Almas: Embrapa Mandioca e Fruticultura Tropical, 2009. p. 237-255.

SOUZA, A. da S.; COSTA, M. A. P. da C.;
SANTOS-SEREJO, J. A. dos; JUNGHANS, T. G.;
SOUZA, F. V. D. Introdução à cultura de tecidos
de plantas. In: SOUZA, A. da S.; JUNGHANS, T.
G. **Introdução à micropropagação de plantas.**
Cruz das Almas: Embrapa Mandioca e Fruticultura
Tropical, 2006. p. 11-37.

Exemplares desta edição
podem ser adquiridos na:

Embrapa Amazônia Ocidental
Rodovia AM-010, Km 29,
Estrada Manaus/Itacoatiara
69010-970, Manaus, Amazonas
Fone: (92) 3303-7800
Fax: (92) 3303-7820
www.embrapa.br
www.embrapa.br/fale-conosco/sac

1ª edição

Publicação digital (2020)

Impressão e acabamento
Embrapa Amazônia Ocidental

Embrapa

MINISTÉRIO DA
AGRICULTURA, PECUÁRIA
E ABASTECIMENTO


**PÁTRIA AMADA
BRASIL**
GOVERNO FEDERAL

Comitê Local de Publicações
da Unidade Responsável

Presidente

Cheila de Lima Bojink

Secretária

Gleise Maria Teles de Oliveira

Membros

*Maria Augusta Abtibol Brito de Sousa, Maria
Perpétua Beleza Pereira e Marcos Vinicius
Bastos Garcia*

Revisão de texto

Maria Perpétua Beleza Pereira

Normalização bibliográfica

*Maria Augusta Abtibol Brito de Sousa
(CRB 11/420)*

Projeto gráfico da coleção

Carlos Eduardo Felice Barbeiro

Editoração eletrônica

Gleise Maria Teles de Oliveira

Foto da capa

Fernando Goes

CGPE 15860