

PROPAGAÇÃO DA GOIABEIRA

José Maria Moreira Dias¹
Délcio da Castro Felismino²
Sérgio Yoshimitsu Motoike¹
Dalmo Lopes de Siqueira¹
Cláudio Horst Bruckner³

Introdução

A goiabeira (*Psidium guajava* L.), espécie originária das regiões tropicais da América (21, 23, 49, 102), coloca-se em posição de destaque entre as fruteiras tropicais e subtropicais, em virtude do alto valor nutritivo apresentado pelo seu fruto (9, 11, 23,76) e do alto rendimento cultural. Um pomar em fase adulta pode produzir de 22 ton/ha (11 e 83) a 70 ton/ha (56). O fruto da goiaba reserva para si, excelentes condições comerciais, dada sua grande aceitação para o consumo ao natural (23, 59), notadamente devido ao elevado teor de vitamina C (9, 14, 38, 57, 100), sabor, aroma e fácil digestibilidade (11, 23, 83). Seu cultivo comercial, hoje, abrange extensas áreas em diversos países (23, 49, 59, 102), estando disseminado por praticamente todo o território nacional.

No Brasil, são amplas as possibilidades de seu cultivo, pelo grande potencial econômico e pela sua adaptação a diferentes condições climáticas e edáficas (32, 46, 59, 69), mostrando também crescente importância econômica, pela aceitação dos seus frutos tanto para consumo *in natura*, quanto pela sua ampla utilização na fabricação de doces desidratados, geléias, sorvetes, compotas (11, 13, 32, 59), sucos, purês e refrescos.

Segundo dados de AGRIANUAL (1), as estimativas de produção anual brasileira são da ordem de 300 mil toneladas/ano, obtidas em 14.000 hectares, o que assegura ao país, a condição de se colocar entre os dez maiores produtores mundiais, estando as principais áreas plantadas, nos estados de Goiás, São Paulo e Pernambuco, com os dois últimos respondendo por 80% da produção nacional. Por este anuário estatístico, no estado de Minas Gerais, a área colhida apresentou aumento de 526% no período de 1993 a 2000, passando de 124 para 653 hectares. Apesar da excelência do fruto, do incremento em área e conseqüentemente em produção, o consumo no Brasil ainda é de apenas 0,3 kg por pessoa por ano (1).

A produtividade da planta é função das condições edafoclimáticas, do nível tecnológico empregado e das variedades cultivadas (8, 9, 23, 102). Da mesma forma, os atributos físicos e químicos do fruto da goiabeira variam de acordo com as variedades cultivadas (6, 21, 23, 38, 57, 59, 66, 69, 81, 92, 100), com as condições climáticas (57, 76, 81, 83, 100), com o grau de maturação do fruto (31, 75, 78, 92, 100), com a parte do fruto (38, 57, 75, 78, 90, 100), com os tratamentos culturais empregados (67, 92), com a

¹ Professor Adjunto da Universidade Federal de Viçosa – Departamento de Fruticultura.

² Aluno de Doutorado da Universidade Federal de Viçosa – Departamento de Fruticultura.

³ Professor Titular da Universidade Federal de Viçosa – Departamento de Fruticultura.

época de colheita (26, 59, 66, 76, 81, 100) e com os fatores de desenvolvimento cultural (100). Assim, com referência ao peso médio do fruto, os valores médios oscilam entre 50 e 321,1 g (9, 11, 69); quanto à relação polpa/miolo em peso, Barbosa (6), Marteleto (59) e Passo (69) obtiveram valores compreendidos na faixa de 2,31 a 8,90; de 1,25 a 3,18 e de 2,54 a 4,49, respectivamente. Também Dias (21); Marteleto (59) e Passo (69) obtiveram uma relação polpa/miolo em espessura, numa faixa de 0,21 a 0,52 e de 0,18 a 0,51 respectivamente, sendo que a maior relação tanto em peso como em espessura, foi verificada na variedade Tetraplóide de Limeira. Os teores médios verificados para acidez total titulável (em % de ácido cítrico) giram entre 0,14 a 1,94 % (9, 21, 59, 60, 62, 69, 76, 78). Com relação a sólidos solúveis totais (° Brix), os teores médios situam-se entre 7,35 a 14,0 % (9, 21; 23, 59, 60, 66, 76, 86, 100). O nível de pectina (% em pectato de cálcio) varia com o grau de maturação do fruto e com o componente do fruto (78), tendo-se encontrado valores entre 0,75 a 1,64 % (9, 21; 31, 59, 78). Para o percentual de umidade, os valores médios detectados posicionam-se no intervalo de 78,50 a 89,89 % (8, 9, 11, 21; 23, 26, 59, 60, 76, 79, 92). Com relação ao potencial hidrogeniônico, os valores encontrados estão na faixa de pH 3,6 a 4,5 (9, 60, 62, 100); o teor médio de fibra situa-se na faixa de 2,38 a 8,15 % (9, 11, 23, 62, 79) e o percentual de açúcares redutores se coloca no intervalo de 2,90 a 7,45 % (13, 39, 60, 76, 78, 92, 101). É de 26,7 a 550 e até 100 mg, o teor de vitamina C (mg de ácido ascórbico/100g) no fruto (21, 29, 38, 52, 57, 62, 81, 102), além de outras vitaminas, tais como A, B3, B4 (11, 23, 100) e cálcio. Possui ainda e fósforo e ferro (11, 23, 86), proteínas (11, 23, 86), com o fruto prestando, ainda, para fins medicinais (30).

A produção vegetal está alicerçada nas condições edáficas, climáticas e no nível de tecnologia empregado. Isso é basilar para a Fruticultura, todavia um outro fator é igualmente importante: a qualidade da muda empregada na implantação dos pomares. Portanto, é da mais alta relevância para esta cultura, conhecer os métodos mais eficientes de propagação.

A propagação da goiabeira pode se dar tanto pela via sexuada, mediante uso de sementes, como pela via assexuada, empregando os métodos da enxertia e do enraizamento adventício: estaquia e mergulhia. Ambas as vias de propagação serão discutidas posteriormente.

1. Propagação seminífera

Em muitas regiões produtoras do mundo, inclusive no Brasil, a maioria das plantações era sustentada por plantas formadas pela via seminífera, talvez pela maior facilidade e velocidade de obtenção das mudas. Este método constitui um entrave para a valorização comercial desta cultura, devido à alta heterogeneidade desta espécie (10, 73). Segundo Tavares et al. (95), embora a goiabeira apresente uma taxa de autofecundação significativamente maior do que a fecundação cruzada, sua propagação por sementes resultantes da polinização natural origina descendentes com grande variação, quanto à forma, hábito de crescimento, estatura da planta, produtividade e características do fruto. Outro fator a considerar

é que, à semelhança de toda planta arbórea perene, a goiabeira apresenta uma fase juvenil de até dois anos, com a planta levando mais tempo para entrar em franca produção.

A exploração da planta, a partir de sementes teria significância no melhoramento genético, visando a seleção de genótipos agronomicamente superiores. No referente à propagação comercial, esta rota deve ser utilizada apenas para obtenção de porta-enxertos, quando a opção de propagação for o método da enxertia.

2. Propagação vegetativa

As células são totipotentes, isto é, apresentam toda a informação genética capaz de gerar um indivíduo completo. Assim, a partir de uma célula somática, um tecido ou órgão da planta, é possível obter uma planta completa. Isto constitui a base da propagação vegetativa. Portanto, salvo as modificações clonais associadas à idade da planta, ao aparecimento de mutações e quimeras e à incidência de parasitismo (principalmente enfermidades sistêmicas), a população descendente da propagação vegetativa é geneticamente idêntica à planta matriz.

Esta planta, por ser fornecedora dos propágulos vegetativos, como estacas, garfos, hastes porta-borbulhas e ramos para a mergulhia, reveste-se de mais alta importância. Uma planta matriz deve apresentar ilibados padrões agrônomicos para adaptabilidade edáfica e climática, alta produtividade e resistência a fitoparasitas, notadamente os sistêmicos. Além destas características e com base no exposto anterior, uma planta matriz de goiabeira, com relação à produção de frutos para o consumo *in natura*, deverá apresentar frutos maiores, firmes, piriformes, de polpa espessa e de coloração branca e com poucas sementes; frutos com altos teores de proteínas, de minerais, como cálcio, fósforo e ferro e de vitamina C, além de outras vitaminas, tais como A e do complexo B. Para fins industriais, a planta deverá produzir frutos de maior relação polpa/miolo em peso e em espessura; boa coloração da polpa; maior teor de açúcares, pectina, fibra e sólidos solúveis totais; sabor ácido e agradável; menor teor de umidade e pH – parâmetros que estão intrinsecamente relacionados com a qualidade final do produto elaborado. Segundo Gonzaga Neto & Soares (34), alguns estados já vêm desenvolvendo trabalhos de pesquisa no sentido de introduzir, selecionar, propagar e difundir genótipos de goiabeira de comprovada qualidade agrônômica.

Vários métodos de propagação vegetativa são propostos para a goiabeira, porém poucos são utilizados em larga escala.

2.1. Método da enxertia

A enxertia é uma técnica de propagação vegetativa artificial, que consiste em se juntar partes de duas ou mais plantas, de modo que elas, através da regeneração de seus tecidos, venham a constituir uma única e nova planta. Estas partes são a porta-enxerto que vai fornecer o sistema radicular, servindo de

base para sustentação da planta e absorção de água e nutrientes do e solo; o enxerto que constituirá a copa da planta e, em certos casos, o inter-enxerto, cuja finalidade é reparar a falta de afinidade entre os dois primeiros.

Dentre as múltiplas vantagens da propagação vegetativa, algumas são exclusivas da enxertia (44) e muitas podem ser de interesse para a cultura da goiabeira. Por exemplo, o porta-enxerto deve fornecer como benefícios, um sistema radicular mais vigoroso, mais adaptado às condições climáticas da região, mais qualificado para romper as barreiras ditadas pelas propriedades físicas, químicas e microbiológicas do solo. Deve induzir um porte mais baixo à planta, para promover melhorias na qualidade do fruto ou do produto, para antecipar o início da produção e para antecipar ou retardar a colheita. Outra vantagem da enxertia para a goiabeira poderia ser a substituição de copas que se tornaram indesejáveis (uso da sobre-enxertia) ou de porta-enxertos que se tornaram susceptíveis a fitoparasitas de solo (uso da subenxertia). E, finalmente, para obtenção de plantas especiais, onde se poderão preparar porta-enxertos apresentando várias pernadas (de 3 a 5) vigorosas, bem distribuídas e partindo de diferentes regiões do fuste central, enxertando em cada uma delas, distintas variedades de goiabeira. Plantas desse tipo são úteis, com vistas à fruticultura urbana, caracterizada normalmente, por quintais de tamanhos reduzidos.

Vale ressaltar que, dentre os vários fatores responsáveis pelo êxito da enxertia, a compatibilidade entre enxerto e porta-enxerto é essencial. Entretanto, por maior que seja esta afinidade, em princípio, o porta-enxerto vai exercer influência sobre o enxerto e vice-versa. Um exemplo disso, para a goiabeira, é mencionado por Marteleto (59), segundo o qual, algumas variedades, quando enxertadas sobre a variedade Campos, apresentam maior grau de tolerância ao fungo *Puccinia psidii* Wint., causador da ferrugem. Vasconcelos (96), ao estudar a resistência de dez cultivares de goiabeira a esta ferrugem, verificou que, embora sem apresentar resistência, a cultivar Campos se colocava entre as menos susceptíveis.

Verifica-se, assim, a importância basilar do porta-enxerto na fruticultura moderna. Entretanto, na literatura revisada, praticamente inexistem trabalhos que visem selecionar porta-enxertos para goiabeira. Uma exceção é o trabalho de Vasconcelos, mencionado anteriormente. Desta forma, o emprego de genótipos desconhecidos e não selecionados, como porta-enxerto, tem resultado em crescimento, produção e precocidade altamente variáveis (89).

Com relação à produção do porta-enxerto, esta pode se dar, seguindo dois sistemas. O primeiro e mais tradicional, é aquele em que a sementeira é feita em leitos (canteiros ou caixas plásticas ou de madeira), sendo a mesma efetuada em sulcos com aproximadamente 1,5 cm de profundidade e espaçados de 10 a 15 cm, distribuindo-se as sementes espaçadas de 1 a 2 cm, umas das outras e cobrindo-as com substrato, a uma espessura de mais ou menos 1 cm. Quando as plântulas alcançarem altura entre 10 a 12 cm, deverão ser arrancadas cuidadosamente do leito, levadas para um local sombreado e fresco, onde serão escolhidas aquelas de maior tamanho, mais vigorosas, sadias, de arquitetura retilínea e sistema radicular bem formado e sem enovelamento. Ato contínuo, colocar as plântulas com a região do coleto no

mesmo nível, fazendo pequenos feixes com a mão, eliminando o terço final do sistema radicular, o que facilitará o transplante e induzirá maior formação de radículas, eficientes na absorção de água e nutrientes do substrato ou solo do viveiro. As mudas, assim preparadas, deverão ser envolvidas, por exemplo, em saco de amiagem umedecido ou musgo, para protegê-las contra o dessecamento, até o momento do transplante. Este poderá ser feito diretamente no solo e, neste caso, a muda, depois de formada, deverá ser arrancada sob a forma de raiz nua (56), de modo a evitar que propágulos de plantas daninhas e microrganismos sejam disseminados nas áreas dos futuros pomares. Não obstante e, embora não se conheça ainda, um bom substrato para enchimento dos recipientes, o mais indicado é o transplante das referidas plântulas, para recipientes. Neste caso, deve-se usar um recipiente suficientemente grande, de modo a permitir a completa formação da muda. Sacolas de polietileno pretas, e com dimensões de 21 cm de diâmetro x 30 cm de altura, com uma capacidade volumétrica ao redor de três litros têm sido utilizadas. As mudas recém transplantadas devem ser protegidas contra a incidência direta do sol, até seu completo pegamento.

Em uma comparação da produção dos porta-enxertos em canteiros, com posterior transplante para recipientes definitivos, com capacidade para 4,6; 5,3 e 7.0 litros, Gonzaga Neto (33) verificou um maior crescimento e vigor das mudas no caso de recipientes maiores, com 7.0 litros de capacidade, o que possibilitou às mudas atingir, a partir do nono mês, o diâmetro mínimo recomendado para a enxertia, sendo que, no caso das mudas produzidas nos recipientes de 5,3 litros, elas só atingiram o diâmetro mínimo para a enxertia, apenas no décimo mês.

Ao invés de leitos, a semeadura poderá ser feita em bandejas plásticas ou de isopor contendo células individualizadas, ou em bandejas com tubetes pequenos. Nestes utensílios, plantam-se normalmente, duas sementes por célula ou tubete. Após a germinação e estando as plântulas com aproximadamente 5-6 cm, elimina-se aquela com pior aspecto. Quando as plantas alcançarem 10 a 12 cm de comprimento, realiza-se o transplante diretamente no solo ou em recipientes maiores e definitivos, como discutido acima. O pegamento é comumente, bastante elevado, visto que as plântulas serão transplantadas com o bloco de substrato intacto, podendo chegar a 100 % quando a semeadura é feita em tubetes, pois estes poderão ser usados para abrir o orifício de transplante, seja no canteiro ou sulco de plantio no solo do viveiro, seja no substrato do recipiente, dispensando outros artifícios para abertura de covas. Ademais, este orifício, por apresentar volume igual ao do tubete, permitirá um encaixe perfeito do bloco de substrato da plântula, evitando a formação de bolsas de ar e injúrias importantes no sistema radicular, o que praticamente garante 100 % de pegamento das mudinhas, além de tornar esta prática mais rápida e econômica. A desvantagem do transplante das plântulas com esse bloco de substrato é não permitir a inspeção das raízes.

Quando se planeja produzir a muda diretamente em recipientes, outra estratégia é realizar a semeadura diretamente no recipiente definitivo. Neste caso, em face do grande volume requerido de substrato e do alto custo deste, do recipiente e das operações envolvidas, se recomenda plantar de 3 a 4

sementes bem selecionadas por recipiente, para assegurar a obtenção de pelo menos, uma planta de padrão superior, em cada recipiente. Quando as mudas alcançarem aproximadamente 10-12 cm de comprimento, deixar apenas um muda por recipiente, aquela com melhor padrão.

Para a produção de mudas de goiabeira em recipientes, existe uma carência absoluta de informações técnicas sobre recipientes e substratos hortícolas. Com relação aos primeiros, é fundamental conhecer as influências do material de confecção, das dimensões da altura e das áreas de fundo e de boca, bem como do formato, sobre o crescimento e desenvolvimento da muda, que, em princípio, leva aproximadamente 18 meses para se formar.

No tocante aos substratos, é necessário conhecer os diferentes materiais orgânicos e inorgânicos existentes, fazendo análise criteriosa de suas propriedades químicas e, especialmente, físicas. Um bom substrato deve apresentar adequada granulometria, alta capacidade de troca catiônica e elevada capacidade de armazenamento de água, sem prejuízo para o arejamento; ótimas condições de drenagem e permeabilidade e baixa densidade e condutividade elétrica. É praticamente impossível, um substrato puro conter todas propriedades desejadas. O que se faz, é manipular proporções de dois ou mais substratos puros, visando obtenção de misturas que permitam adequado crescimento e desenvolvimento da planta, algo ainda desconhecido para a goiabeira.

O material de levantamento de leitos e enchimento de recipientes (substratos) deve ser, ademais, livre de microrganismos, sendo ideal, antes do uso, fazer uma análise microbiana. No mínimo, proceder a uma esterilização prévia, quando não se conhece devidamente esta característica do substrato.

A produção de mudas em recipientes proporciona uma série de vantagens. Dentre elas, o não depauperamento dos solos agricultáveis; permite desempenho superior da muda, por possibilitar o uso de misturas especiais de substratos; permite produzir maior número de mudas por unidade de área do viveiro; permite a condução do processo produtivo em instalações com melhor controle dos fatores ambientais (telados e casas de vegetação), reduzindo o período de formação da muda; permite a exploração de áreas contaminadas por fitoparasitas de solo, ao distribuir os recipientes sobre a superfície do solo ou em bancadas; permite reduzir a freqüência de certas práticas culturais, como o controle de plantas invasoras, bem como a supressão de outras, tais, como arranquio e embalagem de mudas e a conseqüente fase de aclimata, após o qual, a muda formada estará apta a tomar sua destinação final, e alongando o período de comercialização; permite, ainda, otimizar o uso da mão de obra, reduzir gastos com aquisição de determinados insumos, tudo isso implicando em maiores lucros para o viveirista. Os inconvenientes da produção de mudas em recipientes são a necessidade de sistemas mais sofisticados de irrigação e de cuidados especiais com o sistema radicular e não permitir a inspeção das raízes.

Para a adoção do sistema de produção de mudas de plantas frutíferas em recipientes, há necessidade de se conhecerem as melhores tecnologias de propagação para cada espécie. As referidas plantas são, geralmente, arbustivas ou arbóreas perenes, apresentando um sistema radicular bastante vigoroso e desenvolvido e suas mudas levam maior período de tempo para se formar. Isso mostra a

necessidade de se conhecerem os recipientes mais apropriados para cada espécie, bem como os melhores substratos ou mistura destes para enchimento dos recipientes, de modo a evitar que haja compactação junto ao sistema radicular e excessiva competição por água e nutrientes, pelas raízes. O arejamento e o teor ótimo de umidade são de vital importância para o desenvolvimento da muda.

A enxertia é, dentre os métodos de propagação vegetativa, um dos mais utilizados ainda hoje, na produção de mudas de goiabeira (56. 74).

Vários fatores são determinantes para o êxito da enxertia. Com relação especificamente à goiabeira, merecem destaques, o porta enxerto (já discutido), o estado fisiológico do enxerto, a polaridade deste, a época de realização da enxertia, habilidade do enxertista e estado dos instrumentos cirúrgicos e dos materiais usados. Alguns deles serão comentados abaixo.

A enxertia pode ser realizada por borbulhia e garfagem, sendo a primeira, dos tipos T normal, T invertido e de janela; sendo a garfagem, a de topo, dos tipos em fenda, à inglesa simples e à inglesa com entalhe. Todas elas oferecem alto índice de pegamento do enxerto, não diferindo entre si, se executada por um enxertista treinado. Dentre os tipos de borbulhia, a de janela tem sido a mais recomendada por sua facilidade de execução, porém como nos demais tipos de borbulhia, a gema leva bem mais tempo para se alongar, quando comparada com as gemas de um garfo. Assim, a garfagem se destaca como modelo de enxertia, apesar de demandar maior quantidade de material propagativo da planta matriz, visto que um garfo, que tem aproximadamente 10-12 cm de comprimento, agrega mais de uma gema. O tipo mais comum de garfagem é a de topo em fenda, descrito abaixo.

O porta-enxerto, com diâmetro ao redor de 10 mm, é decapitado a aproximadamente 10 cm de altura, a partir da região do coleto da planta, recebendo após, um corte no sentido longitudinal, com mais ou menos três cm de profundidade. O garfo tem sua base preparada na forma de um duplo bisel (cortes convergentes), e é imediatamente inserido na fenda do porta-enxerto, de modo que, pelo menos em um dos lados, haja perfeito ajuste entre os tecidos cambiais. Feito isso, o enxerto é amarrado com fita plástica branca leitosa, de aproximadamente 1,5 x 30 cm, de modo a ajustar, o mais possivelmente, as partes em contato. Em seguida, o enxerto será coberto com um saquinho plástico transparente, enrolando-o no propágulo e de modo a deixar, acima do ápice do garfo, aproximadamente 5 cm de sobra, sendo este invólucro amarrado frouxamente abaixo do ponto de união. A finalidade deste saquinho é formar uma câmara úmida, evitando o dessecamento do enxerto. Quando o enxerto brotar e os brotos alcançarem cerca de dois cm de comprimento, desamarrar o saquinho, abri-lo e levantá-lo, de modo que seu fundo fique a uns 10 cm do broto, voltando a amarrá-lo no porta-enxerto, mantendo a câmara úmida. Quando o enxerto alcançar o fundo do saquinho, normalmente é um sinal de que o enxerto já pegou, podendo-se remover o saquinho. Em Viçosa (UFV), tem-se conseguido um pegamento acima de 90 %, utilizando este método, como descrito. Ademais, não tem sido necessário manter a planta recém enxertada, protegida do excesso de radiação.

Depois de removido o saquinho plástico e estando a planta perfeitamente aclimatizada, deve-se retirar a fita plástica, com a planta recebendo todos os tratamentos culturais necessários. A planta deverá ser conduzida em um fuste único até a altura de 30-40 cm, quando, então, se deixa que se formem as pernadas. Quando estas estiverem lignificadas na altura de 20-25 cm, são dadas como formadas e aptas à destinação final.

Outro aspecto relevante na produção de mudas de goiabeira é, sem dúvida, a época de enxertia, pois o estágio de desenvolvimento das gemas dos propágulos é fundamental. Foi verificado, experimentalmente, que a enxertia realizada no final do inverno e na primavera alcança maiores índices de pegamento (56). A época que tem apresentado os melhores resultados, quando se utiliza a garfagem, por qualquer submodalidade, tem sido os meses de maio a setembro, nos locais de clima tropical e subtropical, sem ocorrência de geadas. Nas regiões sujeitas a elas, a garfagem deve ser realizada fora da estação do inverno, exceto se os porta-enxertos estiverem dentro de casas de vegetação.

Para a obtenção dos garfos, devem-se colher da planta matriz, ramos com 8 a 10 meses de idade, quando a casca substitui sua coloração verde, pela cor acinzentada, tendo estes ramos soltado casca pelo menos uma vez, sinalizando um nível alto de nutrientes, o suficiente para fazer jus às necessidades do pegamento e brotação do enxerto. Os melhores garfos são encontrados, em geral, na porção mediana dos referidos ramos.

Devido ao alto custo da muda enxertada e ao tempo necessário para a obtenção da mesma (aproximadamente 18 meses), o método da enxertia tem sido pouco utilizado na formação de mudas para pomares com fins industriais (73. 74). Ademais, a propagação pelo método da enxertia permite uniformizar a copa, porém possibilita variabilidade devido aos porta-enxertos oriundos de sementes (50). Assim, segundo estes autores, a muda obtida por estaquia supera este problema, eliminando a necessidade do uso de porta enxerto.

2.2. Método da estaquia

É o método de propagação vegetativa artificial que consiste em obter-se uma nova planta, a partir do enraizamento adventício de segmentos de órgãos vegetativos, denominados de estacas, extraídos de folhas, raízes e de ramos herbáceos, semilenhosos e lenhosos, apresentando uma idade variável, mas que, geralmente, situa-se em torno de oito meses.

A estaquia, dentre os métodos de propagação vegetativa artificial, é, sem dúvida, o que mais evoluiu e se expande. A ele, são agregados, mais sistematicamente, os conhecimentos da biotecnologia *in vitro* e *ex vitro*. Além do mais, é o método que mais tem sido beneficiado com a evolução das instalações de propagação de plantas, como as câmaras de nebulização, telados e casas de vegetação. Na verdade, a cultura de tecidos tem como uma das premissas básicas, partir de um pequeno fragmento de órgão (mini-estacas), lograr a formação de brotações e terminar com o enraizamento adventício das mesmas. Isso já é conseguido para muitas fruteiras, como videira, bananeira, morangueiro, dentre outras, produzindo

milhares de plantas numa área muito reduzida de prateleira laboratorial, em um curto período de tempo e com custos reduzidos, em certos casos.

A estaquia convencional é extremamente importante para a propagação comercial de plantas, devido ao seu alto rendimento, facilidade de execução do método, menor tempo para a produção da muda, não requer mão de obra muito especializada e é mais econômica em certos casos. Um exemplo bem sucedido do êxito desse método está na propagação da goiabeira (56).

Vários fatores são responsáveis pelo êxito do enraizamento adventício da goiabeira, os quais serão discutidos reduzir:

2.1.1. Genótipo

Segundo Costa Jr. et al. (15), a capacidade de enraizamento e o número de raízes formadas em estacas de goiabeira variam não apenas com a espécie, mas também com a cultivar. Comparando-se a variedade Paluma com a variedade Rica, Bacarin et al. (5) e Pereira et al. (74) verificaram que a Paluma, em média, forma maior número de raízes que a Rica. Também Andrade (3) constatou que a Paluma mostra melhor padrão de superiores no processo de enraizamento que a Pedro-Sato e Ogawa vermelha. Tavares et al. (95) verificaram que estacas retiradas de goiabeiras que produzem frutos de polpa vermelha apresentavam enraizamento superior, quando comparadas com aquelas de polpa branca. González e Schimidt (35), ao trabalharem com estacas herbáceas da variedade de goiabeira Kumagai, verificaram que 71 % delas formaram calo e que a formação de raízes não acompanhou este processo na mesma intensidade. Já Andrade (2001), ao estudar o enraizamento adventício de estacas herbáceas das goiabeiras Paluma, Pedro-Sato e Ogawa Vermelha, constatou que apenas a Paluma formava calo, processo esse que ocorria ao longo de todo o período em estudo e que coincidia, com a fase de maior formação de raízes. Esse autor atribui esse comportamento às características genóticas.

2.1.2. Posição do ramo de onde se extrai a estaca

Hartmann e Kester (43) mencionam ser impossível estabelecer um tipo de material adequado para todas as espécies. Assim, existem muitas possibilidades para escolher o tipo de material a ser utilizado na estaquia (17).

A composição química do tecido varia ao longo do ramo, ocasionando diferenças de enraizamento em estacas oriundas de distintas partes deste (25). Segundo Hartmann e Kester, (43), o tipo de estaca torna-se importante em espécies ou cultivares de difícil enraizamento. nas de fácil enraizamento, são obidos bons resultados, mesmo que o material empregado não seja de boa qualidade.

Pereira et al. (73), estudando o efeito de soluções de ANA a 200 mg L^{-1} , em estacas da goiabeira Paluma, lograram alcançar 70 % de enraizamento em estacas herbáceas, contra 33 % em estacas lenhosas.

Kersten e Ibañez (50), testando as concentrações 0, 2000, 3000, 4000 e 5000 mg L^{-1} de AIB na variedade Kumagai, observaram maior tendência de enraizamento em estacas da posição apical.

Entretanto, a diferença significativa encontrada foi para e entre estacas da posição mediana e apical. Os autores também encontraram maior teor de aminoácidos totais em estacas da posição apical de ramos, o que possivelmente exerce influência sobre a formação de raízes. As estacas medianas tiveram melhor formação de calo que estacas apicais, possivelmente devido a estas possuírem maior nível endógeno de promotores.

Para Tavares et al. (95), a maior porcentagem de enraizamento tem ocorrido em estacas apicais, porque respondem melhor às auxinas exógenas. I

2.1.3. Época de colheita do ramo, extração, preparo e plantio da estaca

Sabe-se que o preparo e o plantio de estacas durante períodos considerados ótimos, maximizam o processo de enraizamento e facilitam a produção das mudas. Em condições climáticas ideais ou utilizando-se ambientes com temperatura e umidade controladas, o tipo de material propagativo a ser utilizado passa a ser um dos principais fatores limitantes do processo de enraizamento (44). Os mesmos autores relatam que em espécies caducifólias, estacas lenhosas podem ser coletadas durante o período de dormência para plantio imediato ou armazenamento. Já em espécies que apresentam várias estações de desenvolvimento durante o ano, a coleta de estacas deve ser realizada em função dos fluxos de crescimento vegetativo das plantas matrizes. Pereira e Nachtigal (72) relatam que, como o enraizamento de estacas de goiabeira é também dependente da fotossíntese, a melhor época para o plantio das estacas é aquela em que se tem maior incidência luminosa (primavera-verão) e temperaturas mais elevadas (18 a 32 °C), resultando em maior eficiência nos processos fisiológicos que envolvem o enraizamento.

2.1.4. Sombreamento ligeiro da planta matriz

A técnica do estiolamento já era conhecida desde 1864, quando Sachs a demonstrou experimentalmente (99). Técnica esta há muito tempo usada com êxito para aumentar a formação de raízes em estacas caulinares (27).

Gorgoshidze (36) verificou que o estiolamento dos ramos com fita isolante aumentava em 5 % o número de estacas enraizadas. Doud e Carlson (22) verificaram que estacas provenientes de ramos estiolados enraizaram mais rápida e eficientemente que as não estioladas, aumentando o número de estacas enraizadas (27).

Segundo Mitra e Bose (63) e Singh e Jain (87) entre os fatores responsáveis pelo êxito da propagação vegetativa da goiabeira, o manejo da radiação solar sobre as plantas matrizes tem se mostrado uma prática capaz de melhorar o processo de enraizamento.

Para Hansen (40), a formação de raízes em estacas é influenciada pela condição de luz a que está submetida a planta matriz, sendo que a redução da luz incidente sobre as brotações antes da propagação, estimula a formação de raízes em estacas de várias espécies lenhosas. Davis et al. (19), Larcher (53) e Taiz e Zeiger (94) mencionam que suficientes quantidade e qualidade espectral de luz são necessárias

para manter um nível endógeno mínimo de auxinas, enquanto que altos níveis de luz podem causar sua fotodestruição e efeitos adversos sobre as relações hídricas das plantas.

Segundo Andrade (3) e Walker et al., citados por Shaffer e Andersen (82), a saturação luminosa é de suma importância para a manutenção da integridade das folhas de goiabeira, o que de certa forma influencia a sobrevivência das estacas. Entretanto, Andrade constatou que a variedade Paluma se mostrou indiferente às condições ambientais de iluminação reduzida.

Eliasson e Brunes (24), Johnson e Hamilton (47), Johnson e Roberts (48) e Stronquist e Hansen (93) também verificaram maior porcentagem de enraizamento em estacas provenientes de plantas matrizes cultivadas sob menores intensidades de luz.

De acordo com Davis et al. (19), Hansen (40), Hartman et al. (44) e Moe (64), o manejo dos níveis de irradiância sobre as plantas matrizes pode ter efeito positivo, negativo ou nulo no enraizamento de estacas. É de consenso entre estes autores, que os níveis de irradiância sobre as plantas matrizes de diferentes espécies promovem mudanças direta ou indiretamente no metabolismo de auxinas e ou carboidratos, sendo os resultados influenciados pelo genótipo e demais condições ambientais como nutrição, CO₂, umidade relativa, fotoperíodo, status hídrico e temperatura.

Segundo Hansen et al. (42), diferentes respostas no enraizamento em distintas espécies são possivelmente explicadas por interações entre auxinas e carboidratos. Segundo estes autores, a capacidade de incrementar matéria seca e de produzir auxinas e a translocação destes dois fatores de enraizamento, são influenciados pela irradiância e vão determinar o balanço entre carboidratos e auxinas, estabelecendo o potencial de enraizamento da estaca.

Sierralta et al. (84), estudando o manejo de plantas matrizes de goiaba (*Psidium guajava* L.) quanto à exposição à luz solar e sobrevivência de explantes cultivados *in vitro*, obtiveram 44 % de sobrevivência de explantes do tipo apical, em plantas protegidas, enquanto em plantas a pleno sol, o mesmo tipo de explante apresentou 10 % de sobrevivência. Para estes autores, a proteção das plantas matrizes contra radiação solar direta, resultou em redução do conteúdo de fenóis, expressos em ácido tânico, pré-existent nos explantes (10,69 mg/100g de matéria seca nas protegidas e 16,16 mg/100g de matéria seca nas plantas expostas).

A mudança no comportamento do enraizamento das estacas proporcionada pela redução da radiação natural sobre as plantas matrizes pode estar relacionada a fatores como mudança nos níveis endógenos de reguladores de crescimento (40, 44, 47) e mudanças nos níveis de carboidratos (48, 64).

Moe (64), baseando-se em diferentes pesquisas e metodologias, atribui a diferença de enraizamento entre espécies, quanto ao incremento de irradiância, a diferentes requerimentos de luz para a síntese de auxinas, diferente sensibilidade a foto destruição das auxinas, diferente translocação paterna de promotores de enraizamento, diferente produção e demanda de carboidratos para o enraizamento e alterações morfológicas. De fato, Andrade (3), comparando as variedades Pedro-Sato, Ogawa vermelha e Paluma, constatou que esta última, por apresentar maior porcentagem de estacas com folhas

remanescentes e coincidindo com um maior número de raízes formadas nesta variedade em estacas extraídas de plantas a pleno sol, sugere, segundo o autor, que a Paluma apresenta maior capacidade promotora e armazenadora de material translocável (carboidratos e solutos orgânicos), induzindo a formação de um número maior de raízes. Estes resultados condizem com as conclusões obtidas por Pereira et al. (74), de que a variedade Paluma apresenta maior disponibilidade de material translocável e que a contribuição das folhas foi muito importante em produzir e exportar material para o processo de enraizamento, podendo inclusive, ter potencializado o efeito das auxinas. Entretanto, Veierskov e Andersen (97) obtiveram maior conteúdo de carboidratos (frutose, inositol, glucose, sacarose e amido) em estacas, com o incremento de irradiância sobre as plantas matrizes, porém o conteúdo de carboidratos não esteve correlacionado com o processo de diferenciação e iniciação de primórdios radiculares e sim, com o desenvolvimento das novas raízes formadas.

Quanto ao efeito do conteúdo de carboidratos, trabalhos demonstram que estacas herbáceas de goiabeira, em relação às lignificadas, apresentam maior resposta ao processo de enraizamento adventício (7, 70, 71, 73). Desta forma, é possível que o sombreamento das plantas matrizes tenha contribuído para a redução da relação carbono/nitrogênio das hastes, tornando-as mais herbáceas. Portanto, acredita-se que o sombreamento potencializa uma maior e melhor resposta rizogênica das estacas, porque pode modificar a relação carbono/nitrogênio, tornando esta mais adequada, com um conteúdo de carboidratos menor, porém em forma mais prontamente utilizável, fornecendo segundo Davies e Hartmann (18), energia e carbono para os processos de multiplicação e organização celular, envolvidos na formação de raízes.

Costa Jr. et al. (15) relatam que ramos estiolados apresentam diferenças anatômicas que podem favorecer o aparecimento de primórdios radiculares, assim como maior quantidade maior de células parenquimatosas e diminuição das barreiras mecânicas. Além disso, podem favorecer a ação da auxina, uma vez que torna os tecidos mais sensíveis à ação deste regulador de crescimento (44). Figueiredo et al. (27), submetendo ao estiolamento partes dos ramos da goiabeira serrana (*Feijoa sellowiana* Berg.), durante 60 dias, obtiveram um expressivo aumento no número de estacas enraizadas. Estes autores observaram um efeito fitotóxico da aplicação de AIB, com reflexos negativos na porcentagem de enraizamento, ao aumentar a dose da auxina. Eles atribuíram este fato à elevação da auxina endógena dos tecidos, provocada pelo estiolamento. Resultados semelhantes foram encontrados por Voltolini e Fachinello (98), em estacas de araçazeiro amarelo (*Psidium cattleianum* Sabine), retiradas de plantas matrizes sob sombreamento de 30, 50 e 70 %.

A técnica do estiolamento tem sido estudada nas variedades Paluma, Pedro-Sato e Ogawa vermelha (3) e Kumagai e Rica (15). Estes autores verificaram que para a variedade Kumagai, a utilização de 30 % de sombreamento proporcionou os melhores resultados de enraizamento para a cultivar Rica, a utilização de 30 % de sombreamento na planta matriz ou a aplicação de 2000 mg L⁻¹ de AIB na estaca proporcionaram as maiores porcentagens de estacas enraizadas. Observa-se para esta

cultivar, que tanto o sombreamento das plantas matrizes como a utilização de AIB favoreceram a formação de um maior número de raízes. As maiores médias de raízes formadas foram obtidas com sombreamento de 30 e 50 % mais a utilização de AIB.

Costa Jr. et al. (15) verificaram que houve diferenças no local de formação de raízes adventícias entre estacas estioladas e não estioladas, em ambas as variedades estudadas. Nas estacas estioladas, as raízes formaram-se quase que exclusivamente na região nodal, enquanto que nas estacas retiradas de plantas crescidas em pleno sol, a formação de raízes ocorreu tanto na região nodal como na internodal. A não formação de raízes na região internodal de estacas estioladas pode estar relacionada à baixa concentração de carboidratos neste local. Heller et al. (45) constataram que o sombreamento proporciona diminuição na atividade fotossintética, prejudicando, conseqüentemente, a síntese de carboidratos, afetando, assim, negativamente, o enraizamento de estacas. A concentração de raízes formadas na região nodal de estacas estioladas pode influenciar na qualidade da muda e, por conseguinte, no desenvolvimento desta no campo, principalmente com relação à fixação no solo.

Andrade (3) verificou que a redução da radiação natural sobre as plantas matrizes afetou a capacidade rizogênica de suas estacas. Estas, quando obtidas de plantas sombreadas formaram maior número de raízes durante todo o período de estudo, porém sendo claramente superior a partir dos 52 dias. Resultados semelhantes foram obtidos por Hansen e Eriksen (41), Johnson e Hamilton (47), Johnson e Roberts (48), e Maynard e Bassuk (61) com *Rhododendron*, ervilha (*Pea sativum*), *Hibiscus rosa-sinenses* L. e *Carpinus betulus* L., respectivamente.

Andrade acrescenta ainda, que estacas provenientes de plantas matrizes sombreadas apresentaram maior número de raízes ao final do período de estudo. Contudo, o comprimento da maior raiz e a sobrevivência das estacas não foram influenciados. Para a variedade Pedro-Sato, estacas provenientes de plantas matrizes sombreadas apresentaram menor número de folhas remanescentes aos 52 e 70 dias de plantio. O sombreamento das plantas matrizes não afetou o comprimento da maior raiz, bem como a porcentagem de enraizamento e o peso fresco e seco das raízes formadas. Estacas da variedade Paluma apresentaram maior número de raízes, quando as plantas matrizes foram cultivadas a pleno sol, e que o sombreamento das plantas matrizes não influenciou no número de raízes formadas em estacas caulinares das variedades Ogawa-vermelha e Pedro-Sato.

2.1.5. Fitorreguladores

A utilização de reguladores de crescimento no tratamento de estacas ou aplicados às próprias plantas matrizes, visando estimular o enraizamento adventício, é uma prática largamente utilizada e difundida, podendo, em espécies de difícil enraizamento, tornar viável a produção de mudas (25), sendo que as concentrações ótimas e o uso individual ou combinado destas substâncias variam bastante.

A aplicação de fitorreguladores, em algumas espécies, é decisiva para a formação de raízes (28, 51). Dentre estas substâncias, destacam-se as auxinas, citocininas, giberelinas, ácido abscísico e o etileno.

Destes, as auxinas são as de maior interesse para o processo (43). Segundo estes autores, é provável que para estabelecer condições que favoreçam a iniciação de raízes existam interações entre certos fatores situados dentro da célula, talvez certas enzimas e nutrientes facilmente translocáveis e fatores endógenos do enraizamento.

Numerosas hipóteses têm sido estabelecidas para explicar o mecanismo de ação das auxinas no enraizamento, sendo que as relações com ácidos nucléicos e proteínas, modificações na parede celular, secreção de íons hidrogênio e estimulação de atividade enzimática, correspondem aos principais enfoques postulados (12).

O efeito da aplicação de auxinas sintéticas no enraizamento de estacas de goiabeira foi estudado por diversos autores. Pereira et al. (74), estudando o efeito do AIB em estacas das goiabeiras Rica e Paluma, observaram a ação positiva da auxina na precocidade da iniciação radicular e no maior número de raízes. González e Schmidt (35) obtiveram apenas 25 % de enraizamento em estacas herbáceas de goiabeira da variedade Kumagai, com a concentração de 1000 mg L⁻¹ de AIB, enquanto estacas não tratadas tiveram apenas 3,37 % de enraizamento. Kersten e Ibáñez (50) obtiveram resultados superiores com a utilização de AIB em imersão rápida, em estacas da goiabeira Kumagai, quando comparadas com a não utilização desta auxina. Tavares et al. (95), utilizando soluções concentradas de AIB (0, 4000, 5000, 6000 e 7000 mg L⁻¹), observaram aumento do número de estacas de goiabeira enraizadas, com o aumento da concentração. Mukhtar et al. (65) lograram máximo enraizamento (93 %) com a aplicação de AIB a 4000 mg L⁻¹, enquanto Andrade (3), em estacas das goiabeiras Paluma, Pedro-Sato e Ogawa Vermelha, extraídas de plantas prévia e parcialmente sombreadas, observou uma ação positiva desta auxina no enraizamento, sendo superior uma concentração média de 2000 mg L⁻¹.

As auxinas sintéticas têm mostrado entre si, diferentes respostas rizogênicas. González e Schmidt (35), em estaca da goiabeira Kumagai, verificaram uma resposta marcadamente inferior do ANA, quando comparado com o AIB. Resultados semelhantes foram constatados por Mukhtar et al. (65) e Pereira et al. (73 e 74) ao testarem, respectivamente, soluções de ANA e AIB, em estacas herbáceas da variedade Paluma obtendo um número médio de raízes, marcadamente diferente. Isso poderia sugerir que as propriedades físico-químicas das duas auxinas sintéticas estariam influenciando a resposta.

Além das auxinas, outras substâncias também têm sido testadas no enraizamento adventício de estacas de goiabeira, como o etileno e paclobutrazol.

Dhua et al. (20) estudaram o efeito de etephon no enraizamento de estacas de goiabeira, pulverizando os ramos da planta. Sete dias após, estacas herbáceas, extraídas das extremidades dos ramos, foram tratadas e não tratadas com ácido indolbutírico. Verificaram que o enraizamento foi de aproximadamente 100%, nas estacas que foram tratadas com AIB após o tratamento com etephon.

Segundo Fachinello et al. (25), o etileno, em concentrações próximas a 10 mg L⁻¹, estimula a formação e o desenvolvimento de raízes. Isto foi corroborado por Dantas et al. (17), ao estudarem o efeito do etephon em estacas apicais e medianas de goiabeira, verificando um aumento no número de raízes à

medida que se aumentou as concentrações de ethephon, até 50 mg L⁻¹. Marco et al. (58), associando aplicações de ethephon às plantas matrizes de goiabeira, com doses 0, 1.000, 2.000, 3.000 e 4.000 mg L⁻¹ de AIB, aplicadas na base das estacas, obtiveram máxima porcentagem de enraizamento (28,02%).

Mukhtar et al. (65), aplicando paclobutrazol por 24 horas na base de estacas herbáceas de goiabeira, com verificaram que o número de estacas enraizadas aumentou, conforme se aumentou a concentração desta substância.

A aplicação de auxina na base das estacas promove o enraizamento até uma determinada concentração, a partir da qual o efeito passa a ser inibitório (44). Bacarin et al. (5) constataram na cultivar Rica, que na aplicação de AIB em imersão lenta, a concentração de 100 mg L⁻¹ proporcionou maior porcentagem de enraizamento que 200 mg L⁻¹.

As formas de aplicação dos reguladores de crescimento nas estacas podem ser realizadas através da embebição da sua base em soluções, tendo como solventes, a água ou etanol a 50 % v/v, ou, segundo Hartmann et al. (44), através de talcos onde são colocadas as substâncias, ou pela mistura com sais potássicos solúveis em água. Estes mesmos autores citam a utilização de sprays na folhagem e base das estacas, bem como a imersão total das estacas na solução, como métodos alternativos na aplicação de reguladores de crescimento. Também tem sido utilizada a veiculação de hormônios através de Lanolina, como nos trabalhos de Saroj e Pathak (80) e Singh e Jain (87).

Devido à baixa solubilidade das auxinas em água, a utilização de compostos complexantes como a alfa-ciclodextrina, que aumentam a eficiência dos hormônios, tem sido satisfatória (55).

O tempo de imersão da base das estacas depende da concentração das soluções utilizadas. Soluções diluídas (0 a 500 mg L⁻¹) necessitam ficar em contato com a base das estacas por horas, enquanto nas soluções concentradas (> 500 mg L⁻¹), o contato com a base das estacas deve ser de segundos (16). Cooper citado por Antunes et al. (4), comparou o uso do ácido indolbutírico, utilizando o método da imersão lenta (24 horas) e rápida (5 segundos), visando o enraizamento de três espécies lenhosas. Observou que para enraizamento equivalente, o tratamento com imersão rápida demandou uma concentração de AIB 25 vezes maior que o método de imersão lenta.

2.1.6. Fatores externos

Segundo Moe (64), quando vários fatores ambientais de desenvolvimento (luz, temperatura, água, CO₂ e nutrição) são tratados separadamente, as condições ótimas para um fator não são sempre ótimas para um ou outro fator, que possivelmente foi alterado, sendo este o maior problema em pesquisas que envolvem condições ambientais sobre plantas matrizes.

Quanto às condições locais para o plantio de estacas, Mahlstedt e Haber citados por Reddy e Singh (77), defendem a manutenção da umidade relativa do ar em 90 % durante o estágio inicial do enraizamento, abaixando para 75 % com o início da formação de raízes, o que reduz as perdas de água por transpiração e dessecação. Segundo Reddy e Singh (77), o controle das condições de umidade

relativa (82 a 96%), durante as diferentes etapas do processo de enraizamento de estacas de ramos de goiabeira, possibilitou a obtenção de bom índice de enraizamento (87,50 %), utilizando concentração de ácido indolbutírico (2.500 mg L^{-1}) inferior às normalmente utilizadas por outros autores (4.000 a 8.000 mg L^{-1}).

Também a manutenção da temperatura no ambiente de enraizamento na faixa de 18 a 25 °C é importante para a rizogênese, pois afeta diretamente os processos fisiológicos. Segundo Hartmann et al. (44), a iniciação de raízes em estacas é impulsionada pela temperatura, mas o subsequente desenvolvimento da raiz é fortemente dependente da disponibilidade de carboidratos.

Andrade (3) verificou que a capacidade de estacas de goiabeira de formar raízes foi dependente da permanência das folhas nas estacas, o que demonstra, segundo o autor, que as condições ambientais no ambiente de enraizamento são favoráveis à manutenção dos tecidos foliares hidratados e fotossinteticamente ativos.

2.1.7. Velocidade do processo de enraizamento

Com relação à velocidade de enraizamento, Bacarin et al. (4) e Pereira et al. (74) verificaram, em estacas de Paluma e Rica, uma maior formação de raízes no período de 30 a 45 dias, tendendo depois à estabilização ou declínio, o que difere dos resultados obtidos por Andrade (3), onde o número de raízes para a variedade Paluma aumentou durante todo o período de estudo. Segundo este autor, a melhor época para o transplante das estacas enraizadas de goiabeira seria no mínimo com 70 dias de permanência no leito de enraizamento, por causa da formação de um número maior de raízes ocorrer mais tardiamente (após os 52 dias), do incremento de comprimento da maior raiz ocorrer ao longo de todo o período de enraizamento avaliado e da manutenção do aspecto (necrosamento) e sobrevivência.

2.1.8. Instalações usadas na propagação

Os avanços tecnológicos têm permitido o desenvolvimento das instalações usadas na propagação de plantas, como câmaras de nebulização, telados e casas de vegetação, dotados normalmente de sistemas automatizados de controle dos fatores ambientais. Isso se tem tornado possível enraizar estacas que antes eram consideradas muito difíceis ou impossíveis de enraizar, como as de goiabeira. Para isso, utilizam-se estacas caulinares herbáceas ou semilenhosas e portadoras de folhas. As estacas de natureza herbácea, geralmente enraízam com maior rapidez, porém requerem instalações apropriadas e com melhor controle dos fatores que afetam a rizogênese. Para esse tipo de estaca, é fundamental a permanência das folhas, como já discutido anteriormente. O controle destes fatores, associados à utilização de artifícios, como a aplicação exógena de auxinas sintéticas e estiolamento de ramos, pode aumentar marcadamente, a capacidade de enraizamento de estacas caulinares de espécies como a goiabeira. Pereira et al. (73) constataram que estacas de goiabeira com maior número de folhas remanescentes apresentaram enraizamento superior, além de maior porcentagem de enraizamento (70,22 %).

Sem a pretensão de esgotar o tema sobre a tecnologia de colheita de ramos da planta matriz, de preparo e plantio de estacas herbáceas da goiabeira, seguem abaixo algumas recomendações básicas.

Embora estacas de goiabeira possam ser tomadas de raízes e caules, são estas últimas, aquelas realmente as utilizadas e, de modo destacado, aquelas de natureza herbáceas, extraídas dos ápices dos ramos, conforme comentado anteriormente. Estas estacas enraízam rapidamente (em aproximadamente dois meses), formam mudas com alto padrão de qualidade em um curto período de tempo (oito meses, em média) e com um custo muito baixo.

Na obtenção das estacas, visando o plantio, o primeiro cuidado deve ser com a planta matriz, já caracterizada no início desse trabalho. A ela, devem-se aplicar, com esmero, todas as práticas culturais pertinentes, de modo a fornecer ramos vigorosos e sadios. Uma dessas práticas é a poda, efetuada cerca de 70 a 80 dias, antes da obtenção das estacas (56). Nestas condições, este autor afirma que, de uma única planta matriz, é possível obter entre 850 mil a um milhão de estacas anualmente.

As estacas herbáceas devem ser tomadas de ramos do último surto de crescimento, estando ainda angulosos, não lignificados e com uma coloração verde. Normalmente, as estacas são preparadas com dois nós, um entre-nó e um par de folhas inteiras. No entanto, Mânica (56) recomenda em alguns casos, estacas com três nós, dois entre-nós e um par de folhas inteiras.

Preparadas as estacas, estas terão dois a três cm de suas bases imersas em uma solução auxínica, cuja concentração será aquela recomendada para cada variedade. Para soluções diluídas, de até 500 mg L⁻¹, o tempo de imersão estará entre 12 e 14 horas; para soluções concentradas, acima de 500 mg L⁻¹, esse tempo será de aproximadamente, 5 segundos.

Transcorrido o tempo de imersão, passar a base das estacas em água corrente, estando as estacas preparadas para o plantio. Este poderá ser feito em bandejas com tubetes com capacidade volumétrica de 55 cm³ ou caixas plásticas de madeira (tipo caixa de uva, dimensões 48 x 28 x 9 cm, tendo orifícios no fundo), cheias com substratos hortícolas, sendo os melhores, a vermiculita e a casca de arroz carbonizada, puros ou em mistura. Nestas caixas, são plantadas normalmente, três fileiras de oito estacas, cada.

Após o plantio, a bandeja com os tubetes ou as caixas são colocadas dentro da câmara de nebulização, a qual pode estar dentro de um telado, casa de vegetação ou a céu aberto. A nebulização pode ser controlada por distintas maneiras, sendo a folha imantada, a principal.

Ocorrido o enraizamento, após 50 a 70 dias, arrancar e selecionar os propágulos bem formados, transplantando-os para recipientes tipo sacola plástica para café, cheios de uma mistura de 3:1:1 de terriço, composto orgânico e areia lavada, criteriosamente preparada. Visando um pleno contato da planta com o substrato, irrigar profusamente a embalagem individual e retornar com a planta para a câmara de nebulização, aí permanecendo por mais 60 a 80 dias. Então, de novo, as mudas são transplantadas, agora definitivamente, para uma sacola plástica com dimensões da ordem de 21 x 30 cm e volume ao redor de 3 litros, cheios com a mesma mistura de substratos descrita acima, porém na proporção de 4:2:1. Ato contínuo, acondicionar a muda em instalações parcialmente sombreadas (como telado). Aí, deve-se

dispensar à planta, todos os tratamentos culturais necessários, além de conduzir a planta em um fuste único até uma altura de mais ou menos 40 cm. Gradativamente, a muda deve ser climatizada no sentido de uma maior exposição maior à radiação solar. Quando as plantas apresentarem brotações laterais já claramente lignificadas (mudas com mais ou menos 8 meses de idade), estarão aptas a uma destinação final.

2.3. Método da mergulhia

A mergulhia é um método de propagação vegetativa artificial, que consiste em se enraizarem ramos, estando eles ainda presos à planta matriz. É um método bastante empregado para obtenção de porta-enxertos clonais de macieira, pereira e marmeleiro (25). Ela é utilizada para propagar plantas com dificuldades de formar raízes nas estacas ou que não possam ser propagadas por outros métodos vegetativos. Comparando com a enxertia e estaquia, a mergulhia apresenta mais desvantagens, entre elas o baixíssimo rendimento da planta matriz em produzir as mudas, dificuldade e morosidade operacionais. Assim, para a goiabeira, poucos trabalhos foram encontrados, recomendando a mergulhia.

Com relação à mergulhia na modalidade alporquia, apenas Mânica (56) e Singh e Jain (87) a mencionam, como método de propagação da goiabeira. Singh e Jain (87), realizando a alporquia em ramos estiolados ou não da goiabeira Allahadad Safeda, obtiveram 78,75 % de enraizamento e 75 % de sobrevivência, utilizando 6.000 mg L⁻¹ de AIB nos ramos estiolados. Uma descrição detalhada da execução do método é feita por Mânica (56).

Apesar de esta modalidade proporcionar uma taxa satisfatória de enraizamento, a extrema dificuldade e morosidade de sua execução e o muito baixo rendimento da planta matriz torna o método desaconselhável para a propagação comercial da goiabeira.

Na literatura consultada, apenas o trabalho de Callovy Filho et al. (10) foi encontrado mencionando a mergulhia, na modalidade cepa. Estes autores, ao trabalharem com goiabeiras com 15 meses de idade, verificaram a diferentes alturas de corte (nível do solo, 5 e 10 cm), que as cepas emitiram aproximadamente 3 brotações. Este comportamento pode estar relacionado com a capacidade de regeneração celular da goiabeira, idade da planta, época de realização do corte, estado nutricional, entre outros. Foi interessante verificar que o enraizamento destas brotações foi de aproximadamente 100 % para todas as alturas de corte. Entretanto, o corte das plantas ao nível do solo proporcionou um maior número de raízes do que o corte a 5 e a 10 cm. Tal fato pode estar relacionado com uma área maior de contato da brotação com o solo, visto que a amontoa com terra foi realizada a uma mesma altura para todos os tratamentos.

Embora esta modalidade evidencie um grande potencial da mergulhia de cepa como método de propagação da goiabeira, seu rendimento é muito baixo, estando carente de mais estudos.

2.4. Propagação in vitro da goiabeira

É altamente desejável um método eficiente para a propagação clonal da goiabeira, O cultivo de células e tecidos vegetais constitui uma adequada ferramenta para a propagação de genótipos superiores. A propagação clonal *in vitro* da goiabeira tem sido demonstrada, usando-se ápices caulinares e segmentos nodais (2, 54, 68, 88). A propagação in vitro da goiabeira a partir de explantes de plantas adultas tem proporcionado uma taxa de multiplicação suficientemente grande, podendo ser útil na propagação comercial (2).

Amin e Jaiswal (2), estudando a organogênese in vitro, em segmentos nodais da goiabeira Chittidar, verificaram excessiva oxidação fenólica, com os explantes necrosando dentro das 12 horas iniciais da incubação e morrendo dentro de 1-4 dias. O problema foi eficientemente equacionado na fase de estabelecimento, agitando os explantes se por 30-40 minutos a 100 rpm, em uma solução de PVP a 0,5 % p/v + sacarose a 2 % p/v e efetuando rápida enxaguadura com uma solução antioxidante, constituída de ácido cítrico e ácido ascórbico.

Na fase de estabelecimento, a transferência, 2 a 3 vezes, para novo meio, beneficiou claramente, a morfogênese. Uma vez sanada a oxidação e empregando o meio de MS, contendo $1,0 \text{ mg L}^{-1}$ de BAP, foi possível formar dois brotos axilares em 6-8 semanas de cultivo. Eram brotos vigorosos, porém com folhas largas e grossas, tendo sido necessários, subcultivos para lograr o alongamento. Certa taxa de enraizamento ocorreu somente após certo número de cultivos e, mesmo assim, apenas quando auxinas eram adicionadas ao meio. Dos brotos enraizados, 70 % foram transferidos com êxito para a condição de campo.

Ao trabalharem in vitro com explantes de segmentos nodais de plantas adultas enxertadas, segmentos de hipocótilo, folhas e ápices caulinares de plântulas, Loh e Rao (54) conseguiram uma freqüência de 75 a 100 % na formação de gemas, que formaram em média, 3,2 brotos por explante com tamanhos de 20 a 30 mm, alcançados após 8 semanas no meio MS, contendo uma concentração ótima de $0,5 \text{ mg L}^{-1}$ de BAP. Estes brotos foram transferidos para o MS basal, logrando 100 % de enraizamento após 2 a 3 semanas de incubação, apresentando raízes bem desenvolvidas após 4 a 6 semanas. Mais de 90 % das plantas transplantadas em vasos, contendo vermiculita e solo, sobreviveram ao processo de aclimação.

Estes autores atribuíram os 100 % logrados no enraizamento ao rejuvenescimento parcial in vitro dos explantes. Entretanto, este resultado contrasta com aqueles obtidos por Amin e Jaiswal (1987), citados pelos autores deste trabalho, que lograram apenas 80 % de enraizamento, mesmo assim, adicionando AIB, ANA e carvão ativado ao meio de cultivo.

Papadatou et al. (68), cultivando in vitro ápices caulinares obtidos de plantas juvenis desenvolvidas em casa de vegetação, lograram máxima proliferação de gemas, ao usarem o meio de cultivo de Rugini Olive (OM), contendo $2,0 \text{ mg L}^{-1}$ de BAP. Não houve exudação de fenóis, nem necrose dos explantes. Os autores atribuem esse comportamento ao fato de plântulas não sintetizarem substâncias

fenólicas, quando crescem em casas de vegetação. Ao transferir as brotações para o meio OM, contendo ANA e AIB a 0,5 e 1,0 mg L⁻¹, para ambas as auxinas, o enraizamento foi satisfatório e mais de 95 % dos brotos enraizados, depois de aclimatizados em vasos contendo turfa como substrato, cresceram em casa de vegetação.

Singh et al. (88), por organogênese direta em segmentos de hipocótilo de plântulas da goiabeira Allahabad Safeda germinadas in vitro, obtiveram uma freqüência de resposta em 44,6 % dos explantes, formando 3,6 brotos por explante inicial, no meio de MS modificado e contendo 01 µM de TDZ e 0,54 µM de ANA. Cada um destes brotos, quando subcultivados, proporcionaram aproximadamente 5 novos brotos, sendo o MS modificado, contendo 2,22 µM de BAP, mais 2,32 µM de cinetina, o melhor meio. Visando o alongamento, estes brotos foram imersos rapidamente numa solução de giberelina a 1,44 mM de GA₃, para serem posteriormente cultivados em MS modificado contendo 0,88 µM de BAP e 54,29 µM de sulfato de adenina, durante duas semanas. A melhor resposta para enraizamento foi lograda em MS modificado e a meia força, contendo 4,90 µM de AIB e 100 mg L⁻¹ de carvão ativado.

Referências Bibliográficas

1. AGRIANUAL. - Anuário da Agricultura Brasileira. Goiaba. São Paulo: FNP® /Agros Comunicação, 2003. p. 365-369.
2. AMIN, M.N.; JAISWAL, V.S. Micropropagation as an aid to rapid cloning of a guava cultivar. *Scientia Horticulturae*, Amsterdam, 36: 89-95, 1988
3. ANDRADE, A.L. de. **Enraizamento adventício de estacas herbáceas de goiabeira (*Psidium guajava* L.) em função da variedade, condições de luz das plantas matrizes e tratamento das estacas com ácido indolbutírico**. 2001. 85p. (Dissertação de Mestrado). Universidade Federal de Viçosa, Minas Gerais.
4. ANTUNES, L.E.C.; HOFFMANN, A. RAMOS, J.D.; CHALFUN, N.N.J.; OLIVEIRA JÚNIOR, A.F. Efeito do método de aplicação e concentrações do ácido indolbutírico no enraizamento de estacas semilenhosas de *Pyrus calleryana*. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Cruz das Almas, 18(3): 371-376, 1996.
5. BACARIN, M.A.; BENINCASA, M.M.P.; ANDRADE, V.M.M.; PEREIRA, F.M. Enraizamento de estacas aéreas de goiabeira (*Psidium guajava* L.): efeito do ácido indolbutírico (AIB) sobre a iniciação radicular. **Científica**, Jaboticabal, 22(1): 71-79, 1994.
6. BARBOSA, J.T. **Competição de seis variedades de goiaba (*Psidium guajava* L.) em Pirapora**. 1975. 28p. (Dissertação de Mestrado). Universidade Federal de Viçosa, Minas Gerais.
7. BOURDELLES, J.L.; ESTANOVE, P. La goyave aux antilles. **Fruits**, Cote d'Ivoire, 22: 397-412, 1967.

8. BRASIL SOBRINHO, M.O.C.; MELLO, F.A.F.; HAAG, H.P.; LEME JR.; J. A composição química da goiabeira (*Psidium guajava* L.). **Anais da E.S.A.L.Q.**, Piracicaba, 18: 183-192, 1961.
9. BRASIL. Ministério do Interior. GEIDA/FCTPTA. Goiaba. In: **Contribuição ao desenvolvimento da Agroindústria**. Brasília, D.F. 1972. v.5, 92p.
10. CALLOVY FILHO, C.; NACHTIGAL, J.C.; KERSTEN, E. Propagação da goiabeira (*Psidium guajava* L..) pelo método de mergulhia de cepa. **Revista Brasileira de Agrociência**, 1(2): 112-114, 1995.
11. CARNEVALI, A. La guava. **Fruticolttura**, Bologna, 38(12): 29-33, 1976.
12. CASTRO, P.R.C. Mecanismo de ação auxínica. **Anais da Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”**. Piracicaba, 36: 621-634, 1979.
13. CHAN, H.T.; KNOK, S.C.M. Identification and determination of sugars in some tropical fruit products. **Journal of Food Science**, Honolulu, 40(2): 419-420, 1975.
14. CHAN, H.T; BREKKER, J.E.; CHANG, T. Nonvalatile organic acids in guave. **Journal of Food Science**, Lafayette, 36(2): 237-239, 1971.
15. COSTA JÚNIOR, W.H. da; , SCARPARE FILHO, J.A.; BASTOS, D.C. Estiolamento da planta matriz e uso de ácido indolbutírico no enraizamento de estacas de goiabeiras. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Cruz das Almas, 25(2): 301-304, 2003.
16. COUVILLON, G.A. Rooting responses to different treatments. **Acta Horticulturae**, Wazennizen, 227: 187-196, 1988.
17. DANTAS, A.C. de M.; DUTRA, L.F.; KERSTEN, E. Influência do etefon e do tipo de estaca no enraizamento de goiabeira (*Psidium guajava* L.). **Revista Brasileira de Agrociência**, Pelotas, 5(1): 19-21, 1999.
18. DAVIES, JR. F.T.; HARTMANN, H.T. The physiological basis of adventitious root formation. **Acta Horticulturae**, Wazeninzen, 227: 113-120, 1988.
19. DAVIS, T.D.; HAISSING, B.E.; SANKHLA, N. **Adventitions root formation in cuttings**. Portland: Dioscorides Press. 1986.
20. DHUA, R.S.; MITRA, S.K.; SEN, S.K. *et al.* Effect of ethephon and IBA on rooting of Guava. **Horticultural Abstracts**, 54(1): 378, 1982.
21. DIAS, J.M.M. **Estudo da produção e dos atributos físicos e químicos dos frutos de duas variedades de goiabeira (*Psidium guajava* L.)**. 1983. 68p. (Dissertação de Mestrado). Universidade Federal de Viçosa, Minas Gerais.
22. DOUD, S.L.; CARLSON, R.F. Effects of estiolation, stem, anatomy and starch reserves on root initiation of layered *Malus cionos*. **Journal of the American Society Horticultural Science**, Alexandria, 102(4): 487-491, 1977.
23. EL BARADI, T.A. Guava. **Abstract on Tropical Agricultural**, Amsterdam, 1(3): 9-16, 1975.

24. ELIASSON, L.; BRUNES, L. Light effects on root formation in aspen and willow cuttings. **Physiologia Plantarum**, 48(2): 261-265, 1980.
25. FACHINELLO, J.C.; HOFFMANN, A.; NACHTIGAL, J.C.; KERSTEN, E., FORTES, G.R. de L. **Propagação de plantas frutíferas de clima temperado**, Pelotas: Editora e gráfica Universitária, 1994, 179p.
26. FERRO, M.L.; CASTELBLANCO, H. Extracción y caracterización de la pectina de los variedades de guayaba (*Psidium guajava* L.). **Tecnologia**, Colombia, 2(57): 30-42, 1969.
27. FIGUEIREDO, S.L.B.; KERSTEN, E.; SCHUCH, M.W. Efeito do estiolamento parcial e do ácido indolbutírico no enraizamento de estacas de ramos de goiabeira serrana (*Feijoa sellowiana*, Berg). **Scientia Agricola**, Piracicaba, 52(1): 167-171, 1995.
28. FIORINO, P; ZUCCONI, F. Nuove tecniche per ottenere barbatelle di pesco. I Riserche sulla nebulizzazione. **Rivista del Ortoflorofruticoltura**, 52: 197-204, Italia, 1968.
29. FONSECA, H.; NOGUEIRA, J.N. Conteúdo de ácido ascórbico em produtos industrializados de goiaba (*Psidium guajava* L.). **Arquivos Brasileiros de Nutrição**, 24(1/2): 135-139, 1968.
30. FOUQUÉ, A. Les plants medicinales presentes en f'orêt guyanaise. **Fruits**, Côte d'Ivoire, 36(10): 567-592, 1981.
31. FRANCIS, B.J.; BELL, J.M.K. Commercial pectin: a review. **Tropical Science**, London, 17(1): 25-44, 1975.
32. GOMES, R.P. **Fruticultura Brasileira**. São Paulo: Nobel, 1975. 448p.
33. GONZAGA NETO, L. **Estudo de métodos de produção de porta-enxerto e de enxertia da goiabeira (*Psidium guajava* L.)**. 1982. 51p. (Dissertação de Mestrado). Universidade Federal de Viçosa, Minas Gerais.
34. GONZAGA NETO, L.; SOARES, J.M. **Goiaba para exportação: aspectos técnicos da produção**. Brasília: EMBRAPA/SPI, 1994. 49 p.
35. GONZÁLEZ, M.G.N.; SCHIMIDT, C.A.P. Estudo do efeito de duas concentrações de ácido indolbutírico (AIB) e ácido naftaleno acético (ANA) no enraizamento de estacas herbáceas de goiabeira (*Psidium guafava* L.) cv. Kumagai. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Cruz das Almas, 14(3): 229-232, 1992.
36. GORGOSKIDZE, G.M. The effect of growt stimulators and substrates on the rooting of feijoa cuttings. **Subtropicheskie Kul'tury**, Rockville, 6: 104-108, 1971.
37. GRUNBERG, I. **La poda de los frutales**. 4. ed. Buenos Aires: El Ateneo, 1950. 385p. (24)
38. GURGEL, J.T.A.; SOBRINHO, J.S.; MALAVOLTA, E.; LEME JR., J. Fatores que afetam a determinação de vitamina C em goiaba. **Anais da E.S.A.L.Q.**, Piracicaba, 8: 399-432, 1951.
39. GUTIERREZ, L.E.; CEZAR JR., W.P.; FERRARI, S.E.; GUIMA RAES, G.L. Goiaba branca, goiaba vermelha, melancia, mamão, abacate, caqui, maracujá e moranguinho. **Solo**, Piracicaba, 68(1): 16-20; 1976.

40. HANSEN, J. Stock plant lighting and adventitious root formation. **Hortscience**, Alexandria, 22(5): 746-749, 1987.
41. HANSEN, J.; ERICKSEN, E.N. Root formation of pea cuttings in relation to the irradiance of the stock plants. **Physiologia Plantarum**, 32(1-4): 170-173, 1974.
42. HANSEN, J.; STRONQUIST, L.H.; ERICSSON, A. Influence of irradiance on carbohydrate content and rooting of cuttings of pine seedlings (*Pinus silvestris* L.). **Plant Physiology**, 61(6): 975-979, 1978.
43. HARTMANN, H.T.; KESTER, D.E. **Propagacion de planta: principios y practicas**. México: Continental, 1990. 760p.
44. HARTMANN, H.T.L.; KESTER, D.E.; DAVIES JR., F.T.; GRENEVE, R.L. **Plant propagation: principles and practices**. New Jersey: Prentice-Hall, 1997, 770p.
45. HELLER, A.; BOROCHOV, A.; HALEVY, A.H. Factors affecting rooting ability of *Coleonema aspalathoides*. **Scientia Horticulturae**, Amsterdam, 58: 335-341, 1994.
46. INSTITUTO ADOLFO LUTZ. **Normas analíticas do Instituto Adolfo Lutz: métodos químicos e físicos para análise de alimentos**. 2. ed. São Paulo, v.1. 1976.
47. JOHNSON, C.R.; HAMILTON, D.F. Rooting of *Hibiscus rosa-sinensis* L. cuttings as influenced by light intensity and ethophon. **Hortscience**, Alexandria, 12(1): 39-40, 1977.
48. JOHNSON, C.R.; ROBERTS, A.N. The effect of shading rhododendron. Stock plants on flowering and rooting. **Journal of the American Society for Horticultural Science**, Madison, 96(2): 166-168, 1971.
49. KATO, K.; MARTIN, Z.J.; SALOMÓN, G.A.; BLEINROTH, E.W.; FERREIRA, V.L.P.; MIYA, E.E.; EIROA, M.N.U. Processamento da polpa asséptica de goiaba. **Coletânea do I.T.A.L.**, Campinas, 7(2): 299-317, 1976.
50. KERSTEN, E.; IBANEZ, V.A. Efeito do ácido indolbutírico (IBA) no enraizamento de estacas de ramos de goiabeira (*Psidium guajava* L.) em condições de nebulização e teor de aminoácidos totais. **Revista Brasileira de Fruticultura**, 15(1): 87-89, 1993.
51. KESTER, D.E., SARTORI, E. Rooting of cuttings in populations of peach (*Prunus persica* L.), almond (*Prunus amygdalus* Batsch) and their F1 hybrids. **Proceedings American Society for Horticultural Science**, 88: 219-223, 1966.
52. LAKSHMINARAYANA, S.; MORENO RIVIERA, M.A. Promising Mexican guava selection rich in vitamina C. **Proceedings of the Florida State Horticultural Society**, Mexico, 13 D.F., 92: 300-303, 1979.
53. LARCHER, W. **Ecofisiologia vegetal**. São Paulo: EPU, 1986, 319p.
54. LOH, C.S.; and RAO, A.N. Clonal propagation of guava (*Psidium guajava* L.) from seedlings and grafted plants and adventitious shoot formation in vitro. **Scientia Horticulturae**, Amsterdam, 39: 31-39, 1989.

55. MANCUSO, S.; RIVALDELLI, E.; MURA, P.; FAUCCI, M.T.; MANDERIOLI, A. Employment of indolebutyric and indoleacetic acids complexed by α -ciclodextrin on cutting rootin in *Olea europaea* L. cv. Leccio del corno. Effects of concentration and treatment time. **Advances in Horticultural Science**, 11: 153-157, 1997.
56. MANICA, I. Propagação. In: MANICA, I.; ICUMA, I.M.; JUNQUEIRA, N.T.V.; SALVADOR, J.O.; MOREIRA, A.; MALAVOLTA, E. (Eds.). **Fruticultura tropical - 6: goiaba**. Porto Alegre: Cinco Continentes. 2000. cap.5, p.85-111.
57. MAPSON, L.W. Vitamins in fruits. In: HULME, A.C. **The biochemistry of fruits and theirs products**. London: Academic Press, 1974. cap. 13, 1: 369-383.
58. MARCO, C.A.; KERSTEN, E.; SILVA, J.G.C. Influência do ethephon e do ácido indolbutírico no enraizamento de estacas de ramos de goiabeira (*Psidium guajava* L.). **Ciência Rural**, Santa Maria, 28: 221-224, 1998.
59. MARTELETO, L.O. **Estudo da produção e dos atributos físicos e químicos de dez variedades de goiaba (*Psidium guajava* L.) em Visconde do Rio Branco, Minas Gerais, visando ao consumo ao natural e à industrialização**. 1980, 67p. (Dissertação de Mestrado). Universidade Federal de Viçosa, Minas Gerais.
60. MARTIN, Z.; CIA, G.; TEIXERIA, C.G.; ANGELUCCI, E.; LEITAO, N.F.F.; BLEINROTH, E.W.; TOSELO, Y. Industrialização da polpa da goiaba da variedade vermelha. **Coletânea do ITAL**, Campinas, 6: 11-36, 1975.
61. MAYNARD, B.K. e BASSUK, N.L. Stock plant etiolation, Shading and Banding effects on cutting propagation of *Carpinus betulus*. **Journal of the American Society for Horticultural Science**, Madison, 117(5): 740-744, 1992.
62. MEDINA, J.C.; GARCIA, J.L.M.; KATO, K.; MARTIN, Z.J.; VIEIRA, L.F.; RENESTO, O.V. **Frutas tropicais - goiaba: da cultura ao processamento e comercialização**. ITAL, Campinas: Livro Ceres, 1978, 106p.
63. MITRA, S.K.; BOSE, T.K. Standardisation of propagation techniques by cutting of some tropical fruit crops. **Scientific-Horticulture**, 5(1): 1-7, 1996.
64. MOE, R. Effect of stock plant environment on lateral branching and rooting. **Acta Horticulturae**, Wazeninzen, 226: 431-444, 1988.
65. MUKHTAR, A.; IFTIKHAR, A.; LAGHARI, M.H.; HYDAYATULLAH. Effect of growth regulators on rooting in softwood cutting of guava under mist condition. **Sardah Journal of Agriculture**, 14(5): 423-425, 1998.
66. NAKASONE, H.Y.; BREKKER, J.E.; CAVALETO, C. Fruit and yield evaluation on ten clones of guava (*Psidium guajava* L.). **Research Report**, Farnham Royal, 1976. 16p. (Boletim Técnico 218).

67. ORTEGA NIETO, J.M. Estudos e experiências de poda del olivo. **Bol. Inst. Nac. Investg. Agr.**, Madrid, 21 (45): 370-384, 1961.
68. PAPADATOU, P.; PONTIKIS, C.A.; EPHTIMIADOU, E.; LYDAKI, M. Rapid multiplication of guava seedlings by in vitro shoot tip culture. **Scientia Horticulturae**, Amsterdam, 45: 99-103, 1990.
69. PASSOS, L.P. **Competição entre dez variedades de goiaba (*Psidium guajava* L.) em Visconde do Rio Branco**. 1978, 52p. (Dissertação de Mestrado). Universidade Federal de Viçosa, Minas Gerais.
70. PENNOCK, W.; MALDONADO, G. The propagation of guava from stem cuttings. **Journal Agriculture University of Porto Rico**, Rio Piedras, 47: 280-289, 1963.
71. PEREIRA, F.M.; MARTINEZ JR., M. **Goiabas para industrialização**. Jaboticabal: Legis Summa, 1986, 137p.
72. PEREIRA, F.M.; NACHTIGAL, J.C. Propagação da goiabeira. In: PEREIRA, *et al.* (Eds.). **Anais... 1º Simpósio Brasileiro sobre a Cultura da Goiabeira**. FCAV, Jaboticabal-SP, p.17-32, 1997.
73. PEREIRA, F.M.; OIOLI, A.A.P.; BANZATTO, D.A. Enraizamento de diferentes tipos de estacas enfolhadas de goiabeira (*Psidium guajava* L.) em câmaras de nebulização. **Científica**, Jaboticabal, 11(2): 239-244, 1983.
74. PEREIRA, F.M.; PETRECHEN, E.H.; BENINCASA, M.M.P.; BANZATTO, D.A. Efeito do ácido indolbutírico no enraizamento de estacas herbáceas de goiabeira (*Psidium guajava* L.) das cultivares rica e paluma, em câmara de nebulização. **Científica**, Jaboticabal, 19(2): 199-206, 1991.
75. PILNIK, W.; VORAGEN, A.G.J. Pectic substances and othet Uronides. In: HULME, A.C. **The biochemistry of Fruits and theirs products**, London: Academic Press, 1974. cap.3, 1: 53-81.
76. RATHORE, D.S. Effect of season on the growth and chemical composition of guava (*Psidium guajava* L.) Fruits. **Journal of Horticultural Science**, London, 51(1): 41-47, 1976.
77. REDDY, K.M.; SINGH, R.N. Efficacy of plastic-house in propagation of guava (*Psidium guajava* L.) through hardwood cuttings. **Indian Journal of Agricultural Sciences**, New Delhi, 58(1): 81-82, 1988.
78. REYES REYES, F.G.; MARIN, M.S.; DE BOLAÑOS, M.S. Determinação de pectina na goiaba (*Psidium guajava* L.). **Revista Brasileira de Tecnologia**, Campinas, 7: 313-315, 1976.
79. SANTOS, E. A goiabeira. **O Campo**, Rio de Janeiro, 5: 36-39, 1936.
80. SAROJ, P.L.; PATHAK, R.K. Role of nurse shoot in propagation of guava throught stool layering. **Indian Forester**, 121(12): 1172-1173, 1995.
81. SCHRADER, O.L.; PECHNICK, E.; SIQUEIRA, R. Pesquisa sobre o melhoramento da cultura da goiabeira (*Psidium guajava* L.). **Agronomia**, Rio de Janeiro, 13: 239-251, 1954.

82. SHAFFER, B.; ANDERSEN, P.C. (Eds.). **Handbook of environmental physiology of fruit crops**. Boca Raton: CRC Press, 2: 213-215, 1994.
83. SHARMA, R.K.; PANDEY, H.K. Economics of guava production and its marketing. **Indian Horticulture**, New Delhi, 17(1): 5-6, 1972.
84. SIERRALTA, S.L.; MORENO, L.A.; VILORIA, Z. Efecto de la exposición solar de las plantas donantes en la indicación del cultivo *in vitro* de guayabo (*Psidium guajava* L.). **Revista de la Facultad de Agronomía. (Luz)**. 14(1): 47-53, 1997.
85. SILVA, D.J. **Análise de alimentos: métodos químicos e biológicos**. Viçosa: U.F.V., 1981, 156p.
86. SIMÃO, S. **Manual de fruticultura**. São Paulo: Agronômica Ceres, 1971, 530p.
87. SINGH, M.; JAIN, B.P. Propagation of Guava (*Psidium guajava* L.) by air-layering. **Scientific-Horticulture**, 5(1): 49-50, 1996.
88. SINGH, S.K.; MEGHWAL, P.R.; SHARMA, H.C.; SINGH, S.P. Direct shoot organogenesis on hypocotyl explant from *in vitro* germinated seedlings of *Psidium guajava* L. **Scientia Horticulturae**, Amsterdam, 95: 213-221, 2002.
89. SINGH, U.R.; PANDEY, I.C.; UPADHYAY, N.P.; TRIPATHHI, B.M. Effect of different rootstocks on the growth, yield and quality of guajava. *Punjab Horticultural Journal*, 16: 121-124, 1976..
90. SMAILL, A.A.; SHAWMI, W.M.; HAMKA, A.S. Cholesterol jn fruits, vegetables and edible oils. **Egyption Journal of Horticulture**, Egito, 5(2): 83-91, 1978.
91. SOUZA, J.S.I. O assunto frutícola do dia: a poda das árvores frutíferas. **Chácaras e Quintais**, São Paulo, 82(5): 559-561, 1950.
92. SRIVASTAVA, H.C.; NARASINHAN, P. Physiological. studies during the growth and development of different varieties of guavas (*Psidium guajava* L.). **The Journal of Horticultural Science**, Mysore, 42(1): 97-104, 1967.
93. STRÖNQUIST, L.H.; HANSEN, H. Effects of auxin and irradiance on the rooting of cuttings of *Pinus silvestris*. 49(4): 346-350, 1980.
94. TAIZ, L.; ZEIGER, E. **Plant Physiology**. California: The Benjamin/Cummings, 559p, 1991.
95. TAVARES, M.S.W.; KERSTEN, E.; SIEDWERDT, F. Efeitos do ácido indolbutírico e da época de coleta no enraizamento de estacas de goiabeira (*Psidium guajava* L.). **Scientia Agricola**, Piracicaba, 52(2): 310-317, 1995.
96. VASCONCELOS, L.F.L. **Avaliação de cultivares de goiabeira (*Psidium guajava* L.) para porta-enxerto, na fase de viveiro, e resistência à feruagem causada por *Puccinia psidii***. 1994. 56p. (Dissertação de Mestrado). Universidade Federal de Viçosa, Minas Gerais.
97. VEIERSKOV, B.; ANDERSEN, A.S. Dynamics of extractable carbohydrates in *Pisum sativum*. III. The effect of IAA and temperature on content and translocation of carbohydrates in pea cuttings during rooting. **Physiologia Plantarum**, 55(2): 179-182, 1982.

98. VOLTOLINI, J.A.; FACHINELLO, J.C. Effect of shading cattley guava stock plant (*Psidium cattleianum* Sabine) on propagation by cuttings. **Acta Horticulture**, Wazeninzen, 452: 59-62, 1997.
99. WEAVER, R.J. **Reguladores del crecimiento de las plantas en la agricultura**. México: Trillas, 1976 e 1989, 622p.
100. WEBBER, H.J. The vitamina C content of guavas. **Proceedings of the American Society for Horticultural Science**, California, 45: 87-94, 1944.
101. WHITING, G.C. Sugars. In: HULME, A.C. **The biochemistry of fruits and their products**. London: Academic Press, 1974. cap.1, 1: 1-27.
102. ZAYAS, J.C. **La guayaba y otras frutas myrtaceas**. La Habana, Instituto del Libro, 1968. 87p.