

# PROPAGAÇÃO DA MANGUEIRA

*José Maria Moreira Dias<sup>1</sup>; Rodrigo Sobreira Alexandre<sup>2</sup>;  
Delcio de Castro Felismino<sup>2</sup>; Dalmo Lopes de Siqueira<sup>1</sup>.*

## 1. INTRODUÇÃO

O Brasil, considerado o nono produtor mundial de manga, com produção anual da ordem de 823 mil toneladas, tem participação de 3,4 % no volume exportado. Em 2000, o Brasil ocupou o segundo lugar em volume exportado, atrás apenas do México (FAO, 2002). Estes dados são suficientes para destacar a importância da Mangicultura no cenário da Fruticultura Brasileira, como um grande fator na gestão de Agronegócios, seja a nível do mercado interno, seja, principalmente a nível do mercado externo.

A produção brasileira é voltada para atender, principalmente, o mercado interno. E a preocupação dos produtores, quanto a esse mercado, é com a regularidade na oferta. Para se alcançar este objetivo, quatro fatores são vitais para o êxito da cultura: clima, solo, nível tecnológico e qualidade da muda. O clima é o principal fator que determina a possibilidade de um cultivo econômico, onde os plantios comerciais somente são viáveis dentro de valores específicos de temperatura, chuva, altitude, insolação, umidade relativa e ventos. Entretanto, a mangueira é considerada uma espécie de boa adaptação a diferentes tipos de solo, em função de vários aspectos inerentes à planta, dentre eles, um sistema radicular bem desenvolvido e profundo. Quanto ao nível de tecnologia aplicado à cultura, destaca-se a indução floral, hoje conhecida como uma importante estratégia para a introdução no mercado consumidor de frutos na entressafra. A qualidade da muda é outro fator essencial no sistema de produção da mangueira, porque, ao influenciar a qualidade do sistema radicular e as características da copa, estará, direta ou indiretamente, influenciando a adaptabilidade edafoclimática e o nível de tecnologia a ser adotado.

---

<sup>1</sup> Prof. do Departamento de Fitotecnia, da Universidade Federal de Viçosa. Campus Universitário; UFV; CEP.: 36.570-000: Viçosa-MG.; E-mail: jmmdias@ufv.br

<sup>2</sup> Doutorando do Departamento de Fitotecnia/UFV;

O objetivo deste capítulo será discutir aspectos relevantes do processo de produção de mudas da mangueira.

## **2. REPRODUÇÃO DA MANGUEIRA**

O conhecimento das características reprodutivas das plantas é fundamental, para que se possam eleger, apropriadamente, os métodos de propagação. Este aspecto é altamente relevante, em se tratando, principalmente, de plantas arbóreas perenes, como é o caso da mangueira. Para estas plantas, a qualidade da muda vai influenciar diretamente sua adaptabilidade edafoclimática, longevidade, produtividade e qualidade do fruto.

A mangueira é uma planta tipicamente de fecundação cruzada, o que a caracteriza como planta heterozigótica. Por outro lado, esta fruteira apresenta variedades monoembriônicas e poliembriônicas. A formação na semente de mais de um embrião é um fenômeno conhecido por poliembrionia, tendo ocorrência em muitas variedades mangíferas. A ocorrência de genótipos poliembriônicos e monoembriônicos também pode acontecer dentro de uma única variedade e a distinção inequívoca entre o embrião sexual e assexuado é realizado por meio de marcadores genéticos. A poliembrionia é determinada por um complexo de genes e, especificamente na mangueira, é herdada como um caráter recessivo (Sturrock, 1968).

Os embriões assexuais, provenientes de sementes poliembriônicas, são produzidos pelo crescimento das células somáticas formadoras do tecido nucelar (Saúco, 1999 e Manica, 2001). Estes autores acrescentam que, algumas vezes, sementes de cultivares poliembriônicos podem produzir apenas uma planta, e sementes de cultivares monoembriônicos, devido a ramificações do caulículo, podem formar, por sua vez, mais de uma planta por semente. Este fenômeno é denominado policaulismo.

Os cultivares poliembriônicos, propagados por sementes, podem produzir plantas geneticamente idênticas à planta mãe, se provierem de embriões nucleares. Segundo Saúco (1999) e Manica (2001), das diversas plântulas (geralmente, de 2 a 7) originadas de apenas uma semente de cultivares poliembriônicos, somente uma delas é sexual, sendo as demais, consideradas oriundas de propagação assexuado ou vegetativa. Estes autores relatam, ainda, que a localização privilegiada dos embriões nucleares, em relação ao zigótico, proporciona a eles um crescimento mais vigoroso, podendo inibir

ou impedir o desenvolvimento do embrião zigótico, dada à concorrência existente entre os embriões nucelares pelo espaço e substâncias nutritivas disponíveis na semente. Segundo os mesmos autores, o crescimento simultâneo de várias plântulas emergentes de uma mesma semente poliembriônica pode ocasionar deformações na zona de união do caule com as raízes, impedindo o desenvolvimento normal da plântula e causando o aparecimento de mudas defeituosas, que devem ser eliminadas no momento da formação do viveiro.

Mesmo sendo os embriões zigóticos menos vigorosos que os nucelares, não se pode descartar a possibilidade de que algumas plântulas sejam originárias deles, portanto, distintas da planta-mãe (Saúco, 1999). Segundo Maheshwari et al. (1955), Sachar & Chopra (1957) e Sturrock (1968), normalmente o embrião zigótico se degenera ou produz mudas raquíticas. Por esta razão, a distinção entre plântulas de origem nucelar e zigóticas, normalmente tem sido feita com base nos seus vigores. Não obstante, plântulas zigóticas e nucelares, não raramente, podem mostrar-se morfológicamente semelhantes (Ram, 1997), exigindo, neste caso, o emprego de marcadores genéticos, para se lograr a identificação.

### **3. PROPAGAÇÃO DA MANGUEIRA**

A propagação da mangueira pode dar-se por duas vias: seminífera e vegetativa. As vantagens e os inconvenientes de cada uma serão vistos à continuação.

#### *3.1. Propagação pela via seminífera*

Quando uma muda é originada de uma semente monoembriônica, o processo é conhecido como propagação sexual, meiótica ou gâmica, proveniente do resultado da união dos gametas masculino e feminino.

A propagação pela via seminífera é um método mais simples e seguro, formando plantas vigorosas e mais longevas, além de dotadas de um sistema radicular abundante e profundo. A propagação seminífera permite a obtenção de novas variedades, a formação de bancos de germoplasma e a produção de mudas a um custo mais baixo.

Desde a introdução da mangueira no Brasil pelos portugueses, no século XVI, a cultura se expandiu, principalmente, por meio da propagação a partir de sementes, disseminando-se o cultivo desde o Norte - Nordeste até aos estados do Sudeste. Em muitas regiões brasileiras, ainda hoje, os pomares são formados a partir de mudas obtidas por este método, cujas sementes, muito freqüentemente, são obtidas de uma única variedade, muitas vezes, monoembriônica. Essa condição, aliada à natureza heterozigótica da mangueira, propicia segregação gênica, acarretando, como conseqüência, formação de plantas muito vigorosas e porte elevado, dificultando as práticas culturais e impedindo uma condução racional do pomar; início do ciclo de produção mais tardio, o que impede um retorno do capital investido em menor espaço de tempo; produção irregular nos primeiros anos; colheita mais difícil, cara e demorada; grande variabilidade também nas características físicas, químicas e organolépticas dos frutos. Mancin et al. (2004) relatam que na Índia, a transição da fase vegetativa para a fase reprodutiva é geralmente de quatro a cinco anos em plantas enxertadas e de mais de oito anos em plantas obtidas pela via seminífera.

Estas desvantagens constituem sérios obstáculos para o que se espera de uma Mangicultura moderna. Para atender as exigências dos mercados interno e externo, é fundamental melhorar a qualidade, produtividade e o nível tecnológico de nossos pomares. Isto somente é possível com o emprego da propagação vegetativa, com base em cultivares de comprovada qualidade, tanto com relação ao seu sistema radicular, quanto da parte aérea. A propagação seminífera deverá ter sua aplicação apenas nos trabalhos de melhoramento genético, para obtenção de novas variedades, ou na propagação de plantas, visando a formação de porta-enxertos ou a multiplicação de cultivares poliembriônicos, pelo resgate das plântulas obtidas dos embriões nucleares.

A tecnologia recomendada para a obtenção de mudas, pela via seminífera, será descrita na parte referente à enxertia (item 3.2.2.2.)

### 3.2. Propagação pela via vegetativa

Define-se por propagação vegetativa, o processo pelo qual a muda é produzida a partir dos métodos de enxertia, mergulhia, estaquia, propagação *in vitro* a partir de células e tecidos somáticos e, ainda, pelo resgate das

plântulas obtidas dos embriões nucleares das sementes de variedades poliembriônicas (Figura 1).

A propagação vegetativa apresenta importantes vantagens: plantas homogêneas, com características varietais idênticas às da planta matriz; plantas de menor porte, o que facilita, em muito, as práticas culturais e a colheita dos frutos; permite eliminar ou reduzir a fase juvenil; permite a produção mais precoce de frutos, sendo estes de melhor qualidade; e produção regular e em maior volume. Não obstante, apresenta, como desvantagens, plantas com menor longevidade; sistema radicular, às vezes, menos desenvolvido; possibilidade de transmissão de enfermidades sistêmicas; e de originar plantas apresentando mutações de gemas. Além do mais, é um processo de produção de mudas mais caro, quando comparado com o seminífero, e apresenta riscos potenciais no referente aos aspectos fitossanitários, devido à homogeneidade da população clonal do pomar. Realisticamente, estas desvantagens não constituem obstáculos reais, pois a menor longevidade pode ser compensada pelo maior número de plantas por unidade de área, proporcionando maior volume de produção e produtividade do pomar; sistema radicular pouco vigoroso, problema relativo e questionável. A transmissibilidade de enfermidades sistêmicas pode ser evitada nessa modalidade de propagação, mediante um bom controle fitossanitário das plantas matrizes e práticas culturais corretas no pomar.

Assim, alguns dos grandes objetivos da mangicultura moderna podem ser alcançados pelo emprego da propagação vegetativa, a partir da qual as plantas podem apresentar características agronômicas mais desejáveis.

### *3.2.1. Importância das plantas matrizes*

Um dos principais fatores responsável pela grande variabilidade de plantas e frutos nos pomares comerciais é a utilização de material propagativo (sementes ou partes vegetativas), retirado de plantas sem nenhum controle, e das quais se desconhecem características como produção, alternância de produção, resistência ou tolerância a doenças, características de qualidade (cor, peso, aroma, sabor, presença de fibras, consistência da polpa, tamanho da semente).

O processo de propagação vegetativa deve-se iniciar pela escolha da planta que vai fornecer os propágulos: ramos, estacas, garfos, hastes porta-borbulhas ou células, tecidos ou órgãos, quando se tratar de cultivos *in vitro*. Estes propágulos devem ser obtidos de plantas que expressem fielmente as características varietais, ou seja, plantas que foram selecionadas pelos seus atributos agronomicamente superiores e, por isto, chamadas de plantas matrizes. Para a mangueira, tais plantas devem ser selecionadas de cultivares com ausência ou menor tendência à alternância de produção; cultivares com alta porcentagem de flores hermafroditas e pouca tendência a produzir frutos sem embrião; frutos de cor atrativa; frutos com capacidade de manejo pós-colheita, com boa conservação durante o período de transporte e armazenamento e tolerância à antracnose, para que seja viável o combate sob o ponto de vista comercial; e frutos saborosos, sem fibra e cujo caroço (endocarpo) tenha peso inferior a 10 % do peso total do fruto (Manica, 1981).

Quando a opção pelo método de propagação recair na enxertia, deve-se escolher com igual acuidade as plantas matrizes fornecedoras das sementes, as quais serão utilizadas para a obtenção dos porta-enxertos. Estas matrizes devem apresentar características bem definidas e homogêneas, no que se refere à alta produtividade, de modo que a planta proporcione grande quantidade de sementes; alta taxa de poliembrionia, visando a formação de uma população homogênea de porta-enxertos; precocidade na germinação da semente; crescimento rápido e vigoroso das plântulas, atingindo antes o ponto de enxertia; plantas com características ananizantes e capazes de transmitir este caráter ao cultivar copa; facilidade na execução da enxertia; resistência ou alta tolerância aos fitoparasitas; sistema radicular bastante desenvolvido e capaz de romper possíveis barreiras físicas, químicas ou microbiológicas do solo, como o Mal ou Seca da Mangueira, induzido pelo porta-enxerto (Donadio, 1980; Manica, 1981).

Deste modo, o produtor de mudas deverá dispor de um pomar para o fornecimento de material para obtenção de porta-enxerto e de outro para enxerto (Saúco, 1999).

### *3.2.2. Métodos de propagação vegetativa*

#### *3.2.2.1. Estaquia e Alporquia*

Segundo Manica (2001), a propagação vegetativa, com base nos métodos da estaquia ou alporquia, não tem sido utilizada na propagação comercial desta fruteira, embora proporcione precocidade de produção e mantenha, na descendência, as características genéticas da planta matriz.

Pelo método da estaquia, o enraizamento se realiza de maneira lenta e as mudas apresentam sistema radicular pouco vigoroso e superficial, sem nenhuma adaptação a determinados tipos de clima e solo e, por conseguinte, o transplântio é bastante difícil. Estas características também são experimentadas pelas mudas produzidas pelo método da alporquia, agravado pelo fato de a planta matriz proporcionar um muito baixo rendimento em mudas, quando comparado ao método da própria estaquia. Com base em todos estes aspectos, esses dois métodos de enraizamento adventício, embora possíveis, são poucos adotados para a produção de mudas (Saúco, 1999; Manica, 2001; Mancin et al., 2004; Propagação da Mangueira, 2004; Toda Fruta, 2004).

No que se refere aos aspectos da estaquia, os propágulos (estacas) são preparados, geralmente, a partir de ramos sadios e maduros, apresentando comprimento entre 10 a 15 cm e contendo de 3 a 5 gemas. Assim preparadas, seus extremos proximais (bases) são mergulhados em solução de AIB a  $5.000 \text{ mg L}^{-1}$ , durante 24 horas (Manica, 2001). Segundo o mesmo autor, antes do plantio, deve-se lavar com água a parte tratada das estacas. O plantio das estacas no meio enraizante, leito de enraizamento ou recipientes individuais, é feito verticalmente ou ligeiramente inclinado, enterrando aproximadamente dois terços do seu comprimento no substrato.

Dijkman (1950) estudou o enraizamento adventício do cultivar 'Haden', a partir de estacas com folhas. Esse autor, inicialmente, lavou as estacas em água corrente por 30-45 minutos para remover o exsudato da extremidade cortada e, em seguida imergiu suas bases, por 5 segundos, em solução de ácido indolbútrico a  $10.000 \text{ mg L}^{-1}$ . Seis semanas após o plantio, Dijkman logrou enraizar 75 % das estacas tratadas, enquanto aquelas não tratadas com a solução auxínica não vingaram.

Núñez-Elisea et al. (1992), para estudar o efeito do ácido naftalenoacético (ANA) no enraizamento adventício de estacas do cultivar ‘Tommy Aktins’, preparou esta auxina sob a forma de gel, utilizando a pasta de lanolina, contendo 2 %, 1 % ou 0,5 % de ANA. Os autores conseguiram, nestas respectivas concentrações auxínicas, enraizar 93 e 53 % das estacas, as quais formaram raízes primárias com comprimento acima de 5 cm e raízes laterais com aproximadamente 5 mm de comprimento.

As estacas, durante todo o processo de enraizamento e da formação da muda, devem receber todas as práticas culturais necessárias, inclusive o uso de instalações que permitam um sombreamento ligeiro do ambiente e dotadas de sistemas de nebulização intermitente ou de microaspersão.

### 3.2.2.2. *Enxertia*

#### **Obtenção do porta-enxerto**

O passo inicial na obtenção do porta-enxerto deve ser a seleção das plantas matrizes fornecedoras das sementes. No Brasil, o porta-enxerto é obtido, quase que exclusivamente, com base na disponibilidade de sementes. Geralmente, os viveiristas coletam, ao acaso, frutos das variedades mais comuns na região, sem considerarem características fundamentais, como aquelas descritas anteriormente, para porta-enxerto. Segundo Mancin et al. (2004), a grande variabilidade que ocorre em pomares de mangueira se deve, em grande medida, ao uso de porta-enxertos não selecionados e padronizados.

Segundo Manica (2001), no Nordeste do Brasil, os cultivares mais utilizados como porta-enxerto são ‘Espada’, ‘Rosa’, ‘Carlota’, ‘Itamaracá’ e ‘Coité’, devido ao vigor da planta, ao seu sistema radicular bastante desenvolvido e à grande disponibilidade de sementes. Nos estados do Sudeste, as mais utilizadas têm sido ‘Coração de Boi’, ‘Sapatinho’, ‘Ubá’, ‘Coquinho’, ‘Espada’, ‘Jasmim’ e ‘Rosinha’. Estes quatro últimos porta-enxertos, antes considerados resistentes à Seca da Mangueira, mostram, em estudos recentes, apresentar suscetibilidade a esta enfermidade. A escolha de cultivares que visem a obtenção de plantas anãs, tem recaído nas cultivares indianas ‘Malika’ e ‘Amrapali’. No Brasil, embora existam preferências regionais, a escolha de porta-enxerto, de modo geral, tem sido, majoritariamente, pelos cultivares ‘Coquinho’ e ‘Espada’. A ‘Coquinho’, possivelmente, por



germinar mais rapidamente, e a ‘Espada’, talvez, por ser mais vigorosa, de crescimento mais rápido e resistente à Seca da Mangueira. Desta forma, os viveiristas brasileiros têm feito opção por uma ou outra, conforme a disponibilidade de sementes em suas propriedades. O Instituto Agrônomo de Campinas-SP lançou alguns cultivares, que são recomendados como porta-enxertos, pelas suas resistências à Seca da Mangueira. São eles: o ‘IAC 101 Coquinho’, ‘IAC 102 Touro’, ‘IAC 103 Espada Vermelha’ e ‘IAC 104 Dura’. Entretanto esses cultivares ainda não estão sendo utilizados largamente, devido à insuficiência de sementes para formação de porta-enxertos (Manica, 2001; Mancin et al., 2004; Propagação da Mangueira, 2004; Toda Fruta, 2004).

Ainda não há uma definição clara de quais são os porta-enxertos mais indicados para cada situação. Ramos et al. (2001) comentam que o Brasil carece de pesquisas conclusivas quanto ao uso de porta-enxertos para a cultura da mangueira. Para estes autores, o cultivar ‘Espada’, por exemplo, tem sido mais utilizado no Cerrado, por ser mais disseminado e de fácil aquisição. Para eles, este porta-enxerto, em geral, proporciona à copa um crescimento muito vigoroso, dificultando os tratos culturais e a colheita, além de aumentar as perdas na pós-colheita. Seguem comentando que, embora os cultivares nacionais de mangueira, para porta-enxerto, sejam ótimos sob o ponto de vista de consumo *in natura* ou para fins industriais, como a ‘Bourbon’, a ‘Oliveira Neto’, e indianas, que têm rendimento e coloração de frutos (casca amarela) menos aceitáveis no mercado, elas apresentam maior disponibilidade de fenótipos anões.

Em mangueira, os efeitos do porta-enxerto sobre a copa não são, ainda, bem conhecidos, porém admite-se que o vigor, longevidade, produção e qualidades do fruto sejam influenciados. Apesar disso, a enxertia é um método sempre recomendado para a mangueira. Por exemplo, o caráter ananicante se reveste de grande importância, quando o objetivo é a obtenção de uma combinação copa x porta-enxerto, também com esta característica. Assim, para o caso de cultivares porta-enxertos poliembriônicos de porte baixo, essa característica pode ser mais facilmente transmitida ao conjunto, desde que a copa também tenha essa característica. No referente aos cultivares porta-enxertos monoembriônicos de porte baixo, essa característica poderá não se manifestar nas enxertias, visto que cada porta-enxerto será um híbrido, um genótipo distinto.

Nas condições de Cerrado, Ramos et al. (2001), visando a seleção de porta-enxertos com característica ananicante para mangueira, verificaram que a copa de 'Tommy Atkins' foi semelhante em altura, às copas de 'Haden', 'Van Dyke' e 'Winter', as quais apresentam tendência de menor crescimento, quando enxertadas sobre o porta-enxerto 'Espada'. Nas condições de Cerrado, este porta-enxerto, normalmente, é muito vigoroso, e este vigor se manifesta com as copas mais vigorosas como a 'Tommy Atkins' e a 'Haden'.

Trabalhos posteriores realizados por Ramos et al. (2004), enxertando os quatro cultivares copas, acima mencionados ('Tommy Atkins', 'Haden', 'Winter' e 'Van Dyke') sobre o porta-enxerto monoembriônico 'Amrapali', mostram uma clara redução na altura da planta, independentemente do cultivar copa. Entretanto, quando utilizou o cultivar 'Rosinha' como porta-enxerto e o 'Tommy Atkins' como copa, a planta resultante apresentava-se com maior porte.

Nas condições de São Paulo, Simão et al. (1997), ao avaliarem o comportamento de diferentes cultivares comerciais, como copa e como porta-enxerto, concluíram que 'Oliveira Neto' e 'Carlota', como cultivares copas, foram os mais produtivos; e como porta-enxertos, foram aqueles que induziram uma maior produção. Por outro lado, os cultivares 'Coco' e 'Espada', tradicionalmente utilizados como porta-enxertos, mostraram produções inferiores às dos cultivares copas utilizados como porta-enxertos.

Também para as condições de São Paulo, Ribeiro et al. (2002), ao estudarem o comportamento de porta-enxertos mono e poliembriônicos de mangueira, em relação às baixas temperaturas, verificaram que o cultivar 'Carabao' apresentou um alto grau de resistência a esta condição, independentemente da copa enxertada, podendo ser indicada para formação de mudas nas regiões mais frias daquele estado.

São José (1992), ao estudar o comportamento dos cultivares porta-enxertos 'Coquinho' (suscetível à Seca da Mangueira) e 'Carabao' (resistente a esta enfermidade), verificou que 'Coquinho' mostrou melhor crescimento inicial da muda, maior sistema radicular e peso da matéria seca, enquanto 'Carabao' se destacou, por proporcionar 100 % de pegamento na enxertia, pela modalidade borbulhia por escudagem em placa embutida.

Na Índia, Reddy et al. (1989), ao estudarem oito porta-enxertos, observaram que a altura e volume máximos da copa ocorreram, quando foi

utilizado o porta-enxerto ‘Muvandan’, seguido do ‘Olour’ e ‘Bappakai’. A copa apresentou altura e volume mínimos, com o porta-enxerto de ‘Vellaikulumban’, no referente às características de produção, o maior número e peso de frutos foram obtidos com o porta-enxerto ‘Olour’.

Manica (2001) comenta que, na Flórida, o porta-enxerto mais utilizado era o ‘Turpentine’, cultivar poliembriônico, por ser mais produtivo e vigoroso. Entretanto, os viveiristas preferiam os tipos monoembriônicos, particularmente o cultivar ‘Haden’, pelo seu grande vigor, embora apresentando uma maior heterogeneidade. Na Austrália, predominavam os porta-enxertos poliembriônicos, ‘Kensington Pride’ e a manga comum. Na África do Sul, os cultivares ‘Peach’ e ‘Sabre’. Nas Filipinas, preferencialmente os cultivares ‘Carabao’ e ‘Pico’. Em Porto Rico, para locais de clima semi-árido e com emprego de irrigação suplementar, o porta-enxerto ‘Eldon’ tem sido o mais utilizado, por induzir no enxerto um menor vigor e altura da copa. O caráter ananicante da planta, ao permitir uma maior número de plantas por unidade de áreas, suplanta a desvantagem de a planta produzir menor número de frutos. Em Israel, ainda, segundo Manica, o principal porta-enxerto para a mangueira era o ‘13/1’, uma seleção poliembriônica, tolerante à salinidade da água e aos solos moderadamente alcalinos. No solo arenoso da planície costeira, que não contém cal, o porta-enxerto ‘Sabre’ é o mais recomendado e utilizado. Para os solos argilosos, quando a água de irrigação não é muito salina, o porta-enxerto poliembriônico, o ‘4/9’, tem sido bastante recomendado.

### **Obtenção das sementes**

Com base em plantas matrizes, agronomicamente selecionadas para porta-enxertos, o passo seguinte é a colheita dos frutos, para extração das sementes. Deve-se colhê-los maduros.

Segundo Mancin et al. (2004), o período que vai desde a colheita do fruto, obtenção da semente e até a semeadura, não deverá ultrapassar de 15 a 30 dias, visto que as sementes perdem seu poder germinativo com relativa rapidez. Portanto, a época de semeadura deve coincidir com a da colheita dos frutos.

Após a colheita dos frutos, procede-se a retirada da casca e da polpa, seguida da lavagem das sementes. Estas, uma separada das outras, devem

ser colocadas sobre folhas de jornal, para secagem em local sombreado e ventilado, por três a cinco dias. Em seguida, realiza-se a extração do tegumento externo (capa fibrosa e dura ou endocarpo) que envolve a amêndoa. Esta operação pode ser realizada com o auxílio de tesoura de poda ou de lâminas cortantes bem afiadas. Pinto & Genú (1981) criaram o eliminador de endocarpo (Figura 2), que apresenta algumas vantagens: não fere os dedos do operário, permite aumentar e manter o rendimento diário do trabalho e deixa as amêndoas isentas de ferimentos e prontas para a semeadura. Naquelas sementes de difícil remoção do tegumento externo (endocarpo), como do cultivar 'Espada', uma alternativa para facilitar a germinação seria realizar cortes na parte ventral do caroço (Toda Fruta, 2004). Uma vez preparadas as sementes, elas devem ser selecionadas por peso ou tamanho, descartando-se aquelas pequenas e defeituosas. Em seguida, efetua-se um tratamento com fungicidas específicos (em pó), sendo, em seguida, embaladas dentro de sacolas transparentes de polietileno e armazenadas em local fresco ou levadas diretamente para o meio de germinação.

Tanto para a obtenção de mudas pela via seminífera, como para a obtenção de porta-enxertos, recomenda-se, como visto anteriormente, a utilização de cultivares poliembriônicos. Dessa forma, têm surgido divergências entre autores, quanto ao efeito do peso da semente sobre a germinação. Assim, pesquisas têm sido realizadas para verificar o efeito dessa característica na germinação e crescimento de plântulas de mangueira (Soares, 1989). Moraes (1989) recomenda a separação e classificação das sementes de mangueira por peso ou tamanho, porque, segundo o autor, as mais pesadas destacam-se por serem mais vigorosas. Ao estudarem esse comportamento em sementes dos cultivares 'Ubá' e 'Espada', Borges et al. (1998) não encontraram para o primeiro cultivar, efeito do peso da semente sobre a porcentagem de germinação. Todavia verificaram que o aumento da taxa de germinação acompanhou o aumento da temperatura, atingindo seu máximo à 30,3 °C, e que a maior velocidade de germinação para esse cultivar ocorreu a 34,8 °C. Com relação ao cultivar 'Espada', as sementes com peso acima de 19,0 g mostraram maior poder germinativo e a maior velocidade de germinação ocorreu à temperatura de 40,0 °C.

Com base na literatura revisada, observa-se que o método mais indicado e que resulta em maior porcentagem de germinação é o do uso de sementes sem endocarpo, as quais, após o completo preparo, devem ser,

imediatamente, semeadas (Chauran et al., 1979; Moreira Júnior et al., 1994; Manica, 2001; Mancin et al., 2004; Toda Fruta, 2004).

Borges (1997) verificou que sementes de mangueira 'Ubá' não devem ser armazenadas. A semeadura deve ser realizada logo após a coleta dos frutos e preparo das sementes. E que a germinação das mesmas também é influenciada pela presença do tegumento, proporcionando sua remoção, maior rapidez e maior índice de germinação (em torno de 90 %). Abel-Galil (1992) mostrou que a porcentagem de germinação de sementes com o tegumento removido após 10, 18 e 24 dias da extração do caroço foi de 39,78; 80,67 e 96,22 % respectivamente, comparado com 0; 11,1 e 45,56 % para sementes com tegumento intacto. De acordo com Chauran et al. (1979), o plantio de sementes de manga 'Ubá', desprovidas do endocarpo e sem passar por um período de armazenamento, apresentou maior porcentagem de germinação, altura, diâmetro e número de folhas em plântulas, bem como maior produção de matéria seca de parte aérea e de raiz. King & Roberts (1980) explicam este problema com base no fato de as sementes de mangueira serem consideradas recalcitrantes, não tolerando condições de armazenamento, principalmente sob baixa umidade e baixa temperatura.

Girija & Srinivasam (2000) mostraram, para as condições da Índia, que sementes dos cultivares 'Neelem' e 'Goa' armazenadas em sacos de aniagem molhados, mantiveram a viabilidade por um período de no máximo dez semanas. Chauran et al. (1979), ao estudarem o efeito do tempo de armazenamento sobre a germinação de sementes de mangas, constataram que a viabilidade é inversamente proporcional ao tempo de armazenamento. O índice de germinação aos 48 e 60 dias de armazenamento foi de 56,78 e 64,67 % e aos 0 e 28 dias, foi de 97,50 e 95,67%, respectivamente.

## **Métodos de semeadura**

### Semeadura em leitos

Os leitos devem ser preparados em locais planos ou levemente inclinados; bem batidos pelo sol e protegidos contra os ventos; livres de plantas daninhas de difícil eliminação; afastados de plantas adultas ou de pomares velhos ou abandonados; e próximos de uma fonte abundante de água de boa qualidade. Os solos para sementeira devem ser férteis, bem estruturados e bem drenados.

Escolhido o local, o solo deve ser devidamente arado e gradeado. Em seguida, os canteiros devem ser levantados, de modo a apresentarem dimensões da ordem de 8-10 m de comprimento, 1,0-1,2 m de largura e 0,15 m de altura.

Para obter melhores resultados com a semeadura em leitos de sementeira, Manica (2001) aconselha:

- a. Usar, como substrato, a mistura de areia pura e lavada com terriço (terra de superfície, rica em matéria orgânica), na proporção de 1 : 1;
- b. Incorporar 5-10 kg de esterco curtido, 100 g de superfosfato simples e 50 g de cloreto de potássio, por metro quadrado de sementeira.
- c. Após a incorporação destes componentes à mistura de substratos, proceder a desinfecção do leito, usando fumigantes, sendo o mais usado o brometo de metila. Para receber a fumigação, a mistura deve estar bem preparada e adequadamente úmida, para permitir uma resposta mais favorável do fumigante. Outra alternativa para a desinfecção do solo é a “solarização”, que consiste em deixar o solo da sementeira coberto com uma lona ou plástico transparente durante um período de 3 a 4 meses. Este tratamento, em geral, tem apresentado bons resultados.

As sementes devem ser plantadas em sulcos (de preferências transversais ao sentido de comprimento do leito), distanciados de 20 a 25 cm um do outro, numa profundidade de 5-6 cm, ficando as sementes distanciadas entre si, de 3 a 5 cm. Devem-se colocar as sementes dentro do sulco com o lado convexo para cima ou o lado ventral para baixo (Figuras 3 e 4). As sementes são, depois, cobertas com uma fina camada do mesmo substrato do leito. Em seguida, colocar uma pequena camada de cobertura morta sobre a superfície do leito, visando a conservação da umidade; evitar a formação de uma crosta compacta na superfície do leito, o que dificultaria a infiltração de água e as trocas gasosas; evitar incidência direta do sol e concorrência precoce com as plantas daninhas; permitir uma germinação mais uniforme e facilitar a posterior retirada das mudinhas. A cobertura morta deve ser retirada paulatinamente e por etapas, na medida em que as mudinhas começam a germinar e crescer, aumentando a sua exposição ao sol gradativamente.

A velocidade de germinação das sementes de mangueira está também relacionada com a profundidade de semeadura. Foi observado que

o menor tempo (29,9 dias) alcançado para atingir 50 % de germinação ocorreu a 1 cm de profundidade (Padma & Reddy, 1998).

Quando as sementes se originam de cultivares poliembriônicos, a germinação resulta em duas a oito mudinhas (Figura 1). Destas, recomenda-se, inicialmente, deixar as duas mais vigorosas. Posteriormente, elimina-se mais uma, permanecendo apenas uma muda por semente. Com altura aproximada de 10 a 12 cm, fase em que a segunda e terceira folhas passam para uma cor verde-escura, as mudinhas são consideradas aptas para o transplântio, seja diretamente para o solo do viveiro, seja para recipientes.

Em geral, as sementes das variedades monoembriônicas se caracterizam por apresentar um número menor de dias para germinar, quando comparadas com as poliembriônicas. Por outro lado, sementes poliembriônicas com alta porcentagem de germinação, são consideradas as melhores opções para se obterem padrões que induzam portes baixos a médios em copas comerciais (Avilán et al., 1995).

No momento de serem retiradas da sementeira, deve-se tomar muito cuidado com a raiz principal e com a haste da muda, procurando-se conservar, ainda, os cotilédones aderentes às plântulas. Nesta fase de transplântio, uma grande porcentagem de mudas pode morrer. Assim, pelas possíveis perdas durante a obtenção do porta-enxerto e na enxertia, deve-se semear de 40 a 50 % a mais, em relação ao número de mudas a serem produzidas. Por outro lado, o transplântio deve ser feito nas horas mais frescas do dia, de preferência, em dias chuvosos, e dispensar cuidados acurados na operação de transplântio, devido à fragilidade do sistema radicular das mudinhas. Quando o transplântio é feito em embalagem individual, o ideal é que o viveirista disponha de um telado ou casa de vegetação munida de um eficiente sistema de nebulização ou microaspersão, para minimizar estas perdas, nesta fase de repicagem das plântulas. Sendo o transplântio feito diretamente no solo do viveiro, pode-se proceder a uma cobertura morta (Manica, 2001).

A semeadura em leito e posterior repicagem permitem formar lotes uniformes de plantas e evitar as falhas de sementes que não germinam.

Para prevenir o ataque de enfermidades e pragas, após a germinação da maior parte das sementes, deve-se iniciar o controle fitossanitário, segundo as especificações técnicas.

Até há alguns anos, era comum alguns viveiristas semear em leitos de sementeira, transplantando, posteriormente, as plântulas diretamente no solo do viveiro, para formar os porta-enxertos. Aí, eram enxertados e as mudas arrancadas, quando estavam apresentando porte adequado. Atualmente, é um sistema em desuso. Além de ser mais demorado, ocasiona estresse à muda, devido à poda de parte das raízes, quando do arranquio e choques mecânicos durante o acondicionamento (embalagem) da muda, visando seu transporte. A muda da mangueira é bastante sensível a estresse no seu sistema radicular. Desta forma, o método mais indicado é a semeadura diretamente em recipientes.

### Semeadura em recipientes

A formação da muda de mangueira pelo sistema de semeadura direta em recipientes (sacolas plásticas ou tubetes) apresenta como vantagens: menor uso de mão-de-obra; seleção de embriões recém-germinados e uniformes; separação dos embriões somáticos, o que resulta em maior uniformidade dos porta-enxertos; aceleração na obtenção do porta-enxerto; e maior eficiência na formação da muda, devido à redução de tempo (Manica, 2001; Mancin et al., 2004). Ribeiro et al. (1994), ao avaliarem o desenvolvimento de porta-enxertos em sacolas plásticas, verificaram que o melhor desenvolvimento foi induzido no cultivar ‘Tommy Atkins’ pelos porta-enxertos ‘Supresa’, ‘Florigon’ e ‘M 13-269’.

O recipiente deve apresentar tamanho (altura x diâmetro) suficientemente adequado, para permitir pleno desenvolvimento do sistema radicular e da parte aérea do porta-enxerto, assegurando condições apropriadas para a realização bem sucedida da enxertia e que permita à planta enxertada, formar todos os seus elementos definitivos, de acordo com as normas e padrões estabelecidos para esta fruteira. Como recipientes, têm sido utilizadas sacolas de plástico de cor preta, com dimensões de 35 a 40 cm de altura, com 22 a 25 cm de diâmetro e de 0,12 a 0,15 mm de espessura. Devem-se adquirir sacolas perfuradas na base e até a um terço de sua altura, visando melhor arejamento das raízes e escoamento do excesso de água.

Para o enchimento dos recipientes, tem sido recomendado o emprego da seguinte mistura de substratos: 3 partes de terço de ótima qualidade e 1 parte de esterco bem curtido, adicionando, em cada m<sup>3</sup> da mistura, 3 kg



de superfosfato simples e 500 g de cloreto de potássio (São José, 1992). No caso de se utilizarem, como substrato, solos argilosos ou subsolo, recomenda-se a adição de 1 parte de areia (Propagação da Mangueira, 2004). Outras misturas de substratos recomendadas têm sido: 1/3 de terra virgem, fértil e peneirada, 1/3 de areia lavada e 1/3 de esterco de curral bem curtido ou 1/2 de solo fértil, 1/2 de esterco de curral bem curtido, neste caso, adicionando, em cada m<sup>3</sup> da mistura, 300 g de calcário dolomítico, 340 a 600 g de superfosfato simples e de 300 g de cloreto de potássio (Manica, 2001). Moraes (1989) recomenda efetuar o enchimento dos recipientes com antecedência de 15 dias, utilizando-se uma mistura preparada com três partes de terra fértil e uma parte de esterco bem curtido, adicionando 20 kg de superfosfato simples e 5 kg de cloreto de potássio por metro cúbico desta mistura.

Manica (2001) recomenda fumigar a mistura de substratos, após seu preparo, com brometo de metila, cerca de 5 a 6 dias antes da semeadura, segundo as especificações. Na operação de enchimento, devem-se deixar vazios, sem completar com substrato, os últimos 5-6 cm do recipiente. Nesta condição, arranjar os recipientes dentro de um ripado ou telado, em forma de fileiras simples ou duplas, espaçadas entre si nas entrelinhas de 60-80 cm, de modo a facilitar a enxertia e as práticas culturais no viveiro. Os recipientes são enchidos, parcialmente, para facilitar a semeadura, distribuindo as sementes (amêndoas), uma em cada recipiente, com a face ventral voltada para baixo, para, logo em seguida, completar o enchimento dos recipientes e, com isso, cobrir, adequadamente as sementes. Após a semeadura, cobrir os recipientes com uma pequena camada de cobertura morta (material vegetal), cujas finalidades são as mesmas já anteriormente mencionadas.

Como recomendado para a semeadura em leito, também em recipientes, deve-se semear ao redor de 25 % a mais de sementes, para reparar as possíveis perdas durante a obtenção do porta-enxerto e na enxertia.

A retirada da cobertura morta segue os critérios, também, já mencionados anteriormente. No processo de germinação, ocorrendo formação de mais de duas plântulas por recipiente, deve-se efetuar um desbaste, deixando-se apenas as duas plântulas mais vigorosas. Depois de certo desenvolvimento, elimina-se mais uma, permanecendo apenas a plântula mais vigorosa por recipiente.

Na operação de desbaste, tomar cuidado para não danificar a haste e raízes, principalmente a pivotante, e, conservando, quando possível, os cotilédones aderentes. É fundamental dispor de um sistema eficiente de irrigação.

No local do viveiro, os recipientes, contendo os propágulos, devem ser colocados em uma instalação que ofereça cobertura, para se evitem a desidratação das mudas e a queima das folhas. Uma boa cobertura pode ser preparada com um sombrite (de cor preta ou azul) que mantenha 50 % de sombreamento, o que permite melhor adequação da radiação e menor aquecimento interno (Manica, 2001). Este autor sugere que as mudas devem ser transferidas do ambiente sombreado para as condições de céu aberto, quando suas primeiras folhas se tornarem maduras. Um viveiro de mudas produzidas em recipientes, distribuídos em fileiras duplas e sob condições de pleno sol pode ser visto na Figura 5 .

As práticas culturais na sementeira são aquelas normalmente recomendadas: adubações, eliminação de plantas daninhas, irrigações e controle fitossanitário.

Pinto & Genú (1981) recomendam para mudas de mangueira, adubações em cobertura com 3 aplicações: aos 60, 120 e 180 dias após a semeadura, utilizando-se 5 g/planta de sulfato de amônio e fazendo-se pulverizações foliares com a formulação 10-10-10 a 0,25 %. Sampaio (1986) recomenda adubar as mudas, aplicando, em cobertura, 5 g/recipientes, da mistura: 55 g de uréia, 55 g de superfosfato simples e 35 g de cloreto de potássio, em três aplicações, aos 50-60, 120-130 e 170-180 dias após a semeadura.

Manica (2001) recomenda iniciar com as adubações, quando as plântulas estiverem com suas primeiras folhas já maduras e sugere, de 30 em 30 dias, aplicar 5 g/planta da mistura contendo 55 g de uréia, 55 g de superfosfato triplo, 36 g de sulfato de potássio ou cloreto de potássio e mais 44 g de terriço.

### A enxertia propriamente dita

A enxertia é o método de propagação mais utilizado para a mangueira, em razão de sua simples e fácil execução e, também, pelas desvantagens e conseqüências do enraizamento adventício, seja por estaquia, seja por alporquia, conforme discutido anteriormente. Os índices de pegamento na enxertia são sempre altos, desde que observados os fatores responsáveis

pelo êxito deste método. São eles: compatibilidade entre porta-enxerto / enxerto; condições fisiológicas do porta-enxerto e do enxerto (garfo ou borbulha), em correlação com a época do ano e a disponibilidade destes propágulos; condições climáticas (temperatura e umidade) reinantes na época da execução da enxertia; modalidades e submodalidades utilizadas; habilidade do enxertista; qualidade dos instrumentos cirúrgicos e dos demais materiais usados na operação da enxertia e práticas de manejo pré e pós-enxertia.

Conforme já mencionado anteriormente, embora os efeitos do porta-enxerto sobre a copa e vice-versa não estejam, ainda, claramente conhecidos, acredita-se que o vigor, longevidade, produção e qualidade do fruto sejam influenciados pela combinação porta-enxerto x enxerto (Manica, 2001).

### Época de realização da enxertia

Na mangueira, a enxertia pode ser realizada durante todo ano, desde que para isto, se disponha de porta-enxertos com conformação adequada e de enxertos apropriados: garfos maduros e borbulhas intumescidas. No caso da enxertia na modalidade borbulhia, para algumas submodalidades, a planta deverá estar apresentando plena circulação de seiva. Manica (2001) e Mancin et al. (2004) recomendam realizar a enxertia em dias e horas de pouca insolação, devendo-se evitar os períodos de muita chuva ou de altas temperaturas. Estas condições reduzem, consideravelmente, o percentual de pegamento.

Normalmente, os porta-enxertos alcançam padrão adequado para receber a enxertia de 6 a 8 meses, depois da sementeira, quando as plantas estão apresentando o caule com diâmetro entre 8 a 12 mm a 20-30 cm acima do coleto da planta. Duas semanas antes da operação da enxertia, deve-se irrigar as mudas no viveiro em dias alternados, de preferência à tarde. Com esta prática, a seiva circula com mais abundância e possibilita a obtenção de uma maior percentagem de pegamento (Mancin et al. (2004).

Os ramos fornecedores dos propágulos (garfos e gemas) para a enxertia devem provir de ramos terminais da variedade que se pretende propagar. Estes devem ser sadios e originados e desenvolvidos na estação anterior. Não se deve utilizar ramos originados no ano em que se realiza a enxertia, tampouco quando o broto terminal da estação anterior estiver em fase de crescimento ativo.

Quando se tratar de garfos, estes devem ser tomados da extremidade de ramos maduros (seis a oito meses de idade), roliços, coloração em transição entre o verde e o verde-cinza escuro, tendo as gemas apicais intumescidas e sadias (Figura 6A). Além desses garfos, extraídos de ramos do último surto de crescimento da planta matriz, ótimos garfos podem ser, também, obtidos do ápice dos ramos que frutificaram na última estação. A abscisão da raque floral junto ao extremo destes ramos promove a formação, quase sempre, de várias gemas adventícias, as quais são muito volumosas e vigorosas (Figura 6B), condições estas que vão contribuir para a formação precoce das pernadas da muda.

Independentemente da fonte, os garfos devem apresentar um diâmetro igual ou pouco inferior ao diâmetro do caule do porta-enxerto, na altura da enxertia.

Saúco (1999) e Manica (2001) relatam que, para se obter um alto índice de pegamento na enxertia, é necessário que o porta-enxerto apresente conformações adequadas e que a gema terminal do garfo esteja iniciando o seu intumescimento. Não estando intumescida, o instrumento pode ser conseguido mediante duas práticas: a primeira, pela remoção de um anel de casca a aproximadamente 30 cm abaixo do ápice do ramo; a segunda, pela desfolha na parte terminal do ramo, até uma distância de 15 a 20 cm do ápice, deixando-se uma porção do pecíolo, com comprimento ao redor de 0,6 cm. Duas ou três semanas depois de realizada uma ou a outra prática, as gemas terminais começam a intumescer, proporcionando ao garfo condições ideais para ser usado na enxertia. A coleta destes ramos na planta matriz deve-se dar, de preferência, nas primeiras horas do dia, de modo a assegurar uma perfeita turgescência dos futuros garfos. Os ramos coletados devem passar por uma criteriosa seleção, antes da extração dos garfos. Estes devem apresentar de 15-18 cm de comprimento e de 10-15 mm de diâmetro. Uma vez extraídos, os garfos podem ser utilizados para a enxertia imediata ou acondicionados em bolsas transparentes de polietileno, contendo no seu interior serragem, papel úmido, turfa, musgo e armazenados, por alguns dias, sob condições de temperaturas mais baixas.

Pinto & Genú (1981) mencionam, para pequenos períodos de 2 a 5 dias, conservar os garfos envolvidos em folhas de jornal, mantidos à temperatura de 10 °C. Para períodos mais longos, da ordem de 10 dias, estes autores recomendam antes tratar a base cortada dos garfos em uma solu-

ção de parafina líquida, mantida em banho-maria a 46 °C e, depois, envolver os garfos em folhas de papel de jornal, conservando-os em local com temperatura na faixa de 10 °C.

Quando se tratar de hastes porta-borbulhas, se as plantas matrizes se localizarem próximas ao viveiro, as hastes poderão ser colhidas um dia antes da operação da enxertia (Figura 7). O acondicionamento delas pode ser como o indicado acima, para os garfos, armazenando-as em local fresco e sombreado até o momento da enxertia no campo.

Mancin et al. (2004) aconselham, para a obtenção de borbulhas, que entre cinco a dez dias, antes da coleta da haste porta-borbulhas, se realize a decapitação da porção terminal do ramo, eliminando-se a gema apical. Através desta prática, conseguem-se borbulhas intumescidas e aptas para uma brotação mais precocemente.

### Métodos de enxertia

Das três modalidades de enxertia: encostia, borbulhia e garfagem, apenas as duas últimas têm importância prática e econômica. Estas apresentam submodalidades e, dentro de cada submodalidade, existem diferentes tipos e até subtipos; todos perfeitamente utilizáveis na enxertia da mangueira. Entretanto, serão descritos somente os modelos mais eficientes e utilizados para a propagação desta fruteira.

## **Enxertia pela modalidade garfagem**

### **a) Garfagem no topo em fenda**

A garfagem no topo em fenda é das submodalidades, uma das mais utilizadas na enxertia da mangueira. Apresenta, como principais vantagens, precocidade e altos índices de pegamento, além da facilidade de execução, quando comparada com as demais submodalidades de garfagem.

Na enxertia por garfagem no topo em fenda, são utilizados porta-enxertos que apresentem 8 a 12 mm de diâmetro até a altura do ponto de enxertia. A operação desse modelo de enxertia inicia-se pela remoção de folhas e partículas de solo aderidas nas hastes dos porta-enxertos. Posteriormente, com o uso da tesoura de poda, decapita-se o porta-enxerto com um corte transversal, conferido a uma altura de 10 a 15 cm (Figura 8A); pelo uso do canivete de enxertia, faz-se, em seguida, uma incisão longitudinal no centro do corte transversal, de modo a formar uma fenda completa,

passando pelo tecido medular da haste decapitada e apresentando de 3 a 5 cm de profundidade (Figuras 8B, C e D). O garfo é preparado, realizando um duplo bisel (cunha), conseguido pela execução de dois cortes convergentes, um de cada lado da sua base de maior diâmetro e tendo comprimento semelhante à profundidade da incisão feita no porta-enxerto (Figura 8E). Para introduzir o garfo, recomenda-se abrir um pouco a fenda com a lâmina do canivete e inserir o garfo, de modo a coincidir os câmbios, em pelo menos um dos lados (Figura 8F). Em seguida, usando uma fita plástica com aproximadamente 1,0 cm de largura e 25-30 cm de comprimento, cobrir, totalmente, a área cortada na zona de união dos dibiotos, iniciando-se pela parte inferior do porta-enxerto, continuando até pouco acima da parte superior do porta-enxerto, voltando-se com a fita, de modo que a laçada final seja dada mais ou menos na metade do comprimento da incisão, a fim de promover um melhor contato entre os tecidos dos dois biontes (Figura 8G).

Após o amarrão, cobrir o enxerto com um saquinho plástico transparente com, aproximadamente 15 cm de comprimento, 8 de largura e 0,02 mm de espessura, enrolando-o justo e cuidadosamente em torno do enxerto, seguido de seu amarrão frouxo na extremidade inferior do porta-enxerto, um pouco abaixo do ponto de união (Figuras 8H, I e J). Assim, este invólucro permite a formação de uma câmara úmida, evitando, daí para frente, a perda de água pelo garfo. Quando surgir a brotação e esta alcançar ao redor de 2 cm, desenrolar o saquinho, voltando a amarrá-lo, como antes (Figura 8K). Este será retirado, quando a brotação estiver bem desenvolvida, apresentando folhas expandidas e alcançando o fundo do saquinho, condição que, normalmente, ocorre aos 40-50 dias, indicando, em geral, o pegamento do enxerto (Figura 8L). Nas condições da Universidade Federal de Viçosa, embora sem comprovação científica, o uso da fita transparente de polietileno, de baixa densidade e espessura inferior a 0,02 mm, tem substituído, com vantagens, o saquinho plástico na proteção do garfo contra o dessecamento. A fita é enrolada em todo o garfo, deixando expostas apenas as gemas. Esse procedimento tem acelerado a brotação das gemas, significativamente, em todos os modelos de garfagem (Figuras 8M e N).

Terminada, assim, a operação da enxertia, as plantas devem ser acondicionadas em instalações que lhes assegurem um sombreamento parcial, tais como ripados, telados ou casa de vegetação. Segundo Manica (2001) e Mancin et al. (2004), em viveiro de campo, o sombreamento parcial das

plantas recém enxertadas pode ser conseguido, mediante uso de papelão, ripados ou bambu.

Decorridos dois a três meses da enxertia, retirar a fita plástica que liga e protege o díbito no ponto de união, bem como retirar, paulatinamente, o sombreamento, estando a planta plenamente aclimatada, depois de 15 a 30 dias (Figuras 8P e Q).

Quando a planta enxertada alcança entre 50 e 70 cm de altura, ela é considerada uma muda pronta para ser transportada e plantada no campo.

Em Viçosa-MG, Pinheiro et al. (1970), utilizando a garfagem no topo em fenda, obtiveram, para a mangueira, um pegamento de 97,10%. No Distrito Federal, Durigan, citado por Manica (2001), trabalhando com diferentes cultivares, obteve um índice de pegamento dos enxertos variando de 20, 60, 70, 80 a 100% sobre o total de plantas enxertadas, índices influenciados pelos cultivares utilizados com enxerto, porém não pelo tipo de garfagem no topo. Em Cruz das Almas- BA, o pegamento foi de 79,2%.

Durante todo o período de formação da muda, devem-se realizar as práticas culturais que se fizerem necessárias, tais como irrigação, controle de plantas daninhas, controle fitossanitário, desbrotas no porta-enxerto e adubações.

Quando as cascas e lenhos do garfo e do porta-enxerto coincidem nos dois lados (mesmo diâmetro), esta enxertia é denominada de garfagem no topo em fenda cheia. Quando o diâmetro do porta-enxerto for maior do que o do enxerto, ela é chamada de garfagem no topo em meia fenda.

### **b) Garfagem no topo à inglesa simples**

A garfagem no topo à inglesa simples, à semelhança da de topo em fenda, resulta, também, em alta percentagem de pegamento, sendo essencial para isto, que o porta-enxerto e o enxerto apresentem diâmetros semelhantes, ambos variando entre 6 a 12 mm. Pelo uso de uma tesoura de poda, o porta-enxerto é decapitado à altura de 15 a 20 cm e o enxerto encurtado para 10 a 15 cm de comprimento, contendo, pelo menos, três gemas. Pelo uso de um canivete de enxertia bem afiado, ambos díbitos são talhados em bisel simples, devendo este apresentar comprimentos semelhantes e variando entre 3 a 5 cm (Figuras 9A e B). Em seguida, justapor as faces cortadas do porta-enxerto e enxerto em sentidos opostos, tendo-se o cuidado de fazer coincidirem as cascas em, pelo menos, um dos lados, o que garante a

soldadura e o vingamento do enxerto (Figura 9C). Em seguida, com uma fita plástica, faz-se a ligadura-atadura e a proteção da área cortada no ponto de união, passando a fita de modo firme e em forma de espiral, começando de baixo para cima.

Nesse modelo de enxertia, a grande dificuldade está no amarrão, quando o enxertista terá que segurar o dibioto com uma das mãos e com a outra fazer o amarrão. O enrolamento da fita deve-se iniciar no meio do ponto de união, indo com a fita para baixo, depois para cima e voltando com ela novamente, para o meio da zona de união, efetuando aí a laçada (Figura 9D).

Concluída a operação da enxertia, as etapas seguintes são em tudo semelhantes àquelas preconizadas para a enxertia no topo em fenda, conforme descrito anteriormente.

### **c) Garfagem no topo à inglesa com entalhe**

Este modelo é uma variante da inglesa simples e é usado, geralmente, quando se trata de porta-enxertos mais finos. Uma vez talhado o bisel simples (3 a 5 cm de comprimento), abre-se uma fenda reta de aproximadamente 2 a 3 cm de profundidade no porta-enxerto, iniciando-se a mais ou menos um terço abaixo da extremidade superior do bisel (Figuras 10A). No garfo, procede-se de igual maneira (Figuras 10B), porém, para confeccionar a fenda, deve-se tomar o garfo com sua extremidade distal (ápice) voltada para o operador. Delimita-se, assim, um entalhe (lingüeta) em cada um dos biontes, o que permite um duplo encaixe (Figuras 10C), ficando o operador com ambas as mãos livres para efetuar o amarrão do enxerto (Figuras 10D), o que não acontece na garfagem no topo à inglesa a simples, onde ocorre maior perda de tempo com esta operação. Como em todos os tipos de garfagem, o amarrão termina mais ou menos na metade dos cortes, de modo a proporcionar maior e melhor contato entre os tecidos dibióticos.

Pinheiro et al. (1970), estudando a eficiência das modalidades e submodalidades de enxertia na mangueira, nas condições de Viçosa, lograram um porcentual de pegamento de 88,90 %, empregando a enxertia por garfagem no topo à inglesa simples e de 88,80 %, empregando a inglesa com entalhe. Nas condições do Distrito Federal, Durigan, citado por Manica (2001), ao empregar as garfagens no topo à inglesa simples e com entalhe, alcançou índices de pegamento de 20 %, 40 %, 60 % e 80 %, índices que



foram influenciados pelos cultivares utilizados com enxerto, porém não pelo tipo de garfagem no topo.

#### **d) Garfagem lateral sob a casca**

Nesta submodalidade, o porta-enxerto deve apresentar ótimas condições de crescimento, sanidade e estado nutricional; com idade, normalmente, entre 6 e 12 meses, mostrando um diâmetro de 6 a 15 mm, na altura da enxertia. O local do porta-enxerto, selecionado para fazer a enxertia, deve ser liso e situado entre 20 e 25 cm acima da superfície do solo. A operação inicia-se por efetuar no porta-enxerto um corte (incisão) na casca, com um comprimento de 6 a 8 cm, executado em direção paralela à haste. Ato contínuo, no início da parte superior desta incisão, faz-se um corte na casca, no sentido transversal ao eixo da haste, dando, assim, um aspecto de “T” normal. Com relação ao garfo, este, inicialmente deve ser encurtado para 7 a 9 cm de comprimento, tendo um diâmetro igual ou pouco menor do que o do porta-enxerto. Em seguida, efetua-se um bisel simples na sua extremidade proximal, começando abaixo da gema terminal e continuando até a parte inferior do garfo, tendo comprimento semelhante ao da incisão no porta-enxerto. Na seqüência da enxertia, faz-se a introdução do garfo dentro da incisão do porta-enxerto, tomando-se o cuidado de fazer coincidir o câmbio de ambos os biontes no extremo superior.

Uma fita plástica de 25 a 30 cm de comprimento e 8 a 12 mm de largura é enrolada firmemente, iniciando-se na base da enxertia até atingir a parte superior, porém deixando-se a parte terminal do enxerto, que é a parte com maior diâmetro e com as gemas intumescidas, livres da fita. Posteriormente, faz-se o amarrão. Segue-se a colocação de um saquinho plástico, amarrado nas partes inferior e superior do porta-enxerto, quando a estação do ano apresentar baixa umidade no ar; porém em períodos de elevada umidade relativa, deve-se amarrar o saquinho de plástico apenas na parte superior, deixando-se a parte inferior aberta, para evitar-se o excesso de umidade.

Após o pegamento do enxerto e iniciado o crescimento e brotação, a parte do porta-enxerto que está logo acima do ponto de enxertia deve ser encurvada cuidadosamente, para estimular um crescimento mais rápido do novo enxerto. Logo após o primeiro surto de brotação, retira-se o saquinho plástico, aguardam-se mais 2 a 3 semanas, para remover a fita plástica.

Quando surge o segundo surto de brotação, utilizando-se uma tesoura de poda, pratica-se um corte firme, a aproximadamente 1 cm acima do ponto de união, eliminando-se, completamente, a parte superior do porta-enxerto. No ferimento, aplica-se uma pasta fungicida. Do lado e tangenciando o porta-enxerto, crava-se um tutor, para amarrar e conduzir, verticalmente, o enxerto, conforme o mesmo for crescendo.

Toda a brotação que aparecer no porta-enxerto deve ser removida, ainda na sua fase inicial. Outras práticas culturais devem ser realizadas, segundo recomendações técnicas.

Empregando este tipo de enxertia, Pinheiro et al. (1970) alcançaram, nas condições de Viçosa, um índice de pegamento de 63,40 %.

#### **e) Garfagem lateral no alburno**

Para esta submodalidade de garfagem, utilizam-se porta-enxertos com 6 a 12 meses de idade e diâmetro ao redor de 10 mm na altura da enxertia; os garfos devem estar maduros e com diâmetro igual, ou semelhante ao corte praticado no porta-enxerto.

Na extremidade basal do enxerto, utilizando-se um canivete de enxertia bem afiado, efetuam-se dois cortes alongados e oblíquos em lados opostos: o primeiro, um corte inclinado, medindo 3 a 5 cm de comprimento, iniciando-se abaixo da gema terminal, tendo-se cuidado para não danificá-la; o outro corte, com cerca de 1 cm de comprimento, começando na casca e penetrando no lenho, formando, assim, uma pequena cunha de lados opostos desiguais (Figura 11A), de modo a conferir um perfeito encaixe no corte feito no porta-enxerto. Este corte é realizado na altura de 15 a 20 cm acima do coleto, executado longitudinalmente de cima para baixo, suavemente inclinado em direção ao centro da haste, com aproximadamente 5 a 7 cm de comprimento. Próximo à base da parte final desse corte (seu extremo inferior), aprofunda-se o canivete, promovendo um outro corte, de modo a permitir destacar um fragmento de casca aderida a uma porção do lenho (Figura 11B). Como na garfagem no topo à inglesa com entalhe, a feitura de lingüetas nos biontes facilita o encaixe dos mesmos, de tal forma que, na justaposição das superfícies cortadas do porta-enxerto e do enxerto, haja perfeita coincidência das cascas, em pelo menos em um dos lados (Figura 11C). Em seguida, realizam-se a ligadura-atadura e a proteção da zona de união do enxerto (Figura 11D). Nesta operação, a fita plástica é enrolada,

iniciando-se pela parte inferior do ponto de enxertia, seguindo-se até a parte superior do corte. Terminada esta operação, cobre-se o enxerto com um saquinho plástico, amarrando-o frouxamente na sua parte inferior, para se evitar o dessecamento ou penetração de água. Com o pegamento do enxerto, as gemas começam a brotar; sendo isto um indicativo de quando se deve começar a movimentar o saquinho plástico protetor, para permitir o livre crescimento da nova brotação. O porta-enxerto deve ser cortado parcialmente a 5-10 cm acima do ponto de união. A fita plástica é removida depois que o primeiro surto de brotação tenha ocorrido. A parte restante do porta-enxerto será decapitada após o segundo fluxo vegetativo. Do lado e de modo tangencial ao porta-enxerto, coloca-se um tutor, para amarrar e conduzir, verticalmente, o enxerto, conforme este for crescendo.

As práticas culturais preconizadas para o viveiro devem ser realizadas, quando necessárias.

Pinheiro et al. (1970), estudando as diferentes modalidades e submodalidades de enxertia na mangueira, nas condições de Viçosa-MG, encontraram um índice de pegamento de 67,60 %, quando utilizaram a garfagem lateral no alburno.

### ***Enxertia pela modalidade borbulhia***

A modalidade borbulhia tem como vantagem principal conferir um maior rendimento da planta matriz em material propagativo (enxerto), quando comparada com a modalidade garfagem. Enquanto esta última produz, no máximo 3 enxertos (garfos) de cada ramo ponteiro, a borbulhia poderá fornecer até 5 vezes mais, isto é, 15 enxertos (borbulhas). Entretanto, o desenvolvimento do enxerto é mais lento do que na garfagem, pois se utiliza somente um pequeno fragmento de casca, contendo ou não uma porção do lenho, ao passo que na garfagem, utiliza-se um segmento de ramo, o qual, por armazenar maior quantidade de substâncias, como carboidratos, confere maior vigor e desenvolvimento inicial ao enxerto.

#### **a) Borbulhia por escudagem sob casca em “T” invertido**

A melhor época para realização desta submodalidade de borbulhia é durante a fase de pleno crescimento vegetativo do porta-enxerto, quando existe intensa circulação da seiva. É importante, ademais, que esta planta apresente um ótimo estado sanitário e nutricional. Normalmente, são utiliza-

dos porta-enxertos com idade entre 6 e 12 meses, mostrando um diâmetro de 10 a 15 mm na altura da enxertia. A operação da enxertia inicia-se por conferir uma incisão com comprimento de 3 a 5 cm, executada no sentido longitudinal ao eixo e numa região lisa da haste do porta-enxerto, situada entre 20 e 25 cm acima da superfície do solo. Ato contínuo, no final da parte inferior desta incisão, faz-se um corte na casca, no sentido perpendicular ao eixo da haste, dando, assim, um aspecto de “T” invertido (Figura 12A). Pelo uso de um canivete de enxertia bem afiado, retira-se da haste porta-borbulhas, uma placa de casca, contendo um resquício do lenho e, no centro, uma gema vigorosa e intumescida (borbulha) (Figura 12B). Esta é introduzida, de baixo para cima, na incisão feita no porta-enxerto (Figura 12C), procedendo-se à ligadura-atadura e proteção com fita plástica, cobrindo-se toda a borbulha (Figura 12D). Após 35 dias, se a borbulha estiver verde, é sinal de que o enxerto pegou; não estando verde, repete-se, apenas uma vez, a enxertia, a qual deve ser realizada, imediatamente abaixo da primeira. Concretizado o pegamento do enxerto, decapita-se a parte superior do porta-enxerto, 5-10 cm acima do enxerto, a fim de acelerar o desenvolvimento da muda. Transcorridos 8 dias da decapitação do porta-enxerto, a gema do enxerto começa a intumescer, devendo-se retirar a fita plástica, para favorecer a brotação do enxerto. A parte restante do porta-enxerto será cortada a 0,5-1,0 cm acima do enxerto, após aparecer o segundo fluxo vegetativo.

Do lado e de modo tangencial ao porta-enxerto, coloca-se um tutor, para amarrar e conduzir, verticalmente, o enxerto, conforme este for crescendo. Quando os dois fluxos de crescimento estiverem plenamente maduros, fato que ocorre, normalmente, depois de 5 a 7 meses da enxertia, a muda será considerada formada e portanto, pronta para tomar sua destinação final.

Ao longo do processo de formação da muda, seguir as especificações técnicas com relação às práticas culturais.

### **b) Borbulhia por escudagem embutida no alburno**

Este subtipo se diferencia do anterior, pelo fato de o escudo (borbulha) não mais ser embutido sob casca e sim, no alburno ou lenho do porta-enxerto.

No início de sua execução, faz-se no porta-enxerto, a uma altura de 15 a 20 cm do solo, uma incisão oblíqua de aproximadamente 3 cm de com-

primento e a uma profundidade tal que venha atingir um pouco menos da metade do diâmetro do porta-enxerto. Em seguida, retira-se o canivete de enxertia desta incisão, colocando-o à altura do término da incisão, numa posição ligeiramente inclinada para cima e faz-se pressão, de modo a retirar uma porção triangular e relativamente espessa do lenho (Figura 13A). Posteriormente, procede-se igualmente na haste porta-borbulhas, de modo a se obter uma porção de lenho do enxerto (escudo), a mais semelhante possível àquela extraída do porta-enxerto e tendo uma gema situada na posição mediana do escudo (Figura 13B). Em seguida, embute-se o escudo do enxerto na lacuna deixada no porta-enxerto, coincidindo a casca em pelo menos um dos lados (Figura 13C) e conferindo, posteriormente, a ligadura-atadura e proteção, observando os mesmos cuidados referidos no subtipo anteriormente descrito (Figura 13D).

Uma outra derivação deste subtipo seria a retirada do escudo, não na forma triangular, mas na forma côncava, em que sua porção mediana é que iria atingir a quase metade do diâmetro do lenho. A operação deste modelo está ilustrada na Figura 14.

A diferença entre ambos os subtipos reside na rapidez da operação: no primeiro caso, há maior rapidez, em face de o corte oblíquo feito para retirar o escudo no porta-enxerto permitir a sustentação da borbulha e com isto o enxertista ficar com as duas mãos livres para efetuar o amarrio (ligadura-atadura). Isto já não ocorre no segundo caso, visto que uma das mãos estará segurando a borbulha e a outra, efetuando o amarrio, o que poderá levar à não coincidência das camadas geratrizes de ambos os biontes, em pelo menos um dos lados.

### **c) Borbulhia por escudagem em placa embutida em janela.**

A enxertia, por este subtipo, é utilizada naquelas plantas que apresentam a casca bem desenvolvida, como é o caso da mangueira. E a sua execução exige que ambos os biontes estejam soltando a casca com facilidade. No porta-enxerto, apresentando diâmetro de 10-12 mm, à altura de 15 a 20 cm do solo, inicia-se a operação da enxertia, pela retirada de um disco de casca com diâmetro de 6-10 mm ou de um quadrilátero de casca, com as dimensões de 1,0 a 1,5 cm de largura e 3,0 cm de comprimento, abrindo-se uma janela (Figura 15A). Ato contínuo, da haste porta-borbulhas, retira-se outro escudo, de preferência com igual formato e tamanho e sem apresen-

tar resquício de lenho, tendo no seu centro uma gema (Figura 15B). Este é inserido na janela aberta no porta-enxerto (Figura 15B). Após esta justaposição, faz-se o amarrio com fita plástica, de modo a cobrir todas as partes cortadas (Figura 15C), quando se tratar de períodos sujeitos a chuvas; em épocas secas, a gema poderá ficar descoberta (Figura 15D). Iniciada a brotação, deve-se retirar a fita plástica e decapitar o porta-enxerto (Figura 15E).

A retirada do escudo de casca pelo uso tão somente do canivete de enxertia, por mais habilidoso que seja o enxertista, proporciona diferenças de formato e dimensões deste escudo retirado, respectivamente, no porta-enxerto e na haste porta-borbulhas. Por isso, para extrair estes escudos de casca, já existem, hoje, instrumentos cirúrgicos, como furador de couro ou cartuchos vazios de arma de fogo, tendo suas bases fixadas em um suporte. Assim, a janela aberta no porta-enxerto terá a mesma dimensão e formato do escudo do enxerto (Figura 16). Isto concorrerá para tornar esse tipo de enxertia de execução mais rápida, aproximando ou alcançando o rendimento da escudagem sob casca em “T” invertido.

A retirada da fita plástica é feita por etapas entre os 40 e 60 dias depois da enxertia. Inicia-se por cortá-la parcialmente, a qual permanece, de modo frouxo na planta, protegendo a borbulha. Ao mesmo tempo, retira-se um semi-anel de casca na haste do porta-enxerto a mais ou menos 2 cm acima do ponto de enxertia e do lado contrário à borbulha, visando forçar a brotação da mesma. Após o pegamento do enxerto, elimina-se a parte terminal do porta-enxerto, a uma altura de 10 cm acima do enxerto, deixando-se de 3 a 5 folhas nesta porção do porta-enxerto. Surgindo brotações em qualquer parte do porta-enxerto, estas devem ser eliminadas, para evitar concorrência com a borbulha enxertada. Aos 15-20 dias depois da retirada da fita, a gema do enxerto começa a brotar. É quando se elimina o porta-enxerto, decapitando-o a aproximadamente 1 cm acima do ponto de enxertia. Decorridos, aproximadamente, 6 meses da enxertia, a muda, normalmente, estará formada, apta para tomar sua destinação final.

São José (1992), ao empregar este modelo de borbulhia, alcançou 100 % de pegamento, enxertando ‘Haden’ nos cultivares porta-enxerto ‘Coquinho’ e ‘Carabao’.

Um viveiro com mudas de mangueira, já enxertadas e aos nove meses após a sementeira, pode ser visto na Figura 17.

### **Enxertia em plântula ou em caroço**

Segundo Manica (2001), trata-se de um modelo de enxertia barato e muito simples de ser praticado para a propagação da mangueira, tendo apresentado índices entre 75 % e 85 % de pegamento. Já é utilizado por alguns viveiristas. Por este modelo, as mudas ficam prontas para o plantio no campo em menos de um ano. A plântula (epicótilo) emergida e ereta, apresentando de 12 a 15 cm de comprimento e possuindo folhas, é usada como porta-enxerto. A garfagem no topo em fenda cheia é a submodalidade de enxertia mais usual.

### **Enxertia múltipla**

Uma das vantagens da enxertia é permitir a produção de mudas especiais, com vistas a atender, geralmente, pomares domésticos, onde, muitas vezes, o espaço disponível é pequeno, não permitindo plantar várias mudas. Tal obstáculo pode ser resolvido, formando os porta-enxertos com 3 a 5 ramos vigorosos, bem distribuídos, saindo de pontos diferentes e a uma altura entre 50 a 60 cm acima do solo; e, quando estes apresentarem as características padrões de um porta-enxerto normal, serão enxertados, cada ramo com um cultivar diferente, previamente escolhido. Aconselha-se realizar a enxertia por garfagem de topo, por formar, mais rapidamente, a copa com os múltiplos cultivares. Deve-se ter o cuidado de se realizarem desbrotas freqüentes do porta-enxerto, de modo a não dificultar o crescimento dos enxertos, visto que estes já enfrentarão uma concorrência natural entre eles. É importante que se escolha os enxertos com semelhante grau de vigor, para aquele porta-enxerto, de modo a evitar competição desigual entre eles.

Trata-se de um método pouco prático, mas que gera desejo e curiosidade naquelas pessoas que gostam de frutas, mas que não possuem espaço suficiente para o cultivo de muitas frutíferas. Poderá vir a ser um método importante para atender à Fruticultura urbana.

Como discutido anteriormente, o êxito do método da enxertia depende de um elenco de fatores, dentre eles a modalidade e a submodalidade, com seus mais variados tipos e subtipos. O índice de pegamento geralmente é alto, tanto pela garfagem, como pela borbulhia, nas suas respectivas submodalidades e tipos. Entretanto, esse índice será tanto maior, quanto maior for o adestramento e vivência do enxertista em trabalhar com elas. Talvez por isso é que as garfagens de topo e as borbulhias por escudagem

têm proporcionado os mais altos índices de pegamento, razão pela qual são descritas neste trabalho.

O método de enxertia por garfagem no topo à inglesa simples tem demonstrado maior vigor inicial do enxerto e, ademais, o ramo enxertado já se forma na vertical, dando continuidade ao ramo do porta-enxerto (Toda Fruta, 2004). Já Manica (2001) aconselha utilizar o método de enxertia de garfagem no topo em fenda. Nas condições de Viçosa-MG, a garfagem de topo, nas suas três submodalidades, tem mostrado superioridade sobre os demais modelos de enxertia, seja quanto ao índice de pegamento, seja quanto ao vigor e desenvolvimento do enxerto.

Embora a cultura de células e tecidos vegetais constituía um método de propagação vegetativa, este tema será, por suas particularidades, abordado, separadamente, mais adiante.

## **Transplântio**

A muda obtida por enxertia, formada diretamente no solo do viveiro ou em recipientes, quando apresentar dois fluxos de crescimento maduros, estará pronta para ser plantada no pomar ou para ser comercializada. Quando produzida diretamente no solo do viveiro, a muda formada é arrancada, embalada e aclimatizada. E, tão logo termine a aclimatização, o que, em geral, ocorre ao redor de 10 dias, a muda necessita ser plantada prontamente. Após esta fase, as mudas de mangueira, normalmente emitem novos surtos de raízes, ainda no local de aclimatização. Neste caso, deve-se, então, cortar a parte exposta das raízes, antes do transporte, armazenando-as em locais protegidos e irrigando-as, diligentemente, visando recuperá-las dos estresses.

## **Sobre-enxertia**

Por várias razões, pode-se desejar trocar a variedade copa já formada no pomar, normalmente com vários anos de produção, reaproveitando o sistema radicular vigoroso do porta-enxerto, o qual deve encontrar-se sem debilidades biológicas e/ou fisiológicas. Desta forma, podem-se substituir de forma escalonada as linhas do pomar, sem que essa operação cause uma queda drástica na produção. Por esse método, transformam-se plantas de cultivares de baixa produtividade ou com pequeno interesse pelo mercado, por outras que apresentem características agrônômicas de maior valor.



No final do inverno, efetua-se o corte total da copa a 40-60 cm de altura. Os cortes devem ser em plano inclinado, para possibilitar melhor cicatrização e evitar o acúmulo de água, devendo-se protegê-los com o pincelamento de pasta fungicida à base de cobre. No limiar da primavera, inicia-se no tronco, uma vigorosa brotação, devendo-se selecionar de 3 a 4 brotações, aquelas mais vigorosas e bem distribuídas. Estas, quando apresentarem diâmetro de 8-12 mm, receberão a enxertia.

Durante o primeiro ano, a planta sobre-enxertada deverá ser inspecionada periodicamente, retirando-se ramos laterais do tronco e conduzindo os novos ramos enxertados para formação da nova copa. No segundo ano, a planta sobre-enxertada normalmente inicia a produção, o que representa uma grande vantagem, pois se substitui um pomar de baixa produção ou pouco interesse comercial, por um cultivar de alto valor comercial.

## **4. SISTEMAS INDICADOS PARA PRODUÇÃO DE MUDAS DE MANGUEIRA**

### *4.1. Sistema de produção em recipientes*

Em regiões em que predominam os solos de natureza arenosa, é conveniente optar-se pelo sistema de produção em recipientes, sendo as sacolas plásticas, os mais utilizados. Esta recomendação se deve ao fato de a mangueira possuir um sistema radicular muito carente de radículas e sensível aos choques mecânicos e podas realizados, quando do arranquio da muda, se essa for produzida diretamente no solo. Assim, uma vantagem desse sistema, como já mencionado anteriormente, é permitir a semeadura diretamente em recipientes (sacolas plásticas ou tubetes), tanto para a produção da muda pela via seminífera, como pela via vegetativa. Esta opção permite um menor uso de mão-de-obra; selecionar embriões recém-germinados e uniformes; separar embriões somáticos, o que resulta em maior uniformidade dos porta-enxertos; e acelerar a obtenção do porta-enxerto; apresentar maior eficiência na formação da muda, devido à redução de tempo (Manica, 2001; Mancin et al., 2004). A produção da muda de mangueira em recipientes apresenta muitas outras grandes vantagens: não depaupera os solos da propriedade; permite a produção de maior número de mudas por unidade de área; permite o uso de uma mistura adequada de substratos, para enchi-

mento dos recipientes, propiciando um rápido desenvolvimento da muda, sendo esta de qualidade superior; recipiente não entrando em contato com o solo, a muda não será portadora de patógenos de solo, tampouco de plantas daninhas de difícil eliminação; haverá redução de gastos com insumos modernos e com mão-de-obra; não haverá gastos com material de embalagem e com as operações de arranquio da muda; dispensa o período de aclimatização da muda e após o arranquio, a muda poderá ser comercializada para formação de novos plantios em qualquer época do ano, desde que, para isto, se disponha de sistema de irrigação. Uma das poucas desvantagens seria, por exemplo, necessidade de um sistema mais sofisticado de irrigação e mão-de-obra mais especializada.

Aspectos da tecnologia de produção de mudas em recipientes, tais como características dos recipientes, misturas de substratos usadas para enchimento dos recipientes, desinfecção das mesmas, modos de preparo e de plantio das sementes, instalações usadas para acondicionar os recipientes, após a semeadura e práticas culturais recomendadas no viveiro, já foram descritos anteriormente.

#### *4.2. Sistema de produção diretamente no solo do viveiro*

Na escolha do local do viveiro, deve-se dar preferência a solos férteis, de topografia plana ou ligeiramente inclinada, bem ensolarados, próximos a uma fonte de água abundante e de boa qualidade, livres de plantas daninhas, bem drenados e distantes de plantas adultas. Recomenda-se fazer a análise química e física do terreno, para as correções necessárias.

Como a muda vai ser arrancada com um bloco de solo (torrão) aderido no sistema radicular, devido à sensibilidade deste aos estresses, deve-se escolher os solos sílico-argilosos ou argilosos, para permitir a retirada das mudas com blocos inteiros, o que não será possível em solos arenosos, o que pode prejudicar ou impedir o pegamento da nova muda no campo.

### **5. PROPAGAÇÃO DA MANGUEIRA *IN VITRO***

É altamente desejável um método eficiente para a propagação clonal da mangueira. O cultivo de células e tecidos vegetais constitui uma adequada biotecnologia para a propagação de genótipos superiores, permitindo a

produção de um número expressivamente elevado de plantas, geneticamente idênticas à planta matriz, em um curto período de tempo e em um reduzido espaço laboratorial.

A propagação clonal *in vitro* da mangueira tem sido demonstrada, usando-se duas diferentes rotas: a organogênica e a embriogênica somática. Sem a pretensão de esgotar o tema, será feito, a seguir, um apanhado geral dos resultados de algumas das importantes pesquisas, realizadas nestes dois campos da propagação *in vitro* da mangueira.

### 5.1. Organogênese

Um dos grandes problemas para a propagação *in vitro* da mangueira é que os tecidos dessa planta, quando excisados, exsudam uma grande quantidade de fenóis. Nas condições *in vitro*, estas substâncias são consideradas um dos principais fatores a impedir o estabelecimento da cultura, já que elas acarretam, em curto período de tempo, necrose dos tecidos adjacentes.

A exsudação de fenóis impede a expressão da habilidade morfogênica dos explantes nos diferentes meios de cultura. Segundo Reuveni & Golubowicz (1997), o fenômeno da exsudação de fenóis, aliado à contaminação endofítica, é o grande obstáculo para a formação de brotos de mangueira *in vitro*, embora Raghuvanshi & Srivastava (1995), imergindo os explantes de manga em meio de cultura líquido de Murashige & Skoog (1962), com adição de polivinilpirrolidona (PVP) a 1 % e sob agitação, tenham obtido brotos, quando foram transferidos e cultivados no meio MS solidificado.

Thomas & Ravindra (1997), ao estudarem a exsudação de fenóis em brotações mais jovens dos cultivares 'Alphonso' e 'Totapuri', observaram que em brotações com 4 semanas de idade, com folhas de coloração cobre e caule castanho, foram os que exsudaram mais fenóis. Os brotos com 2-4 meses de idade com folhas e caules verdes foram os que exsudaram menos fenóis para ambos os cultivares estudados. E que a exsudação de fenóis é também dependente do genótipo.

Chavan et al. (2000) mostraram que brotos apicais, com aproximadamente 5 cm de comprimento, extraídos de árvores adultas de mangueira, foram os que se estabeleceram melhor nas condições *in vitro*. E que a imersão desses explantes em solução com 100 mg de ácido ascórbico + 50

mg de ácido cítrico/100 mL de água destilada, durante 30 segundos, seguida do cultivo dos mesmos em meio contendo 0,05 % de PVP, foi o método mais efetivo para reduzir a esudação fenólica.

Sharma & Singh (2002), ao estudarem o efeito do estiolamento de brotos no conteúdo de fenóis e na atividade da enzima polifenol oxidase (PPO), observaram que brotos estiolados de manga apresentaram baixa atividade da PPO e do conteúdo de fenóis, resultando numa maior sobrevivência dos explantes, se comparado aos brotos não estiolados, onde a atividade da PPO e o conteúdo de fenóis foi maior, resultando numa baixa sobrevivência dos explantes.

Com base na literatura revisada, observa-se que, embora a rota organogênica possibilite a obtenção de brotações, o número de brotos alongados é significativamente baixo, sendo o ataque de fenóis, o grande fator inibidor do processo. Enquanto este problema não for equacionado, a organogênese não poderá ser utilizada na propagação comercial dessa fruteira.

## 5.2. Embriogênese somática

Embriões somáticos são semelhantes aos embriões zigóticos e possuem características em comum, incluindo a habilidade para germinar e formar plantas completas, sem a ocorrência de um desenvolvimento isolado da parte aérea e da raiz. Porém, os embriões somáticos desenvolvem-se de células somáticas, podendo dessa forma, dar origem a réplicas de um único genótipo. Essa característica permite a propagação clonal. Por isso, a tecnologia com vistas ao uso de sementes sintéticas é muito vantajosa, pois pode combinar os aspectos da eficiência da semente, se comparado a outra forma de propágulos, como a produção clonal *in vitro* através da embriogênese somática (Gray & Purohit, 1991). Assim, a utilização de biotecnologias modernas, como a embriogênese somática, tem sido empregada em várias fruteiras tropicais, dentre elas a mangueira (DeWald, 1989a e b).

A embriogênese somática pode ser considerada como o melhor método de propagação massal *in vitro* de fruteiras, em virtude da alta taxa de multiplicação; escalonamento da produção pela manutenção da cultura em meio líquido, o que elimina a dependência de períodos específicos de dispo-

nibilidade de material propagativo; e plantio direto da muda obtida via embriogênese somática sem a necessidade de enxertia, com menor custo de produção, além de a planta ser geneticamente igual à planta mãe, sem as influências do porta-enxerto (Merkle, 1995, citado por Barros, 1999).

Com a recombinação gênica que ocorre nos processos sexuais normais é pouca a probabilidade de se recuperarem plantas com características da planta original. Existem, por isso, várias estratégias para propagação clonal, dentre elas, a utilização de tecido nucelar como fonte de explante no processo de embriogênese somática (Thomas, 1999). Nesse sentido, Kotalawala (1973) já mencionava que uma característica dos clones nucleares da mangueira é apresentar um sistema radicular mais adequado ao transplantio e ao estabelecimento em regiões mais secas.

Litz & Lavi (1997) fazem uma distinção ao empregar a técnica da embriogênese somática em manga, separando-a em fases distintas: uma fase inicial de estabelecimento da cultura de embriões, onde os embriões somáticos podem ser resgatados, tanto de tecido nucelar de óvulos (Litz et al., 1982), como, também, de frutos imaturos (Litz, 1984); uma segunda fase, em que os embriões podem ser mantidos em meio líquido em suspensão (DeWald et al., 1989a) ou semi-sólido (DeWald et al., 1989b); e, finalmente passando por uma fase de maturação e germinação. Nas duas primeiras fases, a presença da auxina 2,4-D é fundamental no processo, entretanto, o estímulo à maturação dos embriões somáticos é aumentado com ausência de 2,4-D (DeWald et al., 1989a e b).

Litz et al. (1982) relatam que a eficiência da embriogênese somática em tecidos nucleares de manga foi observada em meio líquido com água de coco (20 % v/v). Informam, ainda, que a embriogênese somática é dependente do cultivar, parecendo estar relacionada com o grau de poliembriõnia. Por exemplo, no cultivar 'Chino', considerado altamente poliembriônico, a embriogênese somática ocorreu em 84 % dos óvulos inicialmente cultivados, mas no cultivar 'Healt', que não apresenta alta poliembriõnia, apenas 7 % dos óvulos deram origem a embriões somáticos. Litz & Lavi (1997) também informam que, tanto a indução de embriões somáticos em cultivares monoembriônicos, quanto em poliembriônicos de manga, a partir do tecido nucelar, é dependente do genótipo. Litz (1984), investigando a embriogênese somática, a partir de calos monoembriônicos de origem nucelar de frutos imaturos de manga, já havia observado efeito do cultivar, onde explantes de

‘Rubi’ e ‘Irwin’ responderam mais favoravelmente à indução de calos, com 52 e 60 % de calos formados, respectivamente. E que somente calos derivados de tecido nucelar de ‘Tommy Atkins’, ‘Ruby’ e ‘Irwin’ diferenciaram-se em embriões somáticos, com média de 11,1; 23 e 40 %, respectivamente.

Thomas (1999), avaliando a frequência de embriões somáticos, provenientes do tecido nucelar de manga monoembriônica ‘Arka Anmol’, observou que o cultivo de óvulos intactos proporcionava uma maior porcentagem de calos, ou seja, aproximadamente 40 % para o meio MS e 100 % para os meios B5 e RO, respectivamente, se comparado aos óvulos excisados.

Litz et al. (1998) trabalharam com explantes nucleares de sementes imaturas de quatro genótipos, sendo dois considerados altamente embriogênicos (os poliembriônicos ‘Hindi’ e ‘Parris’) (DeWald et al., 1989; Monsalud et al., 1995), dois moderadamente embriogênico (monoembriônicos ‘Lippens’ e ‘Tommy Atkins’) (Litz, dados inéditos) e um de difícil resposta embriogênica (poliembriônico ‘Nam Doc Mai’) (Litz, dados inéditos). Os explantes foram cultivados em meio contendo ou não a auxina 2,4-D e agregados celulares embriogênicos do cultivar ‘Parris’. Esses autores observaram que o potencial embriogênico do cultivar ‘Hindi’ foi maior do que dos outros genótipos estudados e, que o meio contendo 2,4-D (4,52  $\mu\text{M}$ ) e agregados celulares embriogênicos do cultivar ‘Parris’ promoveu um maior número de embriões somáticos, embora esse tratamento não tenha diferido do meio com ausência da auxina, mas com a presença do agregado celular. Observaram, ainda, uma baixa competência embriogênica para os cultivares estudados e, que o desenvolvimento de embriões nucleares provenientes de genótipos monoembriônicos é fortemente reprimido pela presença de um inibidor. Esan & Murashige (1972) relataram que em cultivares cítricos monoembriônicos, o inibidor está presente na nucela e, que a embriogênese somática pode ser inibida no tecido nucelar de indivíduos poliembriônicos, quando cultivados com tecidos nucleares de indivíduos monoembriônicos. Tisserat & Murashige (1977a) mostraram que o etileno pode ser considerado um inibidor embriogênico em tecidos nucleares de citros e, que tecidos monoembriônicos produziam níveis mais altos de etileno. Litz & Yurgalevitch (1997) demonstraram que explantes de óvulos de mangueiras monoembriônicas produzem níveis muito mais altos de etileno, que explantes

correspondentes ao tipo poliembriônico. Segundo Litz et al. (1998), a indução de competência dos explantes nucelares dos genótipos 'Hindi' e 'Lippens' através do agregado celular embriogênico do cultivar 'Parris', pode ser explicada pela produção de um agente extracelular. De acordo com Gavish et al. (1991) e Kragh et al. (1991), culturas embriogênicas produzem proteínas extracelulares, como a kitinase e, segundo DeJong et al. (1992), certas kitinases estão envolvidas no desenvolvimento do embrião somático.

Litz & Yurgalevitch (1997) mostraram que a biossíntese de etileno foi maior em explantes de 'Tommy Atkins' no início do cultivo e aos três meses na presença de ACC. Apesar de o AVG inibir a síntese de etileno, ainda não se sabe a causa do efeito inibitório que o mesmo promove, quanto a formação de embriões somáticos. Observaram, ainda, que a inibição do processo embriogênico ocorre na presença de sulfato de diciclohexilamônio (DCHA), inibidor da síntese da espermidina; ácido 1-aminociclopropano-1-carboxílico (ACC), mediador da síntese de etileno e aminoetoxivinilglicina (AVG), inibidor da síntese do etileno; mas não na presença de metilglioxal *bis*-(guanilhidrazona) (MGBG), inibidor da descarboxilação da *s*-adenosilmetionina. Isso indica que a competência para indução embriogênica é mais sensível à atividade da espermidina sintase do que para a atividade da SAM-descarboxilase. Litz & Schaffer (1987) mostraram a ocorrência de maiores concentrações de espermidina endógena em tecidos nucelares de cultivares poliembriônicos ('Parris' e 'Peach'), do que nos monoembriônicos ('Irwin', 'Keitt' e 'Tommy Atkins'). E que o fornecimento exógeno de espermidina foi efetivo para a indução embriogênica de explantes nucelares poliembriônicos. Neste caso, a utilização da espermidina resultou na formação de 12 e 8 embriões nos cultivares 'Parris' e 'Peach', respectivamente. Entretanto, para os cultivares monoembriônicos, a utilização da espermidina redundou na inibição dos mesmos.

Espécies ortodoxas podem passar por um processo de desidratação e neste caso podem permanecer por muitos anos armazenadas em temperaturas ambiente ou baixa (Roberts, 1973). Em contraste, embriões recalcitrantes, como em manga, não sobrevivem passando por desidratação ou armazenamento a baixas temperaturas. Nesse caso, o ácido abscísico (ABA) aumenta os níveis endógenos de proteínas e ácidos graxos na maturação do embrião somático, proporcionando, assim, um maior período de armazenamento (Bornmann, 1993; Janick et al., 1993).

Segundo Finkelstein & Crouch (1987), a alta osmolaridade e o ABA estimulam a maturação de embriões. Embora tenha sido demonstrado que níveis altos de osmolaridade sejam benéficos para a maturação do embrião, isso ainda não está bem esclarecido. Apesar de o aumento de níveis endógenos de ABA ter ocorrido em resposta a tratamentos osmóticos em cevada (Morris et al., 1988), isto não foi observado em trigo (Finkelstein & Crouch, 1986). Assim, Pliego-Alfaro et al. (1996a) mostraram que após 4-8 semanas, apenas a presença de manitol, ou este associado ao ABA, independente da concentração, inibiu significativamente a expansão dos embriões somáticos e, que a germinação precoce também foi inibida fortemente depois de 4 semanas com a utilização de ABA (50 e 100  $\mu\text{M}$ ) associado com manitol (5; 7,5 ou 10 %). E após 8 semanas, a inibição da germinação se manifestou mais fortemente com o tratamento com ABA (50 e 100  $\mu\text{M}$ ), combinado com manitol (7,5 ou 10 %).

Pliego-Alfaro et al. (1996b) estudaram o desenvolvimento de embriões de manga do cultivar 'Carabao' e observaram que os embriões nucelares apresentaram alta germinação e desenvolvimento normal do broto, ou seja, com presença de parte aérea (broto: 7,5 mm) e raiz (30,1 mm) quando na ausência de ABA. Concentrações de 250 e 500  $\mu\text{M}$  (ABA) resultaram em 15 e 4,8 % de germinação, respectivamente. Mas a germinação foi inibida com as concentrações de 750, 1250, 1500 e 1750  $\mu\text{M}$  (ABA). O ABA pareceu inibir a germinação precoce do embrião durante o desenvolvimento da semente, parecendo, ainda, estar envolvido com a aquisição de tolerância à dessecação (Kermode, 1990). Carman (1988) e Welbaum et al. (1990) relatam que a presença do ABA no meio de cultura fez com que embriões somáticos recalcitrantes de *Hevea brasiliensis* adquirissem um grau de tolerância à dessecação semelhante aos ortodoxos. Pence (1992) demonstrou que níveis endógenos de ABA, durante a maturação de embriões de cacau, correspondiam a um aumento na produção de lipídios e ácidos graxos. Segundo Pliego-Alfaro et al. (1996b), a germinação foi inibida completamente, quando ao meio se adicionou 12,5 % de manitol. E o desenvolvimento da raiz e do broto foi inibido, quando se utilizou 10 e 12,5 % de manitol. A combinação ABA/manitol afetou o desenvolvimento dos embriões maiores (3,5 cm), mas não dos menores (1,8 cm). Quanto à temperatura, a germinação e o desenvolvimento dos embriões foram inibidos em temperaturas de 7,5 e 15 °C, ao passo que todos os embriões germinaram em temperaturas



de 22,5; 30 e 37,5 °C.

Dewald et al. (1989b) mostraram que a utilização de meio líquido resultou em embriões somáticos maiores (> 20 mm) do cultivar 'Jaimes Saigon', porém com certas anormalidades como policotilédone, fasciação, ausência de bipolaridade, necrose e hiperidricidade, se comparado aos embriões crescidos em meio sólido, que apresentaram desenvolvimento normal. Houve uma maior proliferação de embriões somáticos do cultivar 'Parris', quando se adicionou ao meio 6 % de sacarose; porém, em meio contendo 3 % de sacarose em combinação com ABA (3 µM) e água de coco (20 % v/v), observou-se uma maior frequência de embriões somáticos normais. Embriões morfológicamente normais também foram alcançados com maior frequência em meio solidificado com gelrite, se comparado ao agente solidificante difco bacto-agar. A germinação dos embriões somáticos foi mais eficiente em meio B5 meia-força, contendo água de coco e caseína hidrolisada. Este trabalho relata a importância de se obterem plântulas normais e, não apenas a germinação propriamente dita. Essa característica é de extrema importância na propagação de plantas, principalmente na obtenção de porta-enxertos, que neste caso, devem ser os mais vigorosos possíveis.

Com base na literatura revisada, verifica-se que, com a atual tecnologia, já é possível obter culturas de embriões, manutenção destas culturas em meio líquido em suspensão e, em alguns casos, a maturação e a germinação desses embriões. Neste último aspecto, entretanto, a formação de plantas perfeitas ainda continua mostrando um muito baixo rendimento. Porém, uma vez otimizados os protocolos, a embriogênese somática será, sem dúvida, o principal método de propagação para esta fruteira, pelas vantagens, anteriormente mencionadas.

## 6. REFERÊNCIAS

ABDEL-GALIL, H.A. Evaluation of certain techniques for germination of mango seedstones. **Assiut Journal of Agricultural Sciences**, 23(4): 137-151, 1992.

AVILÁN, R.L.; RODRÍGUEZ, M.; RUIZ, J. Germinación de algunas variedades de mango com bajo y mediano porte para ser usadas como patrones. **Agronomia Tropical**, 45(3): 445-456, 1995.

BARROS, L. de M. Embriogênese somática. **BioTecnologia: ciência e desenvolvimento**, 7: 36-39, 1999.

BORGES, C.A.M. **Caracterização biométrica de sementes, germinação e crescimento de plântulas das mangueiras (*Mangifera indica* L.) ‘Espada’ e ‘Ubá’**. Viçosa. Universidade Federal de Viçosa, 1997. 122p. Tese (Mestrado).

BORGES, C.A.M.; SIQUEIRA, D.L.; DIAS, D.C.F. dos S.; CARDOSO, A.A. Influência do peso das sementes e da temperatura sobre a germinação e crescimento de plântulas das mangueiras ‘Espada’ e ‘Ubá’. **Revista Brasileira de Fruticultura**, 20(3): 272-282, 1998.

CARMA, J.G. Improved somatic embryogenesis in wheat by partial simulation of the in ovule oxygen, growth regulations and desiccation environments. **Planta**, 175: 417-424, 1988.

CHAURAN, O.R.; MANICA, I.; PINHEIRO, R.V.R.; CONDE, A.R.; CHAVES, J.R.P. Efeito do tempo de armazenamento, corte e fungicida sobre a germinação das sementes e sobre o crescimento de plântulas de mangueira (*Mangifera indica* L.). **Revista Ceres**, 26(143): 1-12, 1979.

CHAVAN, S.S.; RANADE, S.S.; DEORE, A.C.; DESHPANDE, R.S.; DHONUKSHE, B.L. Cloning of Alphonso mango through vegetative explants. **Annals of Plant Physiology**, 4(2): 178-181, 2000.

DEJONG, A.J.; CORDEWENER, J.; LOSCHIAVO, F.; TERZI, M.; VANDECKERCKHOVE, J.; VAN KAMMEN, A.; DE VRIES, S. A carrot somatic embryo mutant is rescued by chitinase. **Plant Cell**, 4: 425-433, 1992.

DEWALD, S.G.; LITZ, R.E.; MOORE, G.A. Maturation and germination of mango somatic embryos. **Journal of the American Society for Horticultural Science**, 114: 837-841, 1989b.

DEWALD, S.G.; LITZ, R.E.; MOORE, G.A. Optimizing somatic embryo production in mango. **Journal of the American Society for Horticultural Science**, 114: 712-716, 1989a.

DIJKMAN, M.J. Rooting of Haden mango (*Mangifera indica* L.) leaf-bud cuttings. **Science**, 111: 663-665, 1950.

DONADIO, L.C. **Cultura da mangueira**. Piracicaba: Livroceres. 67p, 1980.

ESAN, E.B.; MURASHIGE, T. Regulation of adventive embryogenesis in the Rutaceae. **HortScience**, v.7, n.208, 1972. (Abstract).

FAO. URL: <http://apps.fao.org> (Consultado em 15 out. 2004).

FINKELSTEIN, R.R.; CROUCH, M.C. Hormonal and osmotic effects on developmental potential of maturing rapeseed. **HortScience**, 22: 797-800, 1987.

FINKELSTEIN, R.R.; CROUCH, M.C. Rapessed embryo development in culture on light osmoticum is similar to that in seeds. **Plant Physiology**, 81: 907-912, 1986.

GAVISH, H.; VARDI, A.; FLUHR, R. Extracellular proteins and early embryo development in citrus nucellar cell cultures. **Plant Physiology**, 82: 606-616, 1991.

GIRIJA, T.; SRINIVASAN, P.S. Effective short term storage technique for mango seed. **Madras Agricultural Journal**, 87: 113-116, 2001.

GRAY, D.J.; PUROHIT, A. Somatic embryogenesis and development of synthetic seed technology. **Critical Review in Plant Sciences**, 10(1): 33-61, 1991.

JANICK, J.; KIM, Y.H.; KITTO, S.; SARANGA, Y. Desiccated synthetic seeds. In: REDENBAUGH, K. **Synseeds**: applications of synthetic seeds to crop improvement. Boca Raton: CRC Press, 1993. p.409-425,

KERMODE, A.R. Regulatory mechanisms involved in the transition from seed development to germination. **Critical Review of Plant Science**, 9: 155-195, 1990.

KING, M.W.; ROBERTS, E.H. Maintenance of recalcitrant seeds in storage. In: CHIN, H.F.; ROBERTS, E.H. (Eds.). **Recalcitrant crop seeds**. Kuala Lumpur: Tropical, 1980. p. 53-79.

KOTALAWALA, J. Preliminary survey of polyembryony in mango varieties in Sri Lanka. **Tropical Agriculturist**, 79: 67-73. 1973.

KRAGH, K.M.; JACOBSEN, S.; MIKKELSEN, J.D.; NIELSEN, K.A. Purification and characterization of three chitinases and one  $\alpha$ -1,3-glucanase accumulating in the medium of cell suspension cultures of barley (*Hordeum vulgare* L.). **Plant Science**, 76: 65-71, 1991.

LITZ, R.E. In vitro somatic embryogenesis from nucellar callus of monoembryonic *Mangifera indica* L. **HortScience**, 19: 715-717, 1984.

LITZ, R.E.; HENDRIX, R.C.; MOON, P.A.; CHAVEZ, V.M. Induction of embryogenic mango cultures as affected by genotype, explanting, 2,4-D and embryogenic nurse culture. **Plant Cell, Tissue and Organ Culture**, 53: 13-18, 1998.

LITZ, R.E.; KNIGHT, R.K.; GAZIT, S. Somatic embryos from cultured ovules of polyembryonic *Mangifera indica* L. **Plant Cell Reports**, 1: 264-266, 1982.

LITZ, R.E.; LAVI, U. Biotechnology. In: LITZ, R.E. **The Mango**: botany, production and uses. Oxon Wallingford: CAB International. 1997. 587p.

LITZ, R.E.; SCHAFFER, B. Polyamines in adventitious and somatic embryogenesis in mango (*Mangifera indica* L.). **Journal of Plant Physiology**, 128: 251-258, 1987.

LITZ, R.E.; YURGALEVITCH, C. Effects of 1-aminocyclopropane-1-carboxylic acid, aminoethoxyvinylglycine methylglyoxal bis-(guanylhydrazone) and hexylammonium sulfate on induction of embryogenic competence of mango explants. **Plant Cell, Tissue and Organ Culture**, 51: 171-176, 1997.

MAHESHWARI, P.; SACHAR, R.C.; CHORA, R.N. Embryological studies in mango (*Mangifera indica* L.). **Proceedings of Indian Science**, p.233, 1955.

MANCIN, C.A.; MELO, B.; SOUZA, O. P. URL: <http://www.fruticultura.iciag.ufu.br> (Consultado em 16 set. 2004).

MANICA, I. **Fruticultura tropical**: manga. São Paulo:Ceres, 135p. 1981.

MANICA, I. Clima e solo. In: \_\_\_\_\_ (Ed.). **Manga**: tecnologia, produção, pós-colheita, agroindústria e exportação. Porto Alegre: Cinco Continentes, 617p. 2001.

MANICA, I. Propagação. In: \_\_\_\_\_ (Ed.). **Manga**: tecnologia, produção, agroindústria e exportação. Porto Alegre: Cinco Continentes, 2001. p.131-171.

MONSALUD, M.J.; MATHEWS, H., LITZ, R.E.; GRAY, D.J. Control of hyperhydricity of mango somatic embryos. **Plant Cell, Tissue and Organ Culture**, 42: 195-206, 1995.

MORAES, D.M. de; PUSCHMANN, R. Alterações metabólicas durante a maturação pós-colheita de manga (*Mangifera indica* L.) cv. Ubá. **Revista Brasileira de Fruticultura**, 13(3): 199-204, 1991.

MORAES, L.G. Propagação da mangueira. In: DONADIO, L.C. & FERREIRA, F.R. (Eds.). SIMPÓSIO SOBRE MANGUICULTURA, 2, 1989, Jaboticabal. **Anais...** Jaboticabal: FCAV/FUNEP, 1989. p.79-86.

..... In: DONADIO, L.C. & FERREIRA, F.R. (Eds.). SIMPÓSIO SOBRE MANGICULTURA, 2, Jaboticabal, 1989. **Anais...**Jaboticabal: FCAV/FUNEP, 1989, p.93-96.

MOREIRA JÚNIOR, J.A.; CORRÊA, M.P.F.; COSTA, J.T.A.;GADELHA, J.W.R. Germinação e vigor de sementes de manga, cultivar Itamaracá, para a formação de porta-enxertos. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE FRUTICULTURA, 13, 1994, Salvador. **Anais...**Salvador: S.B.F., v.2, p.719-720. 1994.

MORRIS, P.; WEILER, E.; MADDOCK, S. Determination of endogenous abscisic acid levels in immature cereal embryos during in vitro culture. **Planta**, 173: 110-116, 1988.

NUNEZ-ELISEA, R.; CALDEIRA, M.L.; FERREIRA, W.; DAVENPORT, T.L. Adventitious rooting of 'Tommy Atkins' mango air layers induced with naphthaleneacetic acid. **HortScience**, 27(8): 926, 1992.

PADMA, M.; REDDY, Y.N. Effect of depth of sowing in the seed bed on germination of mango. **South Indian Horticulture**, 46: 335-337, 1998.

PENCE, V.C. Abscisic acid and the maturation of cacao embryos in vitro. **Plant Physiology**, 92: 1391-1395, 1992.

PINHEIRO, R.V.R.; ANDERSON, O.; FORTES, J.M. Comparação de modalidades de enxertia na propagação de mangueira (*Mangifera indica* L.). **Revista Ceres**, 17(93): 264-273, 1970.

PINTO, A.C. de Q.; GENÚ, P.J. de C. **Idéias simples e práticas para uso na exploração de fruteiras IV. Eliminador de endocarpo**. EMBRAPA-CPAC, 1981. p.1-4. (Comunicado Técnico).

PINTO, A.C. de Q.; GENÚ, P.J. de C. Influência do adubo orgânico e de semente sem endocarpo sobre a germinação e vigor de porta-enxerto de mangueira. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, 16(1): 111-115, 1981.

PLIEGO-ALFARO, F.; LITZ, R.E.; MOON, P.A.; GRAY, D.J. Effect of abscisic acid, osmolarity and temperature on in vitro development of recalcitrant mango nucellar embryos. **Plant Cell, Tissue and Organ Culture**, 44: 53-61, 1996b.

PLIEGO-ALFARO, F.; MONSALUD, M.J.R.; LITZ, R.E.; GRAY, D.J.; MOON, P.A. Effect of abscisic acid, osmolarity and partial desiccation on the developmental of recalcitrant mango somatic embryos. **Plant Cell, Tissue and Organ Culture**, 44: 63-70, 1996a.

PROPAGAÇÃO DA MANGUEIRA. URL: [http://www.nucleoestudo.ufla.br/nefrut/Propagacao\\_da\\_mangueira.htm](http://www.nucleoestudo.ufla.br/nefrut/Propagacao_da_mangueira.htm) (Consultado em: 16 set. 2004).

RAGHUVANSHI, S.S.; SRIVASTAVA, A. Plant regeneration of *Mangifera indica* using liquid shaker culture to reduce phenolic exudation. **Plant Cell, Tissue and Organ Culture**, 41(1): 83-85, 1995.

RAM, S. Propagation. In: LITZ, R.E. **The Mango: botany, production and uses**. Oxon Wallingford: CAB International. 1997. 587p.

RAMOS, V.H.V.; PINTO, A.C.Q.; GOMES, A.C. Avaliação de sete porta-enxertos mono e poliembriônicos sob quatro cultivares de mangueira no cerrado brasileiro. **Revista Brasileira de Fruticultura**, 23(3): 622-629, 2001.

RAMOS, V.H.V.; PINTO, A.C.Q.; JUNQUEIRA, N.T.V.; GOMES, A.C.; CORDEIRO, M.C.R.; ANDRADE, S.M.R. Influence of mono and polyembryonic rootstocks on growth, yield and quality of mango fruits at the Cerrado region of Brasilia, Brazil. In: INTERNATIONAL SYMPOSIUM OF TROPICAL AND SUBTROPICAL FRUITS, 3, **Abstracts...** Fortaleza:ISHS, p.83, 2004.

REDDY, Y.T.N.; KOHLI, R.R.; SINGH, G.; BHARGAVA, B.S. Effect of rootstocks on growth yield and leaf nutrient composition of mango (*Mangifera indica* L.). **Fruits**, 44(7-8): 409-413, 1989.

REUVENI, O.; GOLUBOWICZ, S. Trials of using in vitro techniques for vegetative propagation of mangos. **Acta Horticulture**, 445: 496-504, 1997.

RIBEIRO, I.J.A.; ROSSETTO, C.J.; MARTINS, A.L.M.; SABINO, J.C.; SOARES, N.B.; DONADIO, L.C. Seca da mangueira, XVI. Desenvolvimento de porta-enxertos resistentes, pegamentos e crescimento da variedade Tommy Atkins neles enxertada. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE FRUTICULTURA, 13, 1994, Salvador. **Anais...** Salvador: S.B.F., v.2, 1994. p.719-720.

RIBEIRO, I.J.A.; SOARES, N.B.; PETTINELLI JÚNIOR, A.; DUDIENAS, C. Comportamento de porta-enxertos de mangueira (*Mangifera indica* L.) submetidos a condições de baixas temperaturas. **Revista Brasileira de Fruticultura**, 24(1): 249-250, 2002.

ROBERTS, E.H. Predicting the storage life of seeds. **Seed Science Technology**, 1: 499-514, 1973.

SACHAR, R.C.; CHOPRA, R.N. A study of the endosperm and embryo in *Mangifera*. **Indian Journal of Agricultural Science**, 27: 219-228, 1957.

SAMPAIO, J.M.M. **Instruções práticas para a produção de mudas de mangueira**. Cruz das Almas, EMBRAPA/CNPF, 1ª reimp., 1986, 24p. (Circular Técnica, 10).

SÃO JOSÉ, A.R.; SOUZA, I.V.B. Propagação da mangueira. In: \_\_\_\_\_. **Manga: produção e comercialização**. Vitória da Conquista, UESB, 1996. p.33-39.

SAÚCO, V.G. **El cultivo del mango**. Madrid: Mundi-Prensa, 1999. 298p.

SHARMA, R.R.; SINGH, S.K. Etiolation reduces phenolic content and polyphenol oxidase activity at the pre-culture stage and in vitro exudation of phenols from mango explants. **Tropical Agriculture**, 79(2): 94-99, 2002.

SIMÃO, S. **Tratado de Fruticultura**. Piracicaba: FEALQ, 1998. 760p.

SIMÃO, S.; BARBIN, D.; NYLANDER, O.; OHASHI, B. Mangueira: influência do porta-enxerto e da copa na produção de frutas. **Scientia Agrícola**, 54(3): 183-188, 1997.



SOARES, N.B. Porta-enxertos para mangueira. In: DONADIO, L.C. & FERREIRA, F.R. (Eds.). SIMPÓSIO SOBRE MANGUICULTURA, 2, 1989, Jaboticabal. **Anais...** Jaboticabal: FCAV/FUNEP, 1989. p. 79-86.

THOMAS, P. Somatic embryogenic and plantlet regeneration from nucellar tissue of monoembryonic mango. **Journal of Horticultural Science & Biotechnology**, 74: 135-139, 1999.

THOMAS, P.; RAVINDRA, M.B. Shoot tip culture in mango: influence of medium, genotype, explant factors, season and decontamination treatments on phenolic exudation, explant survival and axenic culture establishment. **Journal of Horticultural Science**, 72(5): 713-722, 1997.

TISSERAT, B.; MURASHIGE, T. Probable identity of substances in Citrus that repress asexual embryogenesis. **In Vitro**, 13: 785-789, 1977.

TODA FRUTA. URL: <http://www.todafruta.com.br/todafruta/institucional.asp?menu=122> (Consultado em: 16 set. 2004).

WELBAUM, G.E.; TISSAOUI, T.; BRADFORD, K.J. Water relations of seed development and germination in muskmelon (*Cucumis melo* L.). III. Sensitivity of germination to water potential and abscisic acid during development. **Plant Physiology**, 92: 1029-1037, 1990.

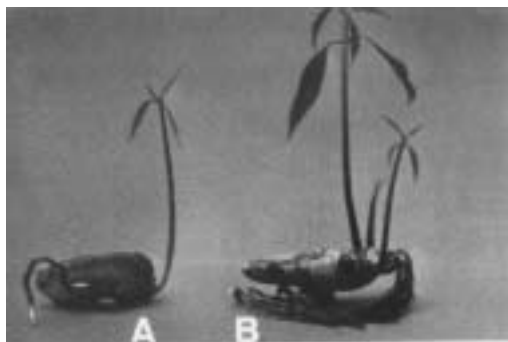


Figura 1. Sementes de manga germinadas: A. Monoembriônica; B. Poliembriônica com três plântulas germinadas (Manica, 2001).

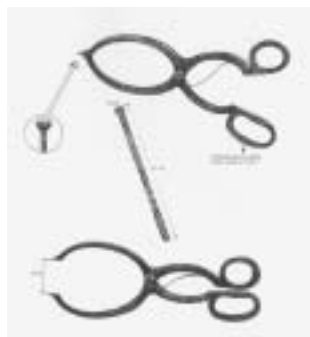


Figura 2. Eliminador de endocarpo (Pinto & Genú, 1981).

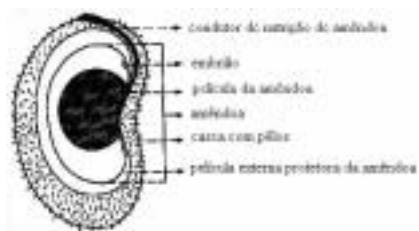


Figura 3. Semente de manga contendo no seu interior a amêndoa.



Figura 4. Posição correta da amêndoa para o plantio.



Figura 5. Viveiro formado em fileiras duplas. Mudas produzidas em sacolas plásticas, sob condições de pleno sol (Toda Fruta, 2004).

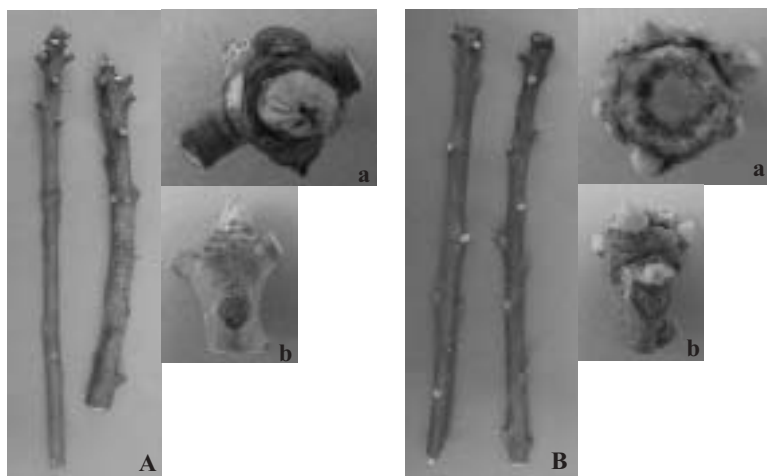


Figura 6. Garfos da mangueira 'Ubá' extraídos da extremidade de ramos do último surto de crescimento (A) e da extremidade de ramos que frutificaram no ano anterior (B). Detalhes das gemas: vista frontal: Ab e Bb; vista de topo: Aa e Ba.



Figura7. Hastes porta-borbulha da mangueira 'Ubá' (A). Detalhe da gema (B).

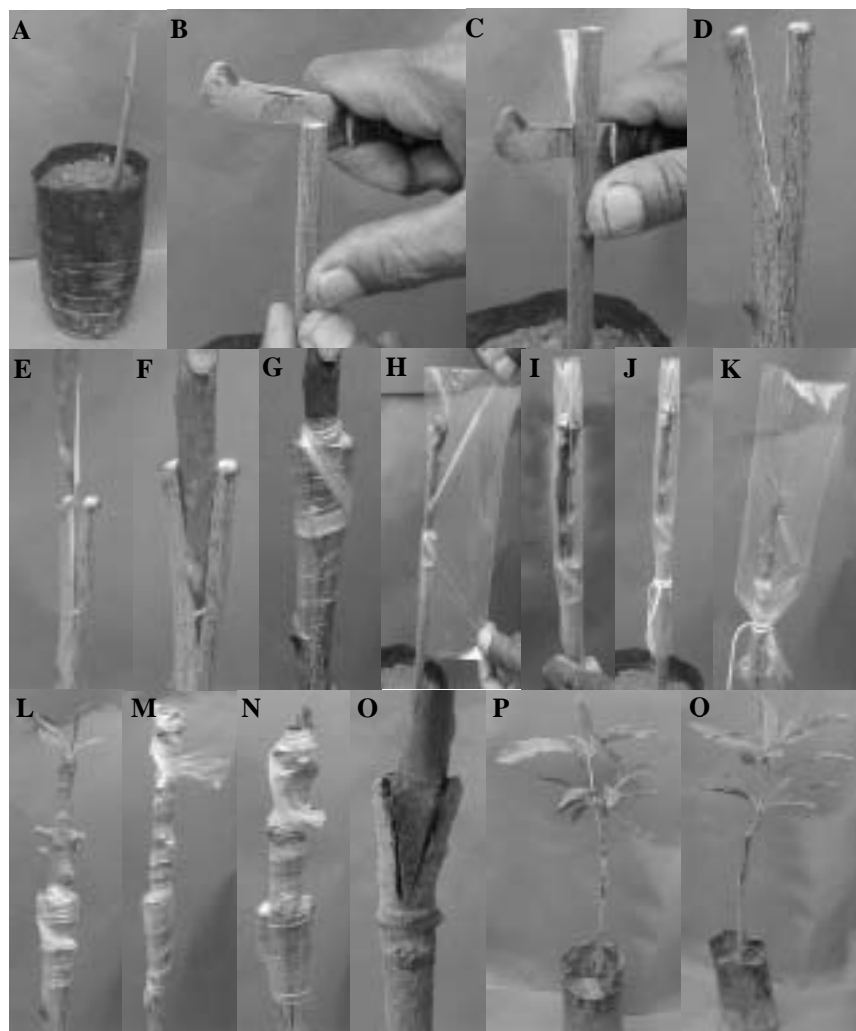


Figura 8. Garfagem no topo em fenda. Detalhes: da decapitação do porta-enxerto (A); da realização da incisão no porta-enxerto (B, C e D); do duplo bisel realizado no garfo (E); da justaposição dos biontes (F); da ligadura-atadura e proteção (G); da colocação do saquinho plástico (H, I, J e K); da retirada do saquinho plástico (L); da proteção de todo o garfo com a fita plástica, em substituição ao saquinho plástico (M e N); da união dos biontes no ponto de enxertia (O); do pagamento do enxerto (P e Q).

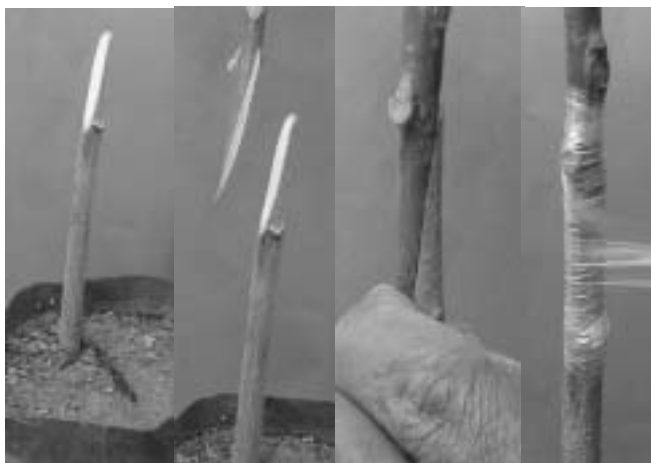


Figura 9. Garfagem no topo à inglesa simples. Detalhes: do bisel simples no porta-enxerto e garfo (A e B, respectivamente); da justaposição dos dois biontes (C); da ligadura-atadura e proteção (D).

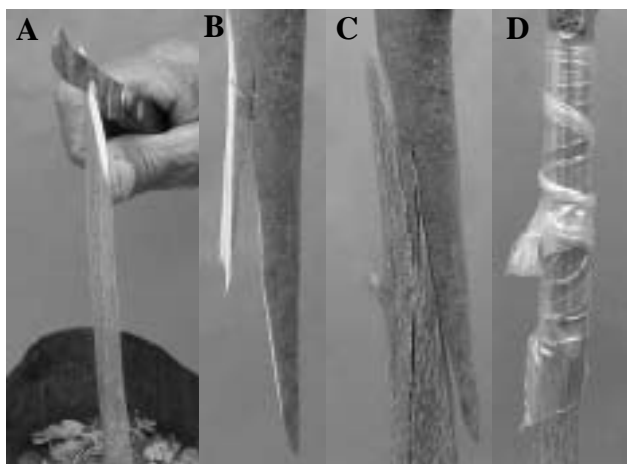


Figura 10. Garfagem no topo à inglesa com entalhe. Detalhes: da lingüeta no porta-enxerto (A) e no garfo (B); da justaposição dos dois biontes pelo encaixe das lingüetas (C); da ligadura-atadura e proteção (D).

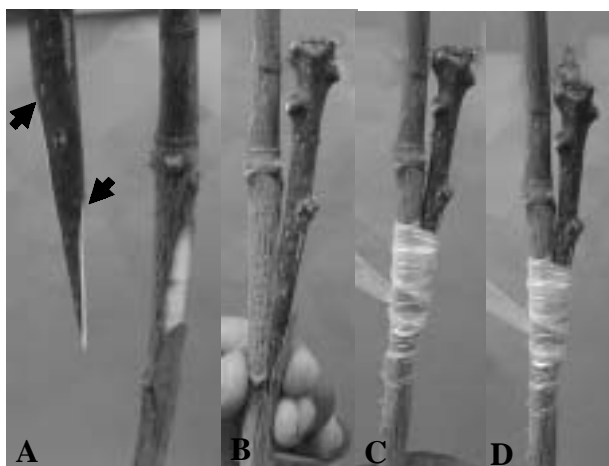


Figura 11. Garfagem lateral embutida no albarno. Detalhes: do bisel duplo desigual no garfo e do entalhe feito no porta-enxerto (A); da justaposição dos dois biontes (B); da ligadura-atadura e proteção (C); do início da brotação da gema apical (D).

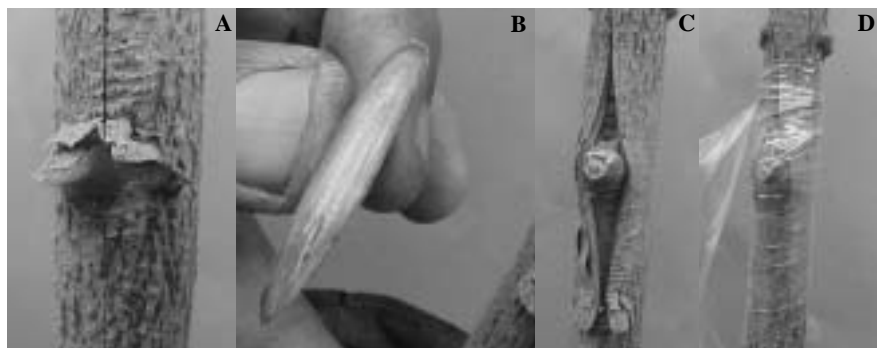


Figura 12. Borbulhia por escudagem sob casca em “T” invertido. Detalhes: da confecção da incisão em “T” invertido (A); da borbulhia (B); da introdução de borbulhia na incisão (C); da ligadura-atadura e proteção (D).

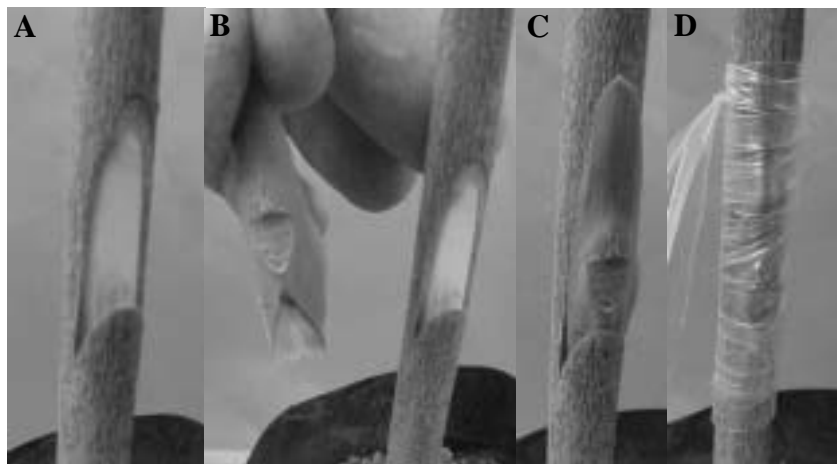


Figura 13. Borbulhia por escudagem imbutida no albúrnio. Detalhes: da incisão no porta-enxerto (A); da borbulhia (B); da justaposição dos dois biontes (C); da ligadura-atadura e proteção (D).

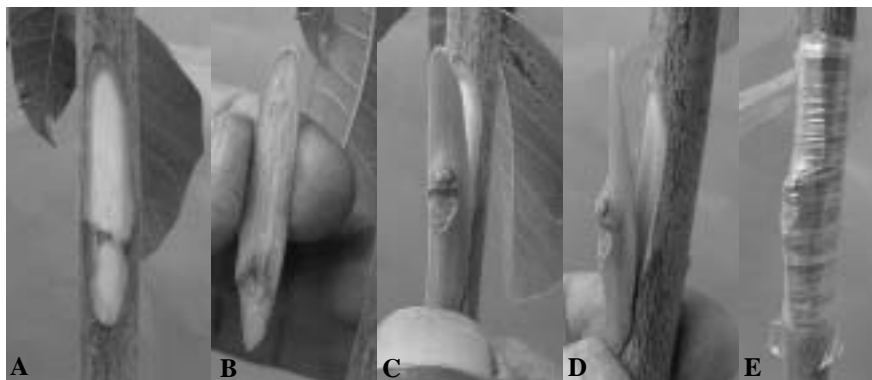


Figura 14. Borbulhia por escudagem imbutida no albúrnio. Detalhes: da incisão no porta-enxerto (A); da borbulhia (B); da justaposição dos dois biontes (C e D); da ligadura-atadura e proteção (E).

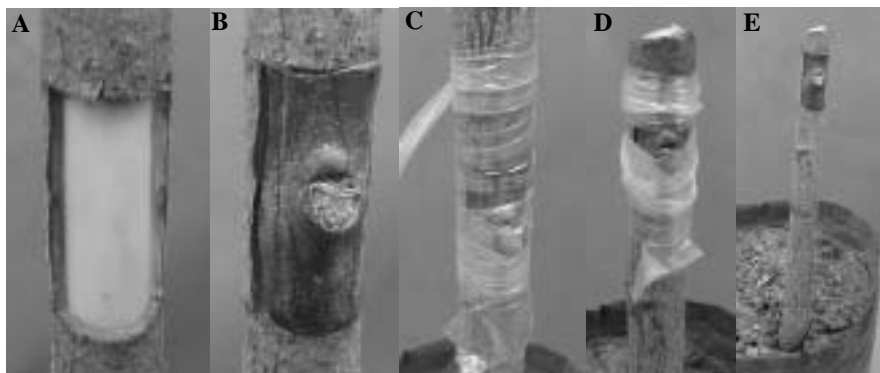


Figura 15. Borbulhia por escudagem imbutida em janela. Detalhes: do retângulo de casca retirado no porta-enxerto (A); do retângulo de casca retirado na haste porta-borbulha, tendo uma gema no centro e a justaposição dos dois biontes (B); da ligadura-atadura e proteção de toda a borbulha (C) e deixando exposta a gema (D); da decapitação do porta-enxerto (E).

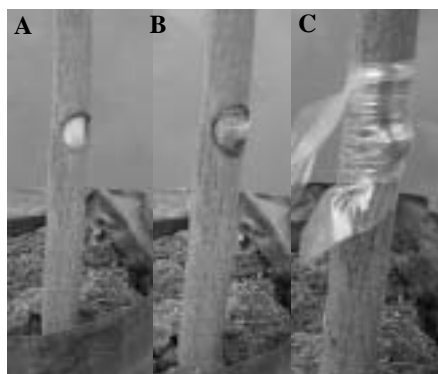


Figura 16. Borbulhia por escudagem imbutida em janela. Detalhes: do disco de casca retirado no porta-enxerto (A); do disco de casca retirado na haste porta-borbulha, tendo uma gema no centro e a justaposição



Figura 17. Viveiro com plantas já enxertadas, aos nove meses após a semeadura (Toda Fruta, 2004).