

14033



**EMBRAPA** - Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária  
Unidade de Execução de Pesquisa de Âmbito Estadual de Manaus



### FORMAÇÃO E SELEÇÃO DE MUDAS DE GUARANÁ

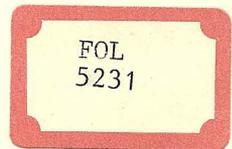
Maria Pinheiro Fernandes Corrêa<sup>1</sup>

José Carlos Rocha Dantas<sup>2</sup>

Formacao e selecao de mudas ...  
 1984 FL-FOL5231  
  
 CPAA-11033-1

<sup>1</sup> Eng.-Agr., M.Sc., pesquisador da EMBRAPA - UEPAE de Manaus.

<sup>2</sup> Técnico Agrícola da EMBRAPA - UEPAE de Manaus. 1984



## FORMAÇÃO DE MUDAS DE GUARANÁ

### INTRODUÇÃO

A formação e seleção de mudas de guaraná, tem como objetivo a obtenção de plantios mais produtivos e mais uniformes em relação aos obtidos através de métodos tradicionais, que consistem em plantio direto no campo, com mudas (filhos) de idade e origem desconhecidas.

É recomendável portanto, que toda atenção deve ser dada à técnica de formação e seleção de mudas, quando se pretende a implantação de novos guaranazais.

### MÉTODOS DE PROPAGAÇÃO

A propagação refere-se à perpetuação controlada das plantas e seus dois objetivos básicos são: aumentar o número de plantas e preservar as suas características essenciais (JANICK 1966).

A muda de guaraná pode ser obtida por dois processos: a) via sexuada (sementes); e b) propagação vegetativamente, através de enraizamento de estacas (método mais recente).

### Obtenção de Mudas por Via Sexuada (sementes)

O processo envolve várias etapas:

#### 1. Construção do Viveiro

- a) Localização mais próxima possível da área de plantio definitivo;
- b) Próximo da fonte de água;
- c) Topografia ligeiramente inclinada, solo de boa drenagem. Sugere-se ainda colocar uma camada de areia de aproximadamente 6-8 cm;

- d) Cobertura - preferencialmente com folhas de palmeiras para um melhor controle da luz;
- e) Proteção lateral com folhas de palmeiras; e
- f) Altura mínima de 2 metros do solo.

## 2. Semeadura

### 2.1 - Semeadura Direta no Saco Plástico

2.1.1 - Embalagem - Os saquinhos deverão ter 33 cm de altura por 23 cm de largura e 0,15mm de espessura (Fig. 1), coloração de preferência escura, e com perfurações até uma altura de 1/3 do tamanho do saco (contendo no mínimo 18 furos).

2.1.2 - Substrato - Recomenda-se uma mistura de terriço de mata peneirado ou terra preta, esterco bem curtido e areia nas proporções de 50%; 30% e 20%, respectivamente, ou terriço, terra preta ou similar (80%) mais areia (20%).

2.1.3 - Arranjo no viveiro - Os saquinhos deverão ser espaçados um do outro aproximadamente de 25 cm, numa disposição hexagonal. Deverão ser deixados corredores de (0,50 cm) para facilitar os tratos culturais dentro do viveiro (Fig. 2).

2.1.4 - Semeadura - Recomendam-se duas sementes por saco, enterradas a uma profundidade de 2 cm e afastadas uma da outra.

### 2.1.5 - Germinação

A prática tem mostrado que se a semente de guaraná permanece exposta às condições ambientais, desidrata-se rapidamente e perde o poder germinativo. Por outro lado, se a semente é estratificada (3.2), como normalmente é feito imediatamente após a colheita, sua conservação fica limitada, pois a partir dos 90 aos 100 dias tem início a germinação.

Constatou-se que o embrião é constituído de um tecido de reserva, que se imagina representar os cotilédones, volumosos e quase que totalmente aderentes. O eixo embrionário hipocótilo-radícula é bastante diminuto. Sob ampliação apresenta-se como um tecido aparentemente não diferenciado (Figura 3), o que

sugere que o embrião da semente de guaraná por ocasião da colheita esteja imaturo fisiologicamente. Tal fato pode explicar, em parte, a tardia germinação.

Por outro lado, o período de emergência independe do período de colheita. São similares os períodos de emergência (30 a 40 dias), tanto em materiais colhidos em 1 só dia como coletado entre 11 e 13 dias (ESCOBAR *et al.* 1983). O pique máximo de emergência ocorre na sexta semana, a partir do início da germinação (Fig. 4).

2.1.6. - Desbaste - Deve-se proceder o desbaste para uma mudinha, quando as plântulas apresentarem 2 folhas (em torno de 10 cm), deixando aquela mais vigorosa e sadia. Preferencialmente a eliminação da plântula atípica (Fig. 2) deverá ser feita introduzindo-se um corte abaixo do ponto de inserção da semente, de modo a evitar danos a outra plântula, ou arrancá-la muito cuidadosamente para evitar traumatismo radicular.

2.2. - Semeadura indireta para posterior repicagem.

2.2.1 - Preparo da sementeira

- a) Localização: Preferencialmente no centro do viveiro;
- b) Dimensões: 1,20m de largura e comprimento adequados às necessidades;
- c) Substrato: areia ou serragem bem curtida e previamente esterizada, com espessura de 10 a 15 cm; e
- d) Cobertura: Sobre o leito da sementeira, deverá ser feita uma cobertura com folhas de palmeira com 0,5m de altura.

2.2.2. Semeadura - As sementes serão semeadas em sulcos, com profundidade em torno de 2cm, e no espaçamento de 5cm x 5cm.

2.2.3. - Germinação - se a semente permanece exposta às condições ambientais, desidrata-se e perde o poder germinativo dentro de 72 horas; se semeada ou conservada por estratificação (veja item 3.2), a partir de 90 a 100 dias tem início a germinação.

2.2.4 - Repicagem - Deve-se proceder a repicagem para o saço plástico, quando a plântula apresentar 2 folhas (mais ou menos 10 cm de altura). Esta operação deverá ser feita cuidadosamente com o auxílio de uma espátula, de modo a evitar o desprendimento da semente. As plântulas com anormalidades deverão ser descartadas, (Figura 5). Recomenda-se irrigar a sementeira antes da repicagem para facilitar a operação.

2.2.5 - Plantio no Saco Plástico - As embalagens (sacos) devem ter as dimensões e conter o substrato conforme os itens 2.1.1 e 2.1.2. Recomenda-se ter o cuidado de chegar bem o substrato às raízes, evitando-se assim o acúmulo de água em torno das mesmas, pois deve-se fazer uma boa irrigação logo após a repicagem.

### 3. Cuidados com a Semente

#### 3.1 - Origem

As sementes devem ser oriundas de plantas previamente selecionadas e identificadas, com bom aspecto fitossanitário, vigor vegetativo, com produção mínima de 1 kg de semente seca, com base nos últimos 3 anos de produção. Devem ser colhidas de cachos grandes com frutos bem adensados e completamente maduros, isentos de brocas e incidência de fungos.

#### 3.2 - Conservação (estratificação)

Logo após a colheita, despulpamento (retirada da casca e do arilo) e lavagem, as sementes serão selecionadas (eliminação de sementes chochas, praguejadas, verdes e danificadas) e submetidas ao processo de estratificação. Este processo consiste em armazenar a semente de guaraná em condições úmidas a fim de manter a sua viabilidade, usando substrato de areia ou serragem bem curtida e cozida (fervura mínima duas horas).

As sementes serão estratificadas em caixas de madeira, perfuradas, com dimensões de 40cm x 80cm x 20 cm. A estratificação é feita em camadas alternadas, sendo a primeira de areia ou serragem cozida com espessura aproximada de 5cm, sobre a qual se espalha 1 kg de sementes e por cima outra cama

da (3cm) do substrato. Coloca-se mais 1 kg de semente e por último, outra camada (3 cm) do substrato. Recomenda-se estratificar no máximo 2 kg de sementes por caixa.

Se se optar pelo substrato de serragem curtida e cozida, deve-se proceder uma irrigação desse substrato por semana (dias mais chuvosos) e duas irrigações no período mais seco. Quando o substrato for areia deve-se irrigar em média 3 vezes por semana, de modo que haja umidade suficiente para evitar a desidratação da semente.

#### 4. Tratos Culturais

##### 4.1 - Controle de ervas invasoras

A eliminação de ervas daninhas nos saquinhos será feita manualmente, podendo-se também fazer uma cobertura nos mesmos com serragem curtida e cozida.

##### 4.2 - Irrigação

Deverão ser feitas irrigações sistemáticas de modo a manter as mudas com umidade favorável ao seu crescimento.

##### 4.3 - Adubação Química

###### a) Aplicada no Substrato

Para fertilização das mudas recomenda-se a aplicação de 1,5g de supertriplo para cada 4 kg de substrato. A uréia (1,0 g); clóreto de potássio (0,3 g); e o sulfato duplo de potássio e magnésio (1,0 g) poderão ser aplicados em cobertura na boca de cada saquinho, cobrindo-se em seguida.

A época de aplicação deverá ser por volta do 5º ou 6º mês a partir da sementeira.

Atente-se para umedecer o substrato antes da aplicação do adubo.

###### b) Adubação Foliar

A adubação poderá ser feita quinzenalmente, com uma mistura de Uréia (20 g), Sulfato de Magnésio (10 g), Sulfato de Zin

co (10 g) e Bórax (10 g), tudo diluído em 20 litros de água. Recomenda-se iniciar a aplicação quando as mudinhas apresentarem de 3 a 4 folhas (simples). O substrato deverá estar úmido por ocasião da adubação.

#### 4.4 - Aclimatação das Mudanças em Viveiro

A aclimatação consiste na diminuição gradativa do sombreamento de modo que entre 8 e 10 meses, as mudas deverão estar a pleno sol. Esta prática é muito importante porque permite eliminar os indivíduos que demandam sombreamento permanente ou que apresentam dificuldades de se adaptarem às condições de pleno sol. (Fig. 6).

#### 4.5 - Seleção das Mudanças para Plantio

É comum se observar uma alta variação entre plantas, numa população de mudas oriundas de sementes de polinização aberta. Tais variações são atribuídas às diferenças genéticas e às condições de manejo do viveiro.

O número de folhas pode ser considerado como um parâmetro indicativo de seleção. Pesquisas realizadas em condições apropriadas para o crescimento normal de mudas de guaranã, indicaram que durante os primeiros 6 meses a partir do estádio de duas folhas embrionárias, o lançamento de folhas simples é sucessivo, em forma alternada e oposta. A taxa de emissão foliar média situa-se em torno de 1 folha por mês (ESCOBAR *et al.* 1983). O aparecimento de folhas compostas (5 folíolos) ocorre entre o sexto e sétimo mês.

Considera-se uma muda de guaraná apta ao plantio definitivo, quando ao final do período de viveiro (11 a 12 meses) apresenta pelo menos de 9 a 10 folhas (Fig. 7), recuperadas da aclimatação.

Deverão ser descartadas as mudas que apresentam alta incidência de doenças, principalmente antracnose, superbrotamento e bacteriose, clorose acentuada e estiramento foliar entre outros.

de 2:1.

### 2.1.3 - Arranjo dos sacos propagadores no viveiro

Devem ser arranjados em lotes com largura de 1,20m e comprimento variável. Os lotes devem ficar afastados de 0,60m.

### 2.1.4 - Tipo de estaca

Recomenda-se utilizar estacas herbáceas provenientes do lançamento do ano (ramo do ano), com 1 gema e 1 par de 1/2 folíolos (Fig. 8), corte em bisel em ambas extremidades. Deve-se deixar de 3 a 4 cm acima da gema, para prevenir ressecamento e lesionamento.

### 2.1.5 - Preparo do indutor de enraizamento (ácido indolbutírico).

O ácido indolbutírico pode ser aplicado, tanto por via seca (em pó) como na forma líquida. No primeiro caso, recomenda-se a dosagem de 6000 ppm na proporção de 6 gr do produto para 1 kg de talco inerte, bem homogeneizado. Por via líquida, a concentração recomendada é de 4000 ppm. Diluem-se 4g do ácido indolbutírico em 500ml de etanol, agita-se muito bem até diluir totalmente o ácido. Completar o volume (1l) com 500ml de água destilada.

### 2.1.6 - Tratamento das Estacas

O tratamento por via seca é feito imergindo-se a base das estacas úmidas, na mistura do fitormônio + talco inerte.

Por via líquida se faz a imersão da base das estacas na solução, durante cerca de 3 a 4 segundos.

### 2.1.7 - Plantio das Estacas

Após o tratamento as estacas são postas a enraizar nos sacos propagadores, introduzindo-as em um orifício feito previamente nos substratos, com um churcho de madeira, com diâmetro de 25cm e a uma profundidade de 5 a 6 cm.

### 2.1.8 - Transplante das estacas enraizadas

É muito variável o período de transplante devido as diferenças do material botânico.

Inicia-se normalmente a partir dos 45 dias após o plantio e deve ser feito cuidadosamente. No caso do substrato ser o subsolo, recomenda-se eliminar o torrão, de preferência imergindo-o em água, a fim de não danificar o sistema radicular.

As estacas devem ser transplantadas para sacos plásticos cujas dimensões são: 33cm de altura por 23 cm de largura e 0,15mm de espessura. Coloração escura, e com perfurações até uma altura de 1/3 do tamanho do saco (contendo no mínimo 18 furos). (Fig. 1).

Quanto ao substrato, a recomendação é a mesma para mudas obtidas sexuadamente (ver item 2.1.2).

Após a operação de transplante as mudas permanecem sob as condições de sombreamento (60%) até a brotação. A partir deste estágio, o sombreamento é reduzido em 50%, permanecendo até a época do plantio definitivo.

Esp. = 6 sacos (Heliconia) → 7, 10 m (brotação)  
 10 sacos (Heliconia) → 1, 10 m 0,60 cm altura

## 2.2 - Enraizamento direto no substrato enriquecido

No enraizamento direto as estacas são postas a enraizar diretamente no substrato enriquecido, o qual é composto de terriço de mata, terra-preta ou similar (80%) mais areia (20%).

Utiliza-se inicialmente uma embalagem transparente, cujas dimensões são 33cm de altura, 21cm de largura e 0,10mm de espessura, com perfurações até uma altura de 1/3 do tamanho do saco (conter no mínimo 24 furos). Quando da visualização das raízes, introduz-se a muda em outra embalagem de coloração preta, com as dimensões de 33cm de altura, 23cm de largura e 0,15mm de espessura. Tal procedimento é para impedir o desenvolvimento de algas e de expor as raízes à radiação direta do sol.

Os demais procedimentos, tais como: arranjo dos sacos propagadores, preparo do indutor de enraizamento, tratamento e plantio das estacas são idênticos aos descritos no enraizamento indireto (ver: itens 2.1.3; 2.1.4; 2.1.5; 2.1.6; e 2.1.7).

As mudas enraizadas são arranjadas no viveiro numa disposição hexagonal e espaçadas de 25cm (Fig. 2). Permanecem sob condições de sombreamento (60%) até a brotação e a partir deste estágio o sombreamento é reduzido em 50% até a época do plantio definitivo.

## 3. Cuidados com a Estaca

### 3.1 - Origem

É da maior importância se conhecer a procedência do material botânico que irá ser propagado vegetativamente. Portanto, as estacas devem ser retiradas de plantas matrizes selecionadas, (ortets) livres de doenças, especialmente antracnose e superbrotamento. Devem apresentar bom vigor vegetativo, ausência de sintomas de deficiências, seja produtiva; preferencialmente com produção mínima de 1 kg de semente seca.

### 3.2 - Coleta e Transporte das Estacas

Deve-se proceder à coleta das estacas nas primeiras horas da manhã. Atente-se para evitar a transpiração quando do preparo e transporte das estacas até o local do enraizamento. Durante a coleta é recomendável manter as estacas úmidas, colocando-as num recipiente e pulverizando de vez em quando. No viveiro, as estacas podem ficar na nebulização durante as operações de preparo para o enraizamento.

## 4. Tratos Culturais

### 4.1 - Irrigação durante o Enraizamento

Foram desenvolvidos dois sistemas

- a) Irrigação por nebulização automática (Miranda, 1983) mantém uma película de água na superfície da folha da estaca. O sistema de nebulização é feito através de bicos aspersores com vazão de 1mm de água por hora (17 ml/segundo) com uma pressão de 2,0 a 2,5 atm. A distância entre bicos é de 1 metro. A nebulização é controlada por um circuito elétrico composto de uma válvula magnética a qual é acionada por um tipo de balança que possui um prato (pedaço de tela) localizado em uma das extremidades do braço e que contém ainda uma ampola de mercúrio e um contra peso na outra extremidade. Ao disparar o sistema, é formado uma película de água também no prato (tela), que o força para baixo, desligando o circuito, voltando a funcionar quando completar a evaporação.
- b) Irrigação por pulverização intermitente (Müller & Kato, 1983). Este sistema independe de energia elétrica e permite também manter uma película de água na superfície da folha da estaca. É regulado para possibilitar pulverizações durante 30 segundos em intervalos de 8 a 10 minutos.

#### 4.2 - Irrigação após o Enraizamento

Deverão ser feitas irrigações sistemáticas de modo a manter o substrato com umidade suficiente para o desenvolvimento das mudas.

#### 4.3 - Controle de Invasoras

Deve-se manter o viveiro livre de plantas invasoras.

#### 4.4 - Adubação Química

##### a) Aplicada ao substrato

Recomenda-se a aplicação de 1,0g de Uréia, 1,5g de super fosfato triplo e 1,0g de Sulfato duplo de Potássio e Magnésio por muda, que poderão ser aplicados em cobertura, logo após a visualização do enraizamento para o caso do enraizamento feito diretamente no substrato enriquecido.

Quando o enraizamento é indireto (demanda transplante), a adubação só deverá ser feita 2 semanas após o transplante das estacas.

Recomenda-se ainda repetir a adubação em cobertura, 3 meses após a primeira.

Atente-se para umidade do substrato antes da aplicação do adubo.

##### b) Adubação Foliar

É a mesma recomendada para mudas oriundas de sementes (ver item 4.3 ).

Inicia-se a adubação foliar quando as estacas já apresentam folhas fotossinteticamente ativas, o que se verifica por volta dos 40 dias após o enraizamento. As adubações são quinze dias e poderão ser feitas cerca de 6 adubações foliares, durante o tempo que as mudas permanecerem no viveiro.

Deve-se fazer as pulverizações no período de 9:00 a 11:00 horas, atentando-se para as condições de umidade do substrato.

#### 4.5 - Aclimação

As mudas se desenvolvem sob duas condições de sombreamento. Durante o enraizamento a incidência de luz é de apenas 40%,

e após o enraizamento até a época do plantio, as mudas devem ficar expostas apenas 30% de sombreamento.

#### 4.6 - Seleção das Mudas para Plantio

O número de folhas é um bom indicativo do desenvolvimento da muda e está relacionado diretamente com a capacidade de adaptação rápida às condições de campo definitivo. É recomendável que as mudas devam ter no mínimo 4-6 folhas completas, com folíolos bem desenvolvidos, maduros e de coloração normal. Possuam no máximo 12 (doze) meses de idade a partir do plantio da estaca e estejam totalmente isentas de pragas e doenças.

#### 5. Transporte

As mudas em sacos plásticos deverão preferencialmente serem transportadas em contentores (engradados) de madeira, ou similar, com dimensões do engradado suficientes para proteger as mudas durante o transporte a longa distância.

#### 6. Aspectos Fitossanitários

##### 6.1 - Doenças do Viveiro e Controle

Na prática tem-se observado a ocorrência de algumas doenças fúngicas, afetando as mudas de guaraná.

6.1.1 - Antracnose - *Colletotrichum guaranicola* (Albuquerque, 1961 p.) cuja sintomatologia consiste em manchas inicialmente de coloração marrom-avermelhada, às vezes circulares e que se tornam escuras posteriormente, deformando a folha.

##### Controle Químico:

Recomendam-se os fungicidas Cercobin ou Benlate, na dosagem de 70 gramas do produto comercial para cada 100 litros de água.

6.1.2 - Superbrotamento - *Fusarium decemcellulare* (Batista, 1980). Consiste da formação de brotações sucessivas, a partir de pontos muito próximos uns dos outros, na haste principal das mudas.

## Controle Químico:

Benlate na dosagem de 0,1% do produto comercial.

6.1.3 - Crosta preta - *Septoria paullinia* (Freire *et al* 1978) caracteriza-se por numerosas pontuações negras, facilmente visíveis sobre a face superior do limbo foliar e circundadas por um halo amarelado, alcançando um diâmetro de 1 mm.

## Controle:

Pulverizações com fungicidas à base de Captafol e Mancozeb.

6.1.4 - Doença bacteriana - *Xanthomonas campestris* patovar *paullinae* (Robbs & Kimura, 1977). É caracterizada pelo aparecimento de lesões inicialmente encharcadas, de cor amarelada, que posteriormente adquirem uma coloração marrom-avermelhada. Estas lesões são sempre delimitadas pelas nervuras da folha.

## Controle:

Pulverizações preventivas com fungicidas protetores à base de cobre.

6.1.5 - Phytophthora Patogênica do Guaranã - *Phytophthora nicotianae* var. *nicotianae* (Albuquerque *et al* 1983). Provoca manchas escuras e queima do limbo, que durante o período de alta umidade relativa do ar, acarreta a queda prematura das folhas. Dependendo dos índices de infecção, os prejuízos variam desde retardamento do desenvolvimento até a morte da muda.

## Controle:

Resultados preliminares indicaram como mais eficientes : o Captafol (Difolatan 0,2%), o Metalanyl (Ridomil a 0,1%) e o Sulfato de Cobre + Cal Virgem (calda bordaleza a 1%).

6.1.6 - Podridão das Raízes do Guaranazeiro - *Cylindrocladium clavatum* (Robbs *et al.*, 1983). Provoca morte súbita ou declínio gradativo de mudas em viveiro. As raízes se apresentam mortas, com necrose generalizada da raiz pivotante,

podendo às vezes atingir o colo da planta.

- Controle:

As tentativas para a erradicação *Cylindrocladium* spp de terriços e/ou solo superficiais, por processos químicos, não têm produzidos resultados satisfatórios.

O emprego de solos *Cylindrocladium* - Supressivos como são por exemplo alguns colonizados por gramíneas ou certos tipos de subsolos todos devidamente balanceados em nutrientes e componentes físicos, poderão constituir boa alternativa de controle. Outra possibilidade é o uso de pasteurização do solo pelo calor solar KATAN, citado Robbs *et al.* 1983.

## 6.2 - Principais pragas do guaranazeiro

Ácaros - Provocam estiramento da folha.

Trips - Causam deformação foliar através de pequenas pontuações necróticas.

Controle:

Recomenda-se aplicação de inseticida - acaricida. (Ex. Citrolane em dosagem de 150 ml por 100 litros de água).

## REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ALBUQUERQUE, F.C. Antracnose do guaraná. Rio de Janeiro, SIA, 1961, 22 p. (SIA. Estudos técnicos, 18). E em **B. téc. Inst. Agron. N., Belém**, (40) : 1-33, 1960. (23 ref.).
- ALBUQUERQUE, F.C.; DUARTE, M.L.R. & KATO, A.K. **Duas espécies de *Phytophthora* patogênicas do guaraná**. Belém, EMBRAPA - CPATU, 1983. 3 p. (EMBRAPA - CPATU. Pesquisa em Andamento , 94).
- BATISTA, M. de F. **Controle químico *in vitro* de *Colletotrichum guaranicola*, Albuquerque, agente causal da antracnose do guaraná**. Manaus, EMBRAPA - UEPAE de Manaus, 1983. 4 p. (EMBRAPA -UEPAE de Manaus. Pesquisa em Andamento, 49).
- BATISTA, M. de F. Podridão vermelha da raiz do guaranazeiro . **Fitopatol. bras.**, Brasília, 7 : 437-517. 1982.
- BATISTA, M. de F. & BOLKAN, H.A. O superbrotamento do guaranazeiro. **Fitopatol. bras.**, Brasília, 7 : 315-17. 1982.
- BATISTA, M. de F. Plantas silvestres hospedeiras de *Colletotrichum guaranicola*. In: ANAIS do 1º Simpósio Brasileiro de Guaraná. Manaus, AM. 409-411. 1983.
- CORRÊA, M.P.F. Formação de mudas de guaraná. Curso de atualização em produção de sementes e mudas. SPSB/EMBRAPA e CSM/SNAP /MA. Manaus 12 a 23/07/82. CENTER, 20 p.
- CORRÊA, M.P.F.; PINTO, A.A. & SANTOS. W.C. **Guaraná: Resumos Informativos**. Brasília. EMBRAPA-DID. 1979. 91 p. (EMBRAPA) - UEPAE de Manaus. Resumos informativos: guaraná, 11).

- CHEPOTE, R.E.; SANTANA, M.B.M.; SACRAMENTO, C.K. & MAIA, M.A.Z. Sintomas de Deficiências Minerais em Plantas de Guaraná. In: ANAIS do 1º Simpósio Brasileiro de Guaraná. Manaus, AM. 336-44. 1983.
- EMPRESA BRASILEIRA DE ASSISTÊNCIA TÉCNICA E EXTENSÃO RURAL/EMPRESA BRASILEIRA DE PESQUISA AGROPECUÁRIA. Sistema de produção para guaraná (microrregião 10), Maués, 1976. 44 p. Boletim nº 2.
- ESCOBAR, J.R.; CORRÊA, M.P.F.; BARRETO, J.F. & DANTAS, J.C.R. Observações sobre o Desenvolvimento e Crescimento de Mudanças de Guaraná. In: ANAIS do 1º Simpósio Brasileiro de Guaraná Maués, AM, 427-45; 1983.
- FREIRE, F.C.O. & ALBUQUERQUE, F.C. Crosta preta, uma nova doença das folhas do guaraná. *Fitopatol. bras.*, Brasília, 3 : 86. 1978.
- HARTMANN, H.T. & KESTER, D.E. Propagacion de plantas. Buenos Aires, Continental, 1975. 810 p.
- JANICK, G. *A ciência da Horticultura*. Rio de Janeiro, USAID , 1966. 485 p.
- MIRANDA, R.de M. Irrigação por Nebulização Intermitente para Enraizamento de Estacas de Guaraná. EMBRAPA-UEPAE de Manaus. Circular Técnica Nº 08. 34 p. 1983.
- MÜLLER, C.H. & KATO, A.K. Controlador Hidro-mecânico de Fluxo Intermitente: Pequenos Agricultores. In: ANAIS do 1º Simpósio Brasileiro de Guaraná. Manaus, AM. 345-54.
- ROBBS, C.F.; ALMEIDA, O.C. & MAIA, A.M.Z., Podridão das Raízes do Guaranazeiro causada por *Cylindrocladium clavatum* : Sugestões para Controle. In: ANAIS do 1º Simpósio Brasileiro de Guaraná. Manaus, AM. 414-19, 1983.

ROBBS, C.F. & KIMURA, O. Uma doença bacteriana do guaranazeiro. **Fitopatol. bras.** Brasília, 2 : 99. 1977.

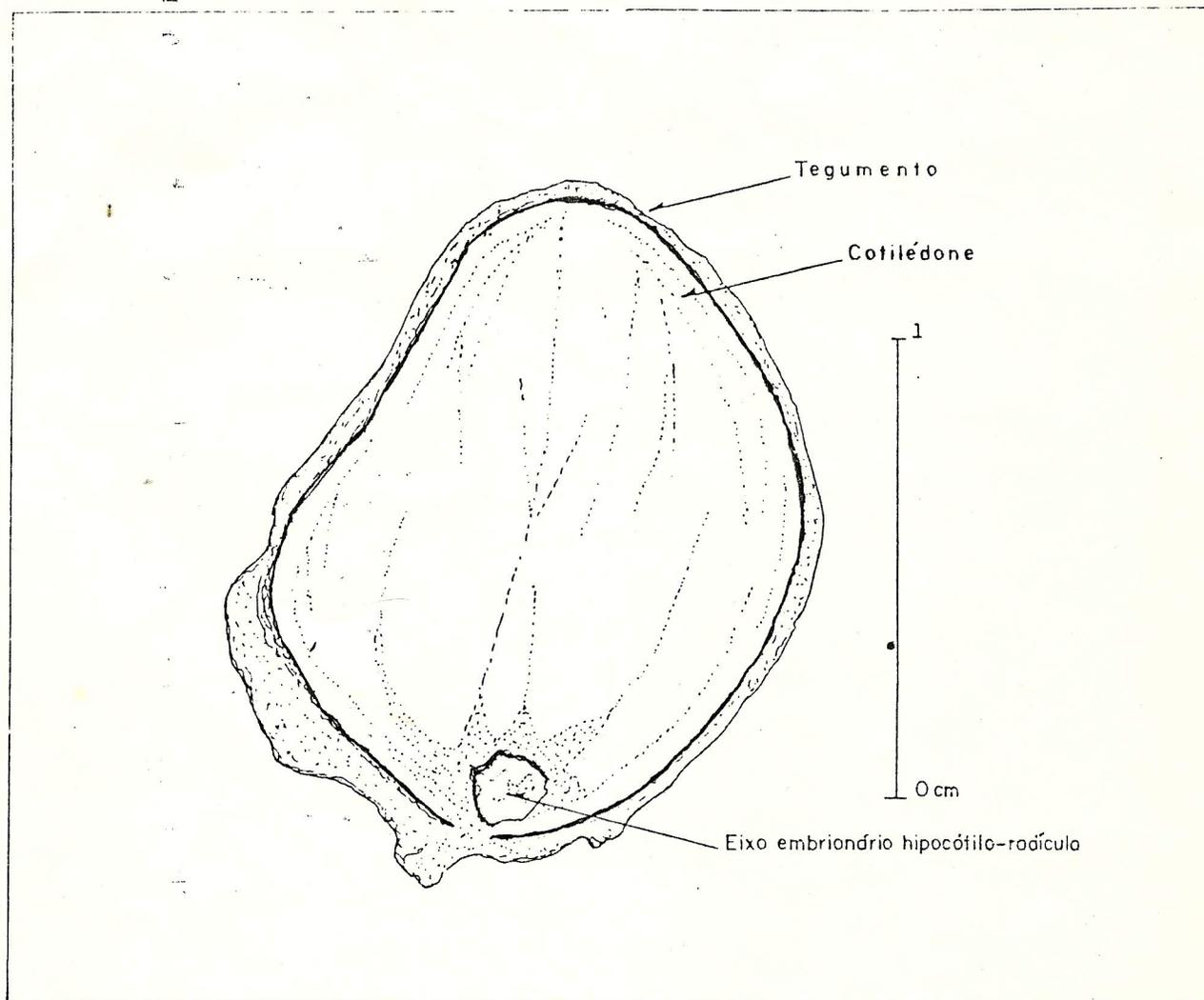
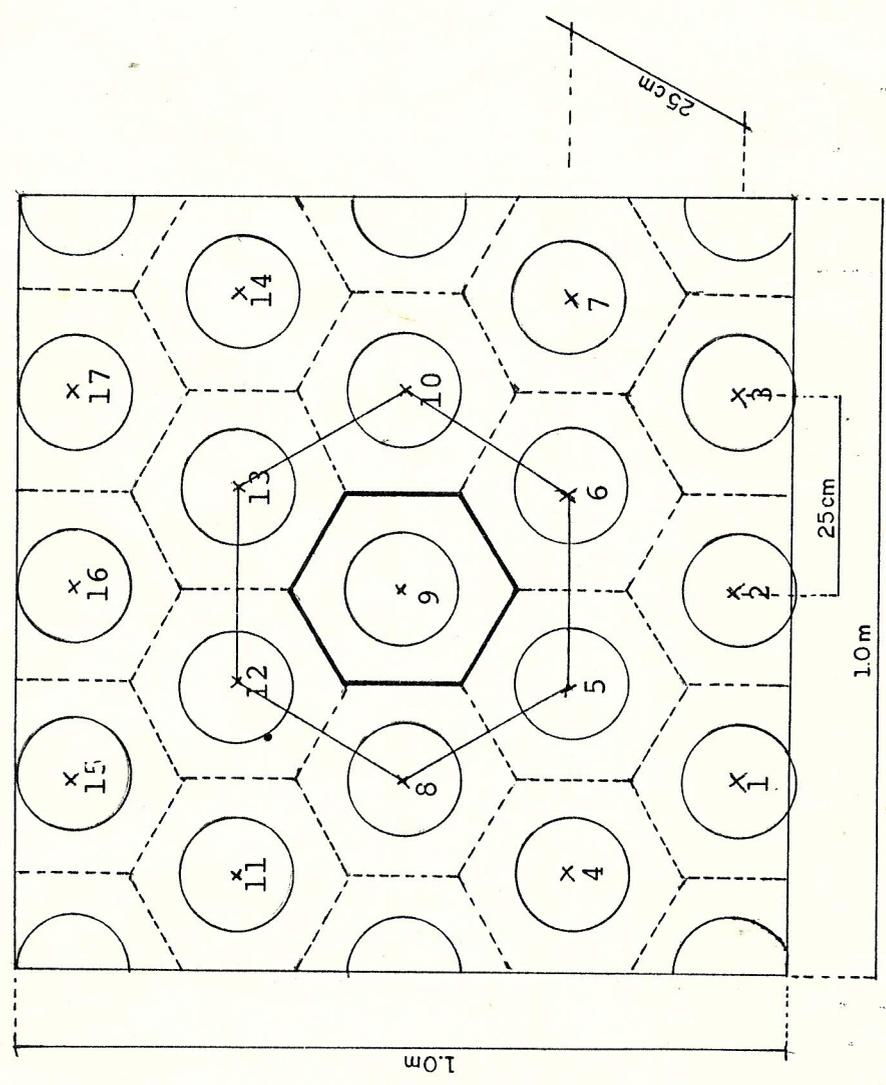


FIGURA 1 . Partes constituintes da semente de guaraná



**LEGENDA:**  
x plantas (18/m<sup>2</sup>)  
— área/muda (0,0541m<sup>2</sup>)

FIGURA 2. Disposição e área ocupada por uma muda de guaraná no viveiro

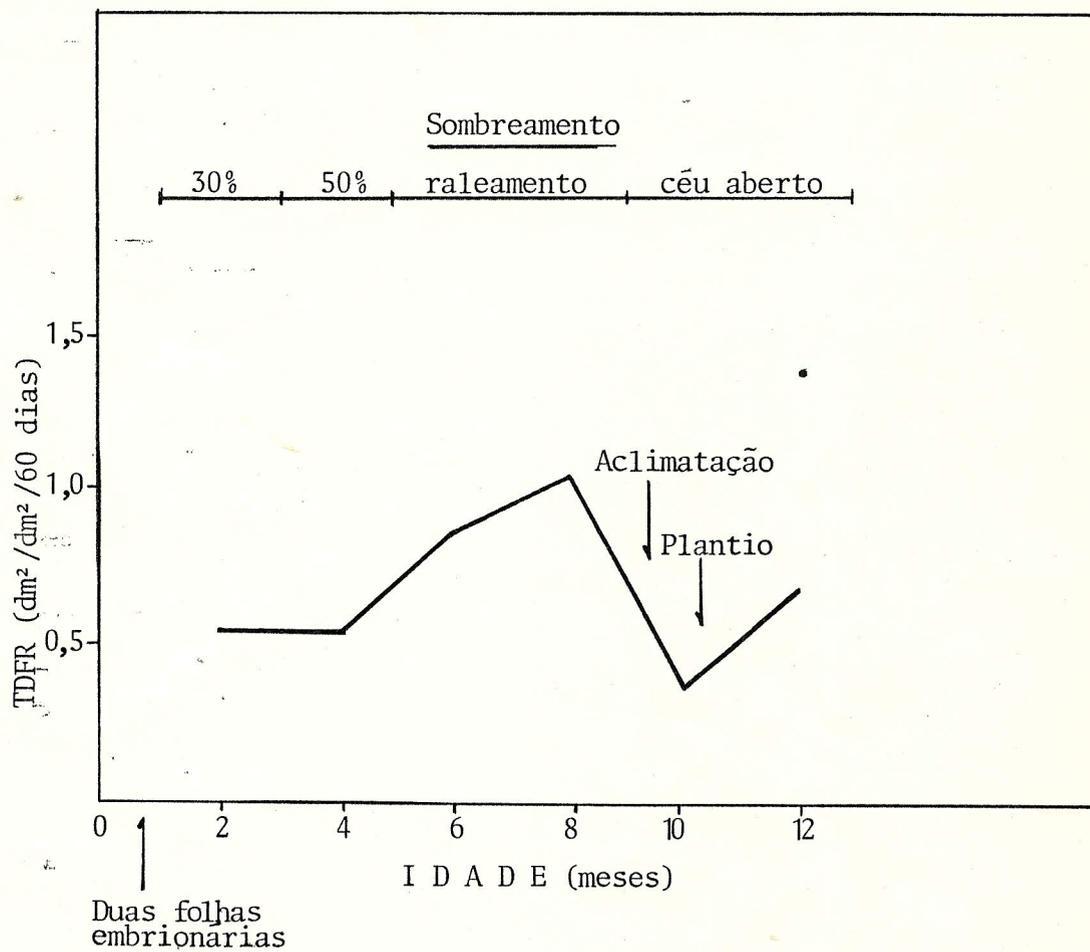


FIGURA 3. Variação da taxa de crescimento foliar relativo (TCFR) de mudas de guaraná no viveiro (ESCOBAR *et al.* 1983).

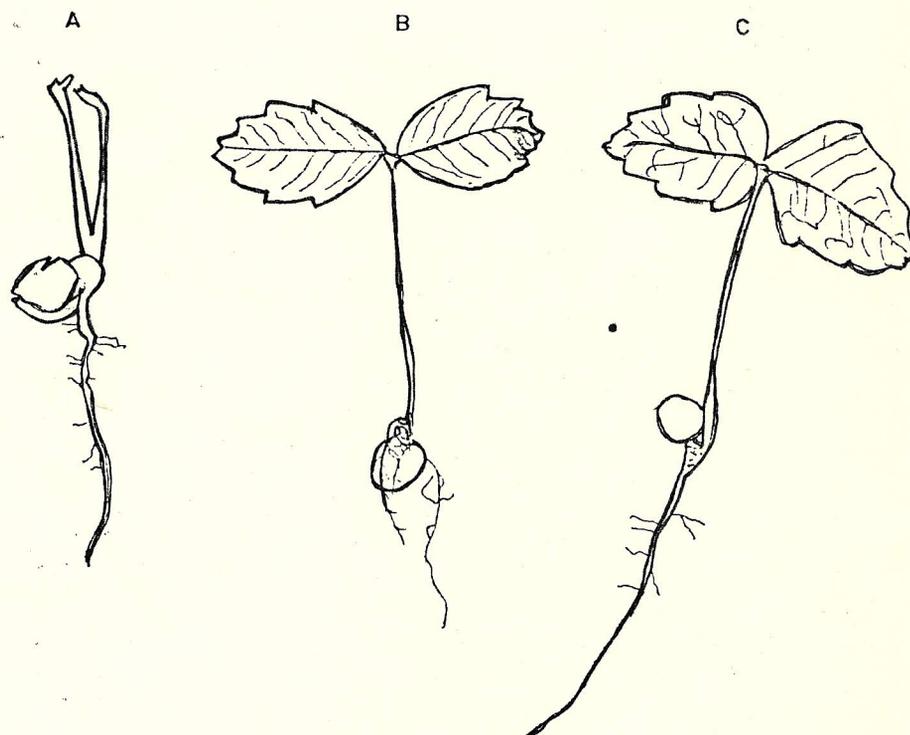
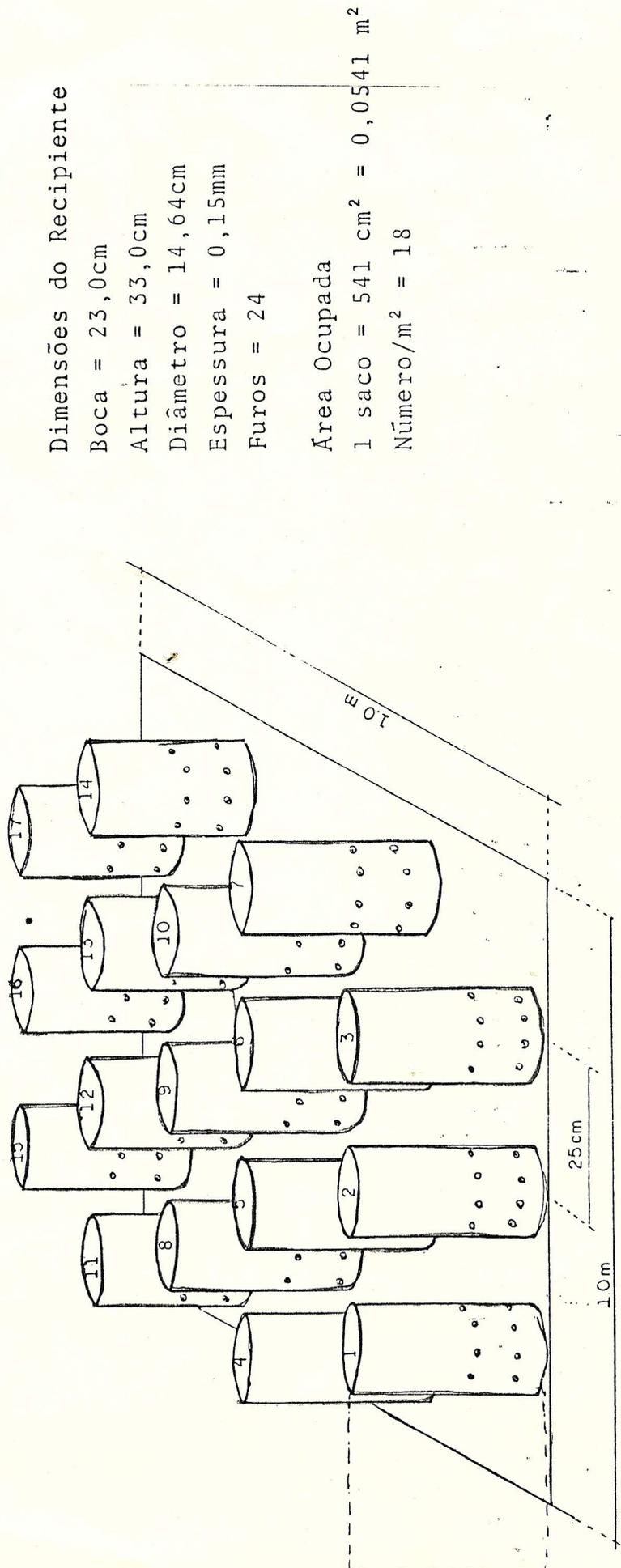


FIGURA 4 . C plântula normal de guaraná.  
A e B - plântulas atípicas.



Dimensões do Recipiente

Boca = 23,0cm

Altura = 33,0cm

Diâmetro = 14,64cm

Espessura = 0,15mm

Furos = 24

Área Ocupada

1 saco = 541 cm<sup>2</sup> = 0,0541 m<sup>2</sup>

Número/m<sup>2</sup> = 18

FIGURA 5. Arranjo e quantidade de mudas de guaraná por m<sup>2</sup> no viveiro

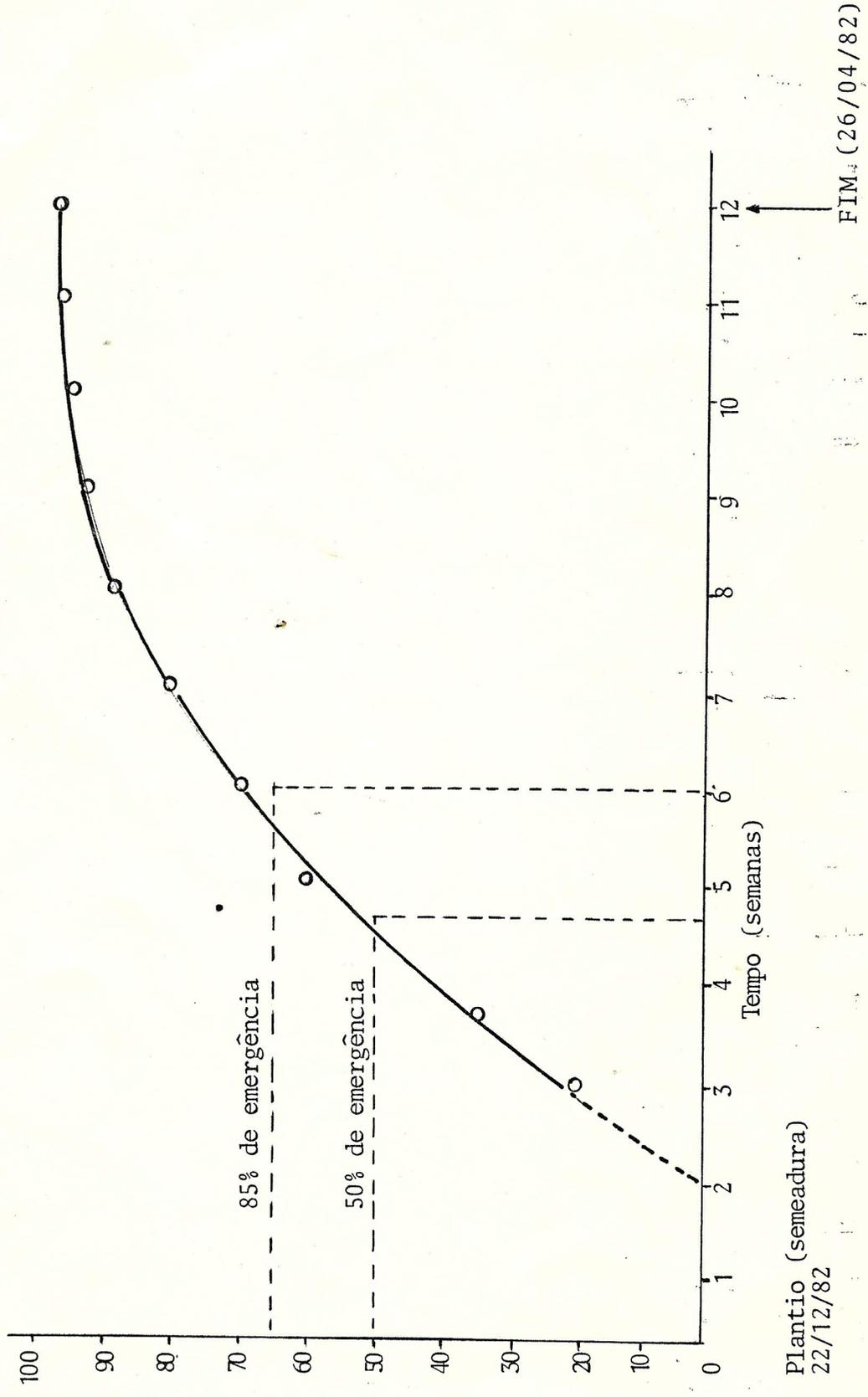


FIGURA 6. Andamento da emergência de 834 sementes oriundas de cruzamentos controlados. Manaus, 1982 (Escobar *et al.* 1983).

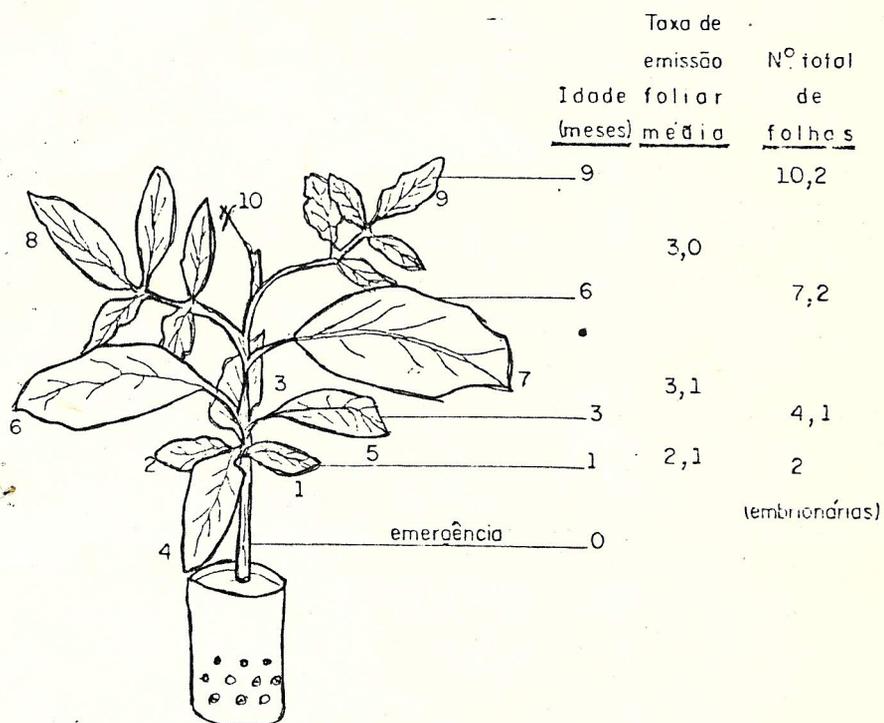


FIGURA 7. Taxa de emissão foliar e número de folhas de mudas de guaraná de acordo com a idade. (ESCOBAR *et al.* 1983).