

Propagação de *Melanopsidium nigrum* (Rubiaceae)
como estratégia de resgate
de germoplasma



Realização:



Parceria:



Propagação de *Melanopsidium nigrum* (Rubiaceae) como estratégia de resgate de germoplasma

Autores:

Mara de Menezes de Assis Gomes,

Setor de Fisiologia Vegetal, LMGV/CCTA, Universidade Estadual do Norte Fluminense (UENF)

Luana Paula Mauad

Gás Natural Açú (GNA)

Leandro Jorge Telles Cardoso

Laboratório de Ecofisiologia Vegetal, Universidade Federal do Rio de Janeiro (UFRJ)

Eliemar Campostrini

Setor de Fisiologia Vegetal, LMGV/CCTA, Universidade Estadual do Norte Fluminense (UENF)

Deborah Guerra Barroso

Setor de Silvicultura, LFIT/CCTA, Universidade Estadual do Norte Fluminense (UENF)

Amanda Lúcia Pereira Machado da Silva

Setor de Fisiologia Vegetal, LMGV/CCTA, Universidade Estadual do Norte Fluminense (UENF)

Gabriel Aino Vaz Braga

Setor de Fisiologia Vegetal, LMGV/CCTA, Universidade Estadual do Norte Fluminense (UENF)

Larissa de Paula Silva Cordeiro

Setor de Fisiologia Vegetal, LMGV/CCTA, Universidade Estadual do Norte Fluminense (UENF)

Juliana Pereira de Freitas

IPF Soluções Florestais

Daniel Ferreira do Nascimento

Reserva Caruara

João Vitor Rodrigues Gomes

IPF Soluções Florestais



**Dados Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP)
(Câmara Brasileira do Livro, SP, Brasil)**

Propagação de *Melanopsidium nigrum* (Rubiaceae)
como estratégia de resgate de germoplasma
[livro eletrônico]. -- Campos dos Goytacazes, RJ :
Ed. dos Autores, 2026.
PDF

Vários autores.
Bibliografia.
ISBN 978-65-02-05680-6

1. Biodiversidade 2. Espécies em extinção
3. Meio ambiente - Conservação

26-353296.0

CDD-581.4

Índices para catálogo sistemático:

1. Plantas : Botânica 581.4
Eliane de Freitas Leite - Bibliotecária - CRB 8/8415

Sumário

Introdução	04
Propagação vegetativa	06
— Estaquia de ramos lenhosos	06
— Estaquia de brotações	10
— Miniestaquia	13
— Alporquia	15
Considerações finais	18
Referências	20



Introdução

O Brasil é reconhecido internacionalmente por abrigar biomas de expressiva relevância, tendo em destaque, a Mata Atlântica. Esse bioma é considerado um dos principais *hotspots* globais de biodiversidade. Ou seja, áreas de elevada diversidade, com altas taxas de endemismo e que estão submetidas a um intenso processo de antropização (Tietz et al., 2023).

Dentre os diversos ecossistemas associados à Mata Atlântica, a Restinga destaca-se como uma formação costeira, ocupando planícies arenosas com espécies adaptadas a condições ambientais severas, como solos arenosos com fertilidade reduzida e bem drenados, salinidade elevada e ventos constantes (Fabricante et al., 2021). A composição florística da Restinga varia conforme a sua latitude, e esse ecossistema pode ser encontrado desde o litoral norte até o litoral sul do país, formando um mosaico de diferentes tipologias vegetais, desde as predominantemente herbáceas, até moitas arbustivas e florestas secas ou inundáveis. De forma geral, a Restinga é importante não só para a manutenção da biodiversidade no litoral, mas também na estabilização e conservação da faixa costeira, além de outros serviços ecossistêmicos (Santos et al., 2022).

Em virtude dos intensos impactos sofridos ao longo de séculos de ocupação do litoral, sucessivos ciclos econômicos e urbanização descontrolada (Santos et al., 2023), os remanescentes de Restinga representam hoje últimos refúgios para muitas espécies ameaçadas de extinção. Dessa forma, é urgente a necessidade de criar estratégias de conservação *in situ* e *ex situ* para essas espécies, uma vez que suas populações ainda podem se encontrar em áreas sujeitas a degradação ambiental ou conversão do uso do solo. Entre essas espécies ameaçadas está *Melanopsidium nigrum* Colla (Rubiaceae), atualmente classificada como Vulnerável (VU) (CNCFlora, 2024).

Como parte do Licenciamento Ambiental, o Instituto Estadual do Ambiente (INEA) do Rio de Janeiro exige que, em empreendimentos instalados em áreas de restinga e que requerem Autorização de Supressão de Vegetação, todos os indivíduos ameaçados de extinção sejam transplantados para áreas próximas, de preferência, protegidas. Esse transplântio visa preservar a carga genética das espécies que tiveram a área de ocupação drasticamente reduzida. Entretanto, a sobrevivência dessas plantas após o transplântio nem sempre é bem-sucedida. Considerando esse cenário, o uso de sementes seria indicado apenas como método complementar, já que *M. nigrum* é uma espécie dióica e o resultado seria a formação de novas combinações genéticas. Além disso, dados a respeito da espécie e sua propagação ainda são muito escassos. Assim, a utilização de métodos de propagação vegetativa pode ser uma estratégia importante visando a formação de clones.

Portanto, o desenvolvimento de protocolos para propagação vegetativa é essencial, pois permite a produção de novas mudas sem depender da disponibilidade das sementes, oferecendo alternativas ao transplântio no caso de salvamento ou resgate de germoplasma.

Assim, este boletim irá abordar protocolos para algumas técnicas de propagação vegetativa que podem ser aplicadas com sucesso em *M. nigrum*, assim como a eficácia e viabilidade de cada uma delas.



Figura 1: Fotos da espécie

A- Indivíduo adulto situado na Reserva Caruara; B- Flor masculina; C- Detalhe do caule; D- Fruto

A espécie *Melanopsidium nigrum* apresenta características típicas da família Rubiaceae e sua floração ocorre entre julho e novembro, enquanto a frutificação se dá de fevereiro a abril (Delprete, 2000). A altura pode variar entre 1,0 a 3,5 metros (Figura 1), porém em ecossistemas florestais, as árvores dessa espécie podem chegar até 10 metros (Oliveira et al., 2003).

Apesar da descrição detalhada de sua morfologia estar presente na literatura, ainda há lacunas importantes no entendimento de seu papel ecológico. Os frutos são bagas, em geral procuradas por aves e pequenos mamíferos que se alimentam de sua polpa e dispersam suas sementes (Gomes, 2020). No entanto, não há estudos empíricos que investiguem sua interação com possíveis dispersores, comprometendo a compreensão de sua ecologia reprodutiva. Isso limita o delineamento de estratégias conservacionistas adequadas, uma vez que sua regeneração natural pode depender dessas interações específicas.

Propagação vegetativa

A propagação vegetativa é uma forma de multiplicação assexuada que permite produzir mudas a partir de propágulos, sem a participação de gametas, resultando em indivíduos com a mesma carga genética da planta-matriz. Pode ser realizada através de várias técnicas, tais como: estaquia, miniestaquia, alporquia, mergulhia, enxertia, cultura de tecidos e outros.

A escolha da técnica ideal dependerá de diversos fatores, incluindo a disponibilidade de material vegetal para uso. No caso de *Melanopsidium nigrum*, foram testadas as técnicas de estaquia, tanto de ramos lenhosos quanto de brotações, de miniestaquia, e de alporquia, também conhecida como mergulhia aérea. Todas essas técnicas de propagação, assim como os métodos de aplicação utilizados serão descritos a seguir.

• Estaquia de ramos lenhosos

A estaquia consiste na utilização de segmentos vegetais para a formação de novas plantas. Após o estaqueamento (colocação da estaca formada em contato com o substrato), as estacas induzem o enraizamento adventício, gerando indivíduos geneticamente idênticos à planta original. O sucesso da técnica depende de fatores como a idade e nutrição da planta matriz, o tipo de corte utilizado, o uso de reguladores vegetais e as condições ambientais, como luz, umidade e temperatura (Souza et al., 2020).

É uma técnica comumente aplicada na produção de espécies lenhosas e semi-lenhosas, podendo ser aprimorada com o uso de reguladores vegetais, como o ácido indol-3-butírico (AIB). Um estudo com espécies da mesma família, como *Ixora coccinea* L., demonstrou maior eficiência com essa abordagem (Duarte et al., 2006).

Apesar da indução ao enraizamento ser possível em *M. nigrum*, um estudo recente demonstrou que a porcentagem de enraizamento é relativamente baixa, aproximadamente 10% (Gomes et al., 2022). Isso sugere a influência de outros fatores no resultado da técnica, principalmente relacionado às plantas matrizes, sendo necessárias maiores investigações sobre essa limitação.

Na estaquia de ramos lenhosos, para realizar o processo de forma eficiente, o primeiro passo é a seleção do ramo, que deve ser oriundo de plantas adultas e em boas condições fitossanitárias, com preferência na escolha de ramos que apresentem folhas (Figura 2).

Depois de coletar os ramos inteiros, recomenda-se envolver sua base com papel toalha embebido em água e envolto em algum plástico que impeça a perda de umidade, visando garantir a manutenção da viabilidade dos ramos (Figura 2).



Figura 2: Estaquia de Ramos Lenhosos

A- Ramos recém-cortados com a base enrolada em papel toalha úmida e inseridas em saco plástico; **B-** Ramos no laboratório inseridos em blades com água antes do início do preparo das estacas; **C-** Estaqueamento das estacas nos tubetes, o bequer à direita com enraizador AIB no qual a base da estaca foi inserida antes de colocação no tubete; **D-** Bandejas na câmara de nebulização; **E-** Desenvolvimento das estacas na casa de vegetação; **F-** Muda formada; **G-** Expedição das mudas para casa de aclimação; **H e I-** Transplântio das mudas e desenvolvimento na casa de aclimação; **J-** Plantio das mudas propagadas no campo

O ramo deve ser transportado para um local sombreado e cortado em estacas, de aproximadamente 15 a 20 centímetros, com o auxílio de uma tesoura de poda devidamente esterilizada com álcool 70%. Na base dos ramos, recomenda-se a retirada de todas as folhas para evitar a perda excessiva de água, porém deve-se manter de duas a três folhas na parte superior para auxiliar no processo de fotossíntese.

É ideal a desinfecção dos ramos utilizando hipoclorito de sódio na concentração 0,5%, deixando as estacas mergulhadas por cerca de 5 minutos e enxaguando três vezes com água.

Após o preparo das estacas, é possível estimular o enraizamento com o uso de reguladores vegetais. Para isso, pode-se aplicar o ácido indol-3-butírico (AIB), que está disponível para comercialização na forma de pó (talco inerte misturado com AIB) ou pode ser adquirida a formulação pura em pó que deve de ser diluída para as concentrações desejadas. No caso do talco inerte, a base das estacas é mergulhada em água e, na sequência, inserida em um recipiente com o enraizador em pó (AIB, 6.000 mg.kg⁻¹) para facilitar a aderência. Logo após esse processo, as estacas devem ser inseridas nos tubetes ou outro recipiente preenchido com o substrato (substrato comercial tal como Basaplant® é indicado por fornecer nutrientes e textura adequada no processo de enraizamento).

Se optar pela solução líquida, as estacas devem ser mergulhadas por 24 horas em uma solução previamente preparada com concentração de até 500mg.L⁻¹ de AIB. Testes preliminares foram realizados nas concentrações de 250, 500, 1000 e 2000mg.L⁻¹ de AIB (período de imersão de 24 horas), e foi observado que concentrações acima de 500mg.L⁻¹ poderiam possuir efeito fitotóxico, uma vez que ocasionaram a morte dos propágulos. Sendo assim, a utilização da solução até essa concentração é recomendada para evitar possíveis efeitos tóxicos, garantindo um desenvolvimento adequado para a planta (**Figura 3**). Foram testadas estacas com diâmetros maiores (5,8 a 6,2 mm), sem folhas e estacas com diâmetros menores (3,1 a 3,25 mm) enfolhadas. As estacas sem folhas e com maior diâmetro apresentaram a maior porcentagem de enraizamento nos tratamentos controle (8,3%) e com a aplicação de AIB em pó (8,3%) em relação aos outros tratamentos com soluções aquosas de AIB.

As estacas devem ser inseridas em um substrato leve e drenado, como uma mistura de terra e areia grossa, ou substratos comerciais. Após o plantio, é importante que o ambiente se mantenha úmido e protegido. Recomenda-se manter os propágulos em câmara de nebulização pelo período de 60 dias, sob nebulização intermitente e umidade relativa em torno de 100%. O sistema deve ser programado utilizando um controlador de tempo (*timer*) para acionar de forma automática os nebulizadores a cada 20 minutos e manter em funcionamento por 15 segundos, isso ajuda a manter a umidade sem encharcar o substrato, enquanto manter em sombra parcial evita o ressecamento das estacas.



Figura 3: Estaquia com estacas nuas (maior diâmetro) e estacas intermediárias (menor diâmetro) e soluções de AIB aquosa (0, 250, 500, 1000, 2000) e em pó (6000mg/kg).

A- Estacas folhosas inseridas nas soluções respectivas de AIB; **B-** Estacas nuas inseridas nas soluções respectivas de AIB; **C-** Estacas na câmara de nebulização; **D-** Estacas folhosas na câmara de nebulização; **E e F-** Enraizamento das estacas.

O processo de enraizamento da *M. nigrum* leva, em média, 60 dias dentro da câmara de nebulização sob as condições recomendadas. Sem a utilização da câmara há possibilidade de não ocorrer a formação de raízes adventícias, como observado em tentativas prévias de enraizamento sem uso da câmara. Durante esse período, é importante observar se as estacas mantêm suas folhas verdes e saudáveis, pois isso é um indicativo de que estão vivas e com chances de desenvolver raízes. Caso algumas estacas não sobrevivam, elas devem ser removidas para evitar a contaminação das demais, uma vez que podem estar com alguma doença ou condição que não permita a manutenção de seu próprio metabolismo.

Ao final do período, as estacas que formaram raízes podem ser transplantadas para um ambiente definitivo ou mantidas em viveiros até apresentarem maior vigor.

Em testes prévios, foram observados baixos percentuais de enraizamento com a aplicação de ácido indolbutírico (AIB), nas formas em pó e em solução aquosa. Esses dados sugerem que o uso de AIB em estacas lenhosas pode não constituir a estratégia mais eficaz para a indução de raízes adventícias nesta espécie (Gomes et al., 2024). **Ainda assim, os resultados indicam que a propagação vegetativa por estaquia de ramos lenhosos é viável, apesar da baixa porcentagem de enraizamento (inferior a 10%).**

• Estaquia de brotações

Quando falamos em propagação vegetativa, uma das abordagens mais comuns é o uso de brotações herbáceas como estacas (*softwood cuttings*). A principal diferença entre a estaquia de ramos lenhosos e de brotações está na idade das estacas. O uso de material jovem para produção de mudas, como as brotações, fornece uma vantagem quando comparado com o uso de ramos mais velhos, que é uma maior capacidade de enraizamento (Wendling, 2014).

A técnica consiste na coleta de pequenas brotações, recém-emitidas, que serão plantadas em substrato adequado e submetidas a um período em câmara de nebulização para estimular o enraizamento, que varia conforme a espécie. Este substrato deve apresentar níveis adequados de porosidade, permitindo o crescimento das raízes, assim como fornecer nutrientes para o desenvolvimento da muda.

No entanto, no caso de *M. nigrum*, nem sempre as árvores apresentam brotações jovens de forma contínua, pois as condições severas da restinga (longos períodos sem chuva, solos pobres em nutrientes e alta incidência de sol) podem retardar a emissão dessas brotações jovens.

Com o objetivo de aumentar o número de brotações jovens nos ramos, algumas técnicas podem ser aplicadas, como o vergamento dos ramos e a poda da região apical terminal.

Em plantios de café, que é uma espécie pertencente à mesma família de *M. nigrum*, é muito comum a aplicação da técnica de vergamento dos ramos ortotrópicos, capaz de aumentar o número de brotações que se tornarão ramos, aumentando assim sua produtividade. Apesar da finalidade diferente, seu uso em *M. nigrum* poderia ser extremamente vantajoso caso o número de brotações nos ramos fosse maior.

Outra técnica também utilizada para aumentar o número de brotações é a poda do ápice, que consiste em fazer um corte no ramo, retirando uma parte do seu ápice, favorecendo o crescimento de novas brotações, como já foi observado em diversas espécies (Beveridge et al., 2023). Ao se retirar a parte apical, quebra-se a dominância apical que é mantida principalmente pela manutenção do hormônio vegetal endógeno auxina. A decapitação do ápice causa um desequilíbrio hormonal que estimula o desenvolvimento das gemas laterais.

Entretanto, o emprego de apenas envergamento, apenas poda apical ou essas técnicas combinadas em *M. nigrum* não apresentaram resultados significativos. Apesar dos resultados de indução de novas brotações com as técnicas abordadas não terem sido satisfatórios, a estaquia de brotações se mostrou uma alternativa simples e eficaz para propagar a espécie, pois o potencial de enraizamento desse propágulo é extremamente alto (ao redor de 80%). Para isso, é necessária a realização de múltiplas coletas de brotações ao longo de um determinado período para obter o maior número de plantas propagadas via estaquia de brotações. Entretanto, deve-se atentar que muitas brotações são perdidas por desidratação e herbivoria. Assim, a coleta deve ser frequente, em intervalos regulares semanais de preferência.



Figura 4: Estaquia de brotações herbáceas de ramos caulinares.

A- Envergadura de ramos; **B-** Estaqueamento das brotações; **C e D-** Exemplos de brotações herbáceas; **E-** Enraizamento das brotações aos 72 dias após estaqueamento.

As brotações coletadas devem ser recém-emitidas, sem apresentar lignificação, pois tendem a perder potencial de enraizamento (Figura 4). Também não devem ser muito pequenas, pois podem carecer de reservas, prejudicando o desenvolvimento de raízes. As brotações utilizadas como propágulos que enraizaram possuíam, em média, 3,8 cm de comprimento, mas algumas eram substancialmente maiores, alcançando 8,0 cm.

As mudas provenientes de estaquia de brotações, aproximadamente um ano após a estaquia, apresentaram um excelente vigor mediante o acompanhamento de seu desenvolvimento em casa de vegetação (Figura 5).



Figura 5: Desenvolvimento das mudas propagadas por estaquia de brotações herbáceas de ramo caulinar aos 160, 267, 288, 322 e 400 dias após o estaqueamento (DAE).

• Miniestaquia

A **miniestaquia** é uma técnica que utiliza brotações jovens retiradas de plantas matrizes, chamadas **minicepas**, que são cultivadas em um minijardim clonal, permitindo **maior controle sobre o material propagado e garantindo taxas de sucesso mais elevadas**. Esta técnica não deve ser confundida com a estaquia de brotações, pois apesar do material utilizado ser jovem em ambos os casos, a miniestaquia é feita a partir de uma planta matriz que foi previamente propagada a partir da técnica de estaquia (formação de clones) ou até mesmo de uma planta propagada por via seminífera.

Para a formação de mudas clonais de *M. nigrum*, o processo começou com a seleção de plantas matrizes saudáveis oriundas de uma estaquia prévia. As plantas utilizadas como matrizes foram formadas pela técnica de estaquia descrita anteriormente e, aos 14 meses de idade, foram submetidas à poda apical da porção terminal do ramo principal para estimular a emissão de brotações novas.

Após 4 meses do corte apical, as brotações laterais formadas foram coletadas, com auxílio de uma tesoura de poda esterilizada e, posteriormente, seccionados, com aproximadamente 8cm de comprimento (**Figura 6**).

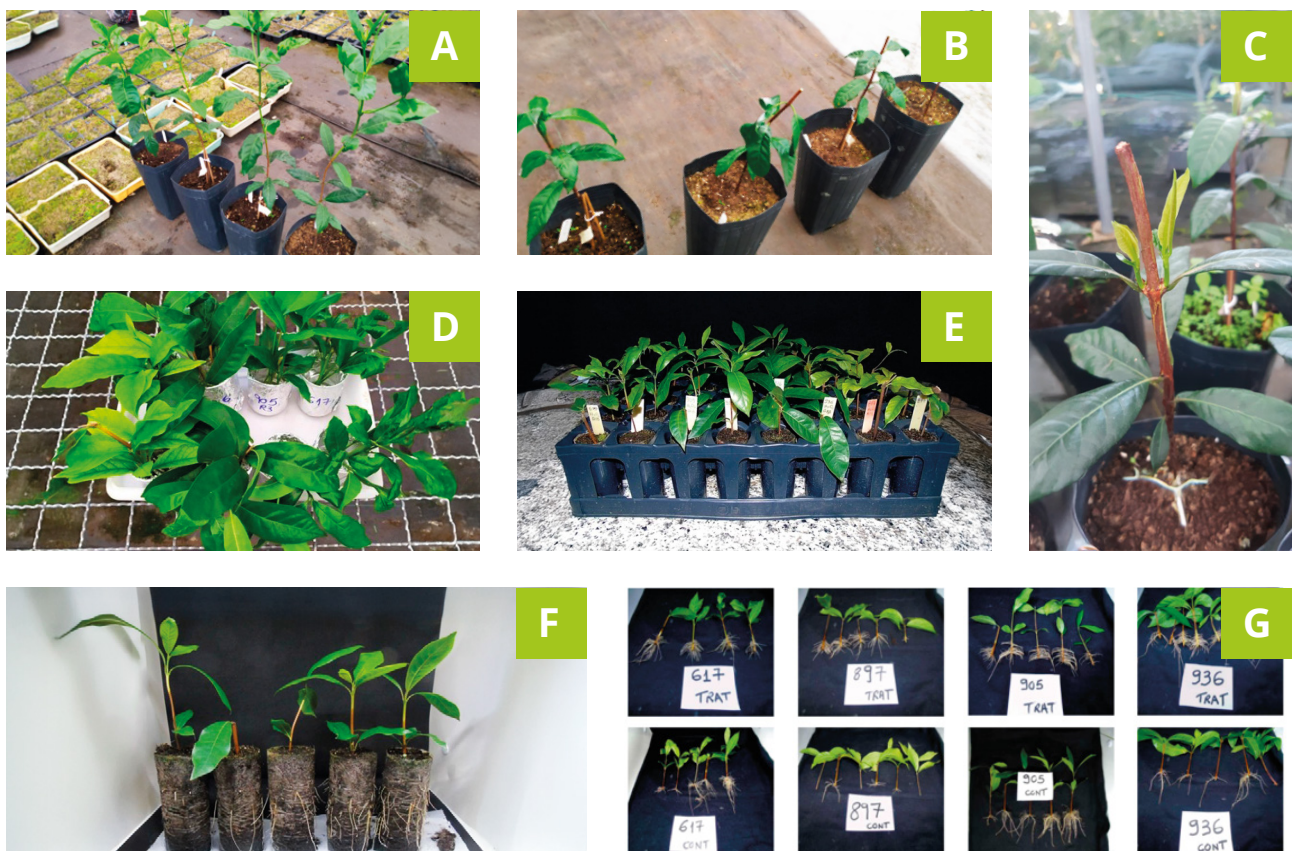


Figura 6: Miniestaquia.

A- Plantas propagadas por estaquia antes da poda apical; **B-** Poda apical; **C-** Desenvolvimento das brotações laterais; **D-** Aplicação de AIB e H_2O_2 na base da estaca; **E-** Estaqueamento em paperpots; **F, G-** Detalhe do enraizamento das raízes de diferentes clones.

As miniestacas foram separadas em apicais e intermediárias. Em seguida, foram submetidas aos seguintes tratamentos: I) Miniestacas da porção terminal do ramo sem indutores de enraizamento e com imersão em água pura por 20 horas (controle apical); II) Miniestacas da porção intermediária do ramo sem indutores de enraizamento e com imersão em água pura por 20 horas (controle intermediário); III) Miniestacas da porção terminal do ramo tratadas com peróxido de hidrogênio (H_2O_2) 50 mM por 8 horas, e posteriormente em solução de ácido indol-3-butírico (AIB), na concentração de $300\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$, por 12 horas (AIB + H_2O_2 , estaca apical) e IV) Miniestacas da porção intermediária do ramo tratadas com peróxido de hidrogênio (H_2O_2) 50 mM por 8 horas, e posteriormente em solução de ácido indol-3-butírico (AIB), na concentração de $300\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$, por 12 horas (AIB + H_2O_2 , estaca intermediária).

Após a aplicação dos tratamentos pré-estabelecidos, as miniestacas foram inseridas em *paperpots* (recipientes biodegradáveis) preenchidos com uma mistura homogênea composta por 25% de turfa, 40% de coco granulado, 30% de perlita, e $3\text{Kg}\cdot\text{m}^{-3}$ de Basacote® Plus 6M, um fertilizante de liberação controlada. Esses recipientes foram organizados em bandejas plásticas e, em seguida, acondicionados na câmara de nebulização, com irrigação automatizada funcionando por 10 segundos a cada 15 minutos com umidade média de 76% e temperatura média de 26°C .

Aos 60 dias após a miniestaquia (DAM) foi observada uma **alta taxa de enraizamento** tanto nas miniestacas do tratamento controle (80%), quanto naquelas submetidas ao tratamento com peróxido de hidrogênio e AIB, que obtiveram 100% de estacas enraizadas. Devido à transparência do revestimento externo dos *paperpots* foi possível observar visualmente a presença das raízes (**Figura 6**).

Quanto ao número de raízes, tanto a aplicação de AIB e H_2O_2 nas estacas apicais ou nas intermediárias, resultaram em uma quantidade maior de raízes quando comparado aos tratamentos controle, o que pode justificar a utilização desses reguladores para o desenvolvimento inicial da muda.

Aspectos econômicos e principais utilizações

Melanopsidium nigrum apresenta utilidades para fins alimentares e tecnológicos. Seu fruto é comestível e sua madeira aplicada no artesanato local, especialmente na confecção de cabo para ferramentas (Santos et al., 2009). Considerando que membros da mesma família, como *Coffea arabica* L., possuem compostos bioativos como os flavonoides e ativos antioxidantes (Moreira, 2013), é plausível supor que *M. nigrum* possa apresentar substâncias aplicáveis em fitoterapia ou farmacologia e futuras pesquisas podem explorar seu valor terapêutico. No entanto, não há registros científicos sobre suas propriedades medicinais.

Além disso, seu uso ornamental, se conduzido da forma correta, pode representar uma estratégia complementar de conservação. Espécies nativas têm sido empregadas com sucesso em projetos de paisagismo ecológico, promovendo um aumento em sua propagação e redução na pressão de coleta em seu habitat (Freire e Mussi-Dias, 2019). A introdução planejada da espécie em áreas urbanizadas da restinga pode contribuir com o aumento de sua densidade populacional, funcionando como um banco genético vivo, realizando a manutenção de sua diversidade genética.

• Alporquia

A **alporquia** é um método de propagação vegetativa de plantas que consiste em induzir o desenvolvimento de raízes em um ramo ainda ligado à planta-mãe, para depois separá-lo e cultivá-lo como uma nova muda.

A alporquia é uma **técnica indicada quando não é viável a remoção prévia do propágulo**. Consiste em induzir raízes diretamente no ramo da planta matriz, por meio do anelamento da casca e aplicação opcional de reguladores de enraizamento. A região tratada é envolta por substrato umedecido e protegido, criando um microambiente favorável. Após a formação de raízes, o ramo é destacado, originando uma nova planta (Teleginski et al., 2018).



Figura 7: Alporquia.

A– Anelamento do ramo para executar a alporquia; **B**– Colocação da esfera com esfagno no ramo; **C**– Retirada do papel alumínio para abertura das esferas após 3 meses; **D**– Ramo apresentando desenvolvimento radicular na base; **E** – As raízes se formaram mas o esfagno foi retirado por invasores (pássaros e/ou insetos); **F** – Detalhe do desenvolvimento da raiz; **G** – Esfera apresentando muitas formigas (setas); **H** – Desenvolvimento radicular de plantas propagadas por 300 dias após a alporquia.

A técnica de alporquia foi realizada com a seleção de alguns indivíduos na Reserva Caruara (RPPN Fazenda Caruara, em São João da Barra, RJ) (**Figura 7**). Em cada planta, foram escolhidos de 1 a 4 ramos, totalizando 21 ramos utilizados. Foi dada preferência a ramos mais finos e mais grossos, de forma a poder utilizar as esferas de alporquia com dois diâmetros diferentes, além da escolha de ramos que apresentassem folhas acima do alporque (**Figura 7**).

Para a realização do anelamento da periderme do caule, foi utilizado um canivete esterilizado, com uma extensão de aproximadamente 4cm. Na região do anelamento, foi pulverizada uma solução de AIB na concentração de 1000mg.L⁻¹, com o objetivo de estimular a indução das raízes.

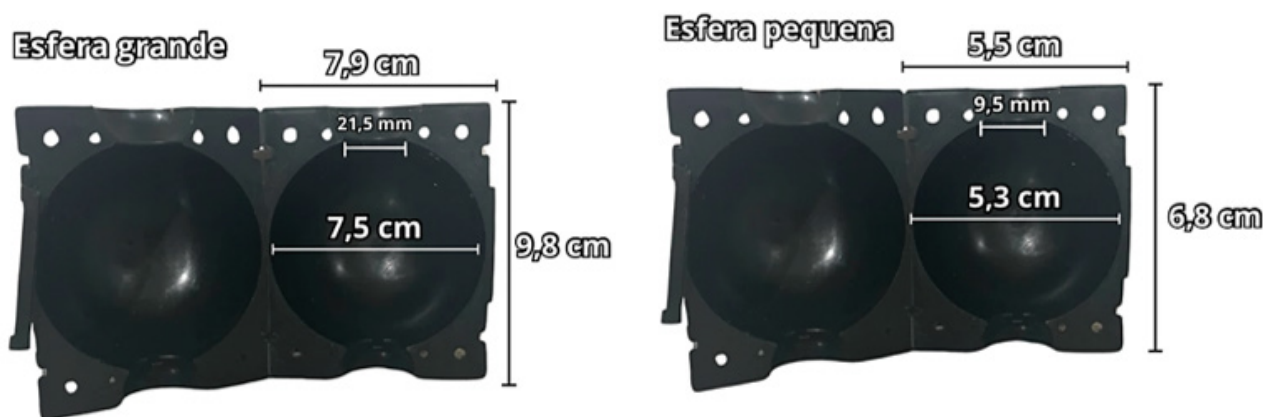


Figura 8: Dimensões das esferas plásticas.

A – Esfera grande; B- Esfera pequena.

Após a aplicação do AIB, foi posicionada uma esfera própria para alporquia em cada ramo selecionado, no local do anelamento, conforme o diâmetro do ramo. As esferas utilizadas foram de dois tamanhos: grande com 7,5cm de diâmetro interno e 21,5mm de diâmetro no local de encaixe do caule e pequena com 5,3cm de diâmetro e 9,5mm de diâmetro no local de encaixe do caule (**Figura 8**).

As esferas foram preenchidas com musgo esfagno previamente hidratado, e serviram para acomodar o substrato úmido e foram fixadas ao redor do caule com arame nas quatro extremidades, garantindo a fixação do alporque à região anelada. Posteriormente foram envolvidas com papel alumínio para refletir a radiação solar e, conseqüentemente diminuir a temperatura no interior do alporque, e, adicionalmente, foram fixadas com fita adesiva transparente, criando um ambiente propício ao enraizamento.

Como alternativa ao uso de esfera, pode-se utilizar plástico para envolver o substrato, amarrado com um barbante resistente. Nesse caso, deve-se atentar para que o substrato faça pressão o suficiente para manter a umidade da região anelada durante todo o processo. A escolha do material do barbante ou amarra utilizada também é um ponto de atenção, pois sua exposição ao tempo e insetos pode acabar por rompê-lo.

É importante que o monitoramento da umidade do substrato utilizado seja constante durante o período de enraizamento. O tempo necessário para o enraizamento varia de 30 a 60 dias, dependendo das condições ambientais e do diâmetro do ramo escolhido, no entanto, deve-se respeitar o limite de 60 dias e não o ultrapassar, uma vez que pode ocasionar em maior tempo de exposição a agentes naturais, fazendo com que a raiz formada desidrate ou ainda seja atacada por insetos (**Figura 7**).

Quando as raízes estiverem bem formadas, o ramo pode ser cortado abaixo do ponto de enraizamento e transplantado para recipientes com substrato leve e bem drenado como Basaplant® e outros facilmente encontrados em estabelecimentos de produtos agropecuários, até que seja realizado o processo de aclimação para retornar com a muda para o seu habitat natural. O cuidado com a aclimação é essencial nessa fase, pois isso garante que a nova planta se adapte de forma gradual às condições externas antes de ser exposta ao sol pleno do ambiente de restinga.

A partir das análises realizadas, foi possível observar que houve variações significativas nas taxas de enraizamento em função do diâmetro do ramo. **Aos 90 dias após a alporquia, os ramos finos com diâmetro médio de 8,9mm apresentaram 80% de enraizamento. Entretanto, apenas 60% dos alporques com raízes apresentaram raízes viáveis. Em alguns desses alporques, as raízes estavam presentes, porém desidratadas (30% dos alporques que desenvolveram raízes apresentaram substrato seco). Além disso, em 10% de todas as esferas analisadas havia a presença de insetos.**

No entanto, os ramos grossos com média de diâmetro de 12,3mm, coletados também aos 90 dias após a alporquia, apresentaram 75% de enraizamento, com 50% das raízes viáveis, onde todas as esferas abertas permaneciam com substrato, sendo 75% deles ainda úmido, e 50% com presença de insetos. Pelos dados apresentados, foi possível verificar que *M. nigrum* tem habilidade de formar raízes adventícias pela técnica de alporquia.

O número de dias necessários para indução de raízes foi inferior a 90 dias. Assim, recomenda-se começar o monitoramento da formação de raízes a partir de 30 dias após a alporquia, hidratar o esfagno para a manutenção da umidade e controlar as pragas como formigas e cupins que apresentam predisposição para ocupação dessas esferas, provavelmente devido à presença de umidade.



Distribuição geográfica

A ocorrência de *M. nigrum* está restrita a **áreas litorâneas do Brasil**, com concentração principal nos ecossistemas de **restinga**, e em locais específicos de transição entre ecossistemas costeiros e florestais, sugerindo um alto grau de especialização ecológica. Assim, considerando as características naturais da espécie e de seu habitat, sua conservação requer medidas urgentes, com ações que transcendem a proteção apenas das populações e englobem estratégias de conservação que contemplem a conservação também dos ecossistemas de restinga.

Considerações finais

As diferentes técnicas de propagação vegetativa aplicadas em *Melanopsidium nigrum* demonstraram resultados positivos para a manutenção dessa espécie. Entre essas técnicas, **a miniestaquia se destaca por sua alta eficiência no enraizamento e na produção de mudas viáveis**, devido ao uso de brotações jovens, que possuem maior potencial para enraizar. No entanto, o ponto negativo de sua utilização seria depender de uma muda formada por estaquia ou via seminífera. Já a estaquia de ramos lenhosos demonstrou ser a de menor sucesso no enraizamento, o que torna o processo da miniestaquia mais difícil e mais demorado em relação às demais técnicas.

À vista disto, **o uso de brotações jovens como propágulos, coletadas diretamente dos ramos de indivíduos presentes em seu habitat natural, apresenta ótimos resultados mesmo sem uso de reguladores vegetais**. É um método viável e eficaz que leva à formação de uma muda de 50cm em, aproximadamente, um ano. Na restinga, é possível encontrar algumas áreas com considerável concentração de árvores dessa espécie. Nestas áreas, uma eficaz abordagem é retornar periodicamente em busca de novas brotações, em média a cada 2 a 4 semanas, pois as brotações são suscetíveis à desidratação e herbivoria, além de começarem a lignificar, o que diminui as chances de sucesso no enraizamento.

A técnica da alporquia também pode ser uma alternativa importante, especialmente em situações em que se deseja otimizar a formação de clones, principalmente em indivíduos em áreas de supressão vegetativa. A alporquia, por exemplo, permite o desenvolvimento de raízes diretamente na planta matriz.

Assim, a combinação de técnicas de propagação vegetativa, como o uso de estaquia de brotações para formação de jardim clonal para a produção de mudas por miniestaquia, adaptadas às condições específicas de cultivo, **representam uma abordagem eficiente e sustentável** para a propagação de *M. nigrum*. Além disso, a otimização do uso das brotações como propágulos reforça a importância de práticas de manejo adequadas para maximizar o potencial reprodutivo da espécie, como identificar o período ideal para realizar as coletas, assim como garantir condições apropriadas para seu enraizamento, como substrato, irrigação e iluminação adequados. Estas ações contribuem não apenas para sua preservação, mas também para seu uso em programas ambientais.

Um fator importante para a escolha da metodologia empregada é o **tempo disponível para resgate de germoplasma em indivíduos sujeitos ao Licenciamento Ambiental**. Nem sempre há tempo disponível para aplicação de algumas dessas técnicas e elas devem ser escolhidas conforme a possibilidade de aplicação. Ou seja, mesmo com sucesso baixo, em casos de supressão imediata da vegetação onde os indivíduos de *M. nigrum* se encontrem, a estaquia, principalmente de brotações herbáceas, em conjunto com o transplantio, pode ser o método mais indicado. O intuito deste boletim é justamente dar subsídios para a escolha e um caminho a seguir.

Por fim, um ponto tão importante quanto a propagação da espécie é sua reintrodução no campo de maneira bem-sucedida. **Como exemplo, destacamos que 50 mudas propagadas por estaquia em outubro de 2021 (para dar base aos resultados deste trabalho) foram transplantadas em agosto de 2024 para uma região de reserva (Reserva Caruara), seu habitat natural, a restinga.**



Referências

- BEVERIDGE, C. A.; RAMEAU, C.; WIJERATHNA-YAPA, A. Lessons from a century of apical dominance research. *Journal of Experimental Botany*, v.74, p.3903-3922, 2023. Disponível em: < <https://doi.org/10.1093/jxb/erad137> >
- CNCFLORA, 2024 *Melanopsidium nigrum* in Lista Vermelha da flora brasileira versão 2012.2 Centro Nacional de Conservação da Flora. Disponível em: < <https://cncflora.jbrj.gov.br/portal/pt-br/profile/Melanopsidiumnigrum> > Acesso em 23 novembro 2024.
- DELPRETE, P. G. *Melanopsidium* Colla (Rubiaceae, Gardenieae): a monospecific Brazilian genus with a complex nomenclatural history. *Brittonia*, v. 52, p. 325-336, 2000.
- DUARTE, E. F.; RESENDE JÚNIOR, M. P.; CARNEIRO, I. F. Enraizamento de estacas de ixora (*Ixora coccinea* L.) com o uso de AIB e solução mineral. In: Congresso de Pesquisa, Ensino e Extensão da UFG – CONPEEX, 2006.
- FABRICANTE, J. R.; CRUZ, A. B. S.; REIS, F. M.; ALMEIDA, T. S. Invasão biológica em sítios de Restinga no Nordeste brasileiro. *Research, Society and Development*, v. 10, n. 6, 2021. Disponível em: < <https://doi.org/10.33448/rsd-v10i6.15942> >
- FREIRE, M. G. M.; MUSSI-DIAS, V. Ornamental use of plants from the Restinga. *Ornamental Horticulture*, v. 25, p. 55–64, 2019.
- Gomes, M. *Melanopsidium* in Flora e Funga do Brasil. Jardim Botânico do Rio de Janeiro. Disponível em: < <https://floradobrasil.jbrj.gov.br/FB14116> >. Acesso em: 03 abr. 2025
- GOMES, M. M. A.; CAMPOSTRINI, E.; BARROSO, D. G.; BRAGA, G. A. V.; CORDEIRO, L. P. S.; SILVA, A.L.P.M.; NEVES, C. S.; DEFANTI, K. M.; MAUAD, L. P.; CARDOSO, L. J. T.; Induction of adventitious rooting in *Melanopsidium nigrum* via different vegetative propagation methods. 2024. In: XIX Brazilian Congress of Plant Physiology, Viçosa/MG.
- GOMES, M. M. A.; SILVA, A.L.P.M.; NASCIMENTO, T.L.; MAUAD, L. P.; CARDOSO, L. J. T.; BARROSO, D. G.; CAMPOSTRINI, E. Vegetative rescue of *Melanopsidium nigrum* Colla via induction of adventitious roots. *Rhizosphere*, v. 24, 100616, 2022. Disponível em: < <https://doi.org/10.1016/j.rhisph.2022.100616> >

- MOREIRA, M. E. de C. Avaliação do potencial farmacológico de café (*Coffea arabica* L.) verde e torrado. 2013. 113 p. Tese (Doutorado em Ciência dos Alimentos) - Universidade Federal de Lavras, Lavras, 2013.
- OLIVEIRA, M.G.; GOMES, D. M. S.; MOURA, M. V. L. P. Anatomia e micromorfologia foliar de *Melanopsidium nigrum* Colla. *Floresta e Ambiente*, v. 10, n. 2, p. 87-94, 2003.
- SANTOS, M. G.; FEVEREIRO, P. C. A.; REIS, G. L.; BARCELOS, J. I. Recursos vegetais da Restinga de Carapebus, Rio de Janeiro, Brasil. *Revista de Biologia Neotropical*, Goiânia, v. 6, n. 1, p. 35–54, 2009.
- SANTOS, V. J.; SILVA, A. N. F.; SILVA, E. C. G.; ALMEIDA JÚNIOR, E. B.; ZICKEL, C. S. Arranjo estrutural e diversidade do componente lenhoso da restinga em Caravelas, sul da Bahia, Nordeste do Brasil. *Revista Brasileira de Geografia Física*, v. 15, n. 3, p. 1371–1379, 2022.
- SANTOS, C. R.; FREITAS, R. R. de; MEDEIROS, J. D. Participação social e retrocessos na proteção da vegetação de restinga no Brasil no período entre 1965 e 2021. *Desenvolvimento e Meio Ambiente*, v. 61, p.58-84, 2023. Disponível em < <https://doi.org/10.5380/dma.v61i0.81531> >
- SOUZA, J. L. C.; VIEIRA, M. C.; SOUZA, E. R. B.; GUIMARÃES, R. N.; NAVES, R. V. Estaquia em frutíferas do Cerrado. *Brazilian Journal of Development*, Curitiba, v. 6, n. 3, p. 15531–15544, 2020. Disponível em: < <https://doi.org/10.34117/bjdv6n3-432> >
- TELEGINSKI, F.; ZUFFELLATO-RIBAS, K. C.; KOEHLER, H. S.; DEGENHARDT-GOLDBACH, J.; TELEGINSKI, E. Resgate vegetativo de *Campomanesia xanthocarpa* Mart. ex O. Berg por alporquia. *Ciência Florestal*, Santa Maria, v. 28, p. 820–826, 2018. Disponível em: < <https://doi.org/10.5902/1980509832100> >
- TIETZ, A. L.; APEL, R. P.; MOUGA, D. M. D. S. Caracterização de flora de restinga arbustivo-arbórea no sul de Santa Catarina, Brasil. *Acta Biológica Catarinense*, v. 10, n. 2, 2023. Disponível em: < <https://doi.org/10.21726/abc.v10i2.2056> >
- WENDLING, Ivar; TRUEMAN, S. J.; XAVIER, A. Maturation and related aspects in clonal forestry—Part I: Concepts, regulation and consequences of phase change. *New Forests*, v. 45, p. 449-471, 2014. Disponível em: < <https://doi.org/10.1007/s11056-014-9421-0> >



Realização:



Parceria:

