

Desenvolvimento das plantas de Batata, Mandioca, Fumo e Cana-de-açúcar



André Luís Thomas (Organizador)

Porto Alegre, 2016.



Esta é uma publicação eletrônica desenvolvida para atividades de ensino. A sua utilização, na íntegra ou parcialmente, é permitida, desde que não tenha fins comerciais e seja mencionada a autoria do conteúdo da obra.

CIP – Catalogação Internacional na Publicação
Biblioteca Setorial da Faculdade de Agronomia – UFRGS
Biblioteca Prof. Antônio T. Quintas

D451

Desenvolvimento das plantas de batata, mandioca, fumo e cana-de-açúcar [recurso eletrônico] / org. André Luís Thomas – Porto Alegre : UFRGS, 2016.

76 p.; il.

ISBN 978-85-66106-92-3

1.Planta - crescimento 2.Solanum tuberosum 3.Manihot esculenta 4.Nicotiana tabacum 5.Saccharum officinarum
I.Thomas, André Luis (Org.)

CDD 633

Bibliotecária: Elisângela da Silva Rodrigues CRB10/1457

Sumário

Apresentação.....	4
Desenvolvimento da planta de batata.....	6
<i>André Luís Thomas, Christian Bredemeier e André Luis Vian</i>	
Desenvolvimento da planta de mandioca.....	19
<i>André Luís Thomas</i>	
Desenvolvimento da planta de fumo.....	38
<i>André Luís Thomas e Christian Bredemeier</i>	
Desenvolvimento da planta de cana-de-açúcar.....	55
<i>André Luís Thomas</i>	
Agradecimentos.....	76

Apresentação

Esta publicação aborda o desenvolvimento das plantas de batata, mandioca, fumo e cana-de-açúcar, tendo em vista que, dentro das espécies de plantas de lavoura, elas apresentam órgãos vegetativos de interesse agrônomo. Na batata o órgão de interesse é o tubérculo, na mandioca a raiz de reserva, no fumo a folha e na cana-de-açúcar o colmo.

É essencial conhecer o desenvolvimento das plantas de uma espécie para potencializar o rendimento e a qualidade do produto final através de práticas de manejo que evitem ou amenizem perdas por fatores abióticos e bióticos.

Essa publicação trata desde a seleção e o preparo do material para plantio/semeadura, brotação-emergência do órgão de multiplicação, desenvolvimento vegetativo da parte aérea e raízes, florescimento e maturação para colheita do órgão de interesse de cada uma das quatro espécies abordadas.



Desenvolvimento da planta de batata

André Luís Thomas*¹, Christian Bredemeier*² e André Luís Vian*³

A planta de batata (*Solanum tuberosum*) se caracteriza por formar caules subterrâneos modificados, chamados de estolões, em cujas extremidades ocorre o aumento do volume pelo acúmulo de substâncias de reserva, formando os tubérculos. Esses são os órgãos de maior importância agrônômica (propagação vegetativa) e econômica (comercialização) da planta (Beukema & Van Der Zaag, 1979; Fortes & Pereira, 2003).

Em condições naturais, a batata é uma planta perene, que sobrevive de um ano para outro no solo como tubérculo. Quando cultivada, comporta-se como planta anual, propagada vegetativamente pelos tubérculos (Souza, 2003).

O manejo pós-colheita dos tubérculos de batata vai depender da finalidade da produção, ou seja, se os tubérculos forem destinados para batata consumo ou batata semente (Bisognin & Streck, 2009), sendo o estágio fisiológico dos mesmos determinante do destino.

* Professor, Departamento de Plantas de Lavoura, Faculdade de Agronomia/UFRGS, Porto Alegre – RS.

E-mails : ¹thomaspl@ufrgs.br, ²bredemeier@ufrgs.br e ³andreluisvian@hotmail.com

1. Estádios fisiológicos de desenvolvimento do tubérculo semente

O tubérculo de batata é composto por aproximadamente 80% de água, 18% de carboidratos (principalmente amido) e 2% de proteínas (Quadros et al., 2009). Na superfície do mesmo há gemas (meristemas) dormentes (Figura 1) que, ao se desenvolverem, darão origem a um novo sistema de hastes, raízes e estolões (Fortes & Ferreira, 2003).

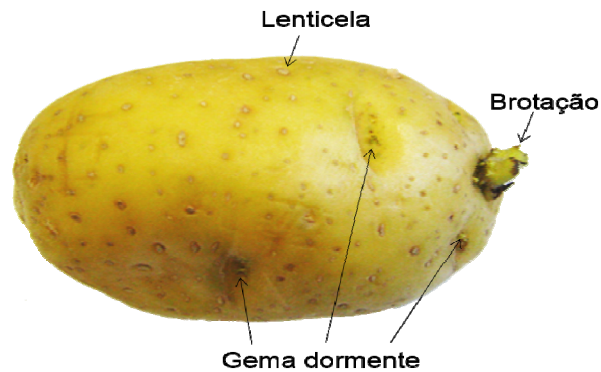


Figura 1. Tubérculo de batata com gemas dormentes, brotação apical e lenticelas.

Bredemeier, 2010.

O estágio fisiológico do tubérculo refere-se ao processo de desenvolvimento de suas brotações e depende da idade cronológica do mesmo e das condições ambientais (Wiersena, 1985; Souza, 2003; Bisognin & Streck, 2009). Durante o desenvolvimento fisiológico, o tubérculo passa pelos estádios de dormência, dominância apical, plena brotação e senescência (Figura 2).

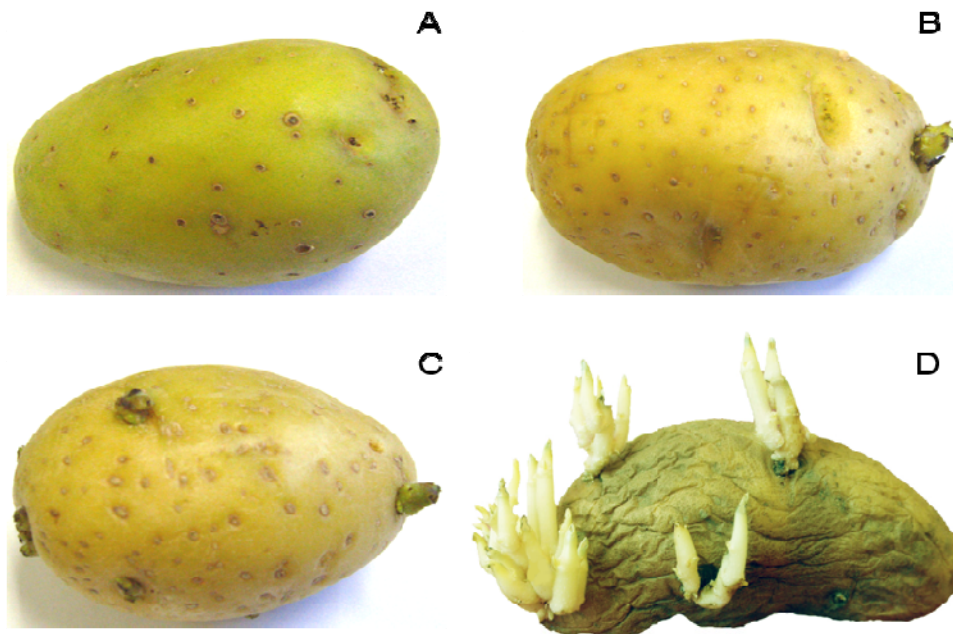


Figura 2. Estádios fisiológicos de desenvolvimento do tubérculo de batata. A) Dormência, B) Dominância apical, C) Plena brotação, e D) Senescência.

Bredemeier, 2010.

1.a) Dormência

Esse é o estágio que o tubérculo se encontra após a colheita (Figura 2A). O tubérculo tem baixa atividade metabólica e não brota mesmo que as condições ambientais sejam favoráveis, uma vez que o balanço fito-hormonal interno inibe seu desenvolvimento. Esse período pode durar de pouco mais de um mês até muitos meses dependendo da variedade, das condições de cultivo, da temperatura de armazenamento, de injúrias e do grau de maturação do tubérculo por

ocasião da colheita (Wiersena, 1985). Portanto, não se recomenda o plantio do tubérculo nesse estágio porque não se sabe quando e se ele irá brotar ou vai apodrecer no solo. Entretanto, esse é o estágio para comercialização do tubérculo como batata consumo.

1.b) Dominância apical

Temperaturas entre 20°C e 25°C fazem com que o tubérculo saia do período de dormência de 50 a 70 dias após a colheita e inicie a brotação de uma ou mais gemas apicais (Souza, 2003) (Figura 2B), mantendo as demais gemas do tubérculo sob dormência. A gema que brota forma uma haste com seu próprio aparato fotossintético, sistema radicular, estolões e tubérculos, sendo a densidade da lavoura determinada pelo número de hastes por área. Não se recomenda o plantio do tubérculo nesse estágio porque resultará em plantas com uma haste e, conseqüentemente, em lavoura com baixa densidade de hastes. Isso pode limitar o rendimento ou exigir número muito grande de tubérculos por área para obter a densidade de hastes, o que aumentaria o custo da lavoura.

1.c) Plena brotação

A plena brotação ocorre quando 5 a 6 gemas do tubérculo iniciam a brotação (Figura 2C). A duração do estágio depende da temperatura, da umidade do ar, do tamanho do tubérculo e da cultivar (Bisognin & Streck, 2009). É o estágio apropriado para plantio, pois

cada tubérculo semente originará várias hastes. Em muitos casos é necessário fazer a indução da brotação com produtos químicos (ácido giberélico ou bissulfureto de carbono) para o plantio (Pereira et al., 2010).

1.d) Senescência

Esse estágio é caracterizado por brotos longos, com ramificações excessivas, sendo que o tubérculo se apresenta murcho devido ao consumo das reservas pelos brotos (Figura 2D). Não é indicado o plantio do tubérculo nesse estágio, uma vez que as hastes serão menos produtivas.

2. Desenvolvimento da planta

O plantio de um tubérculo no estágio de plena brotação inicia o processo de desenvolvimento da planta de batata (Figura 3), com a emergência dos brotos que formarão as hastes e com o desenvolvimento das raízes em cada haste.

As hastes (caules e folhas) constituem o aparato fotossintético, o qual é responsável pela produção de assimilados para formação de todas as estruturas da planta. A parte aérea atinge seu máximo desenvolvimento no final do florescimento, com posterior declínio devido à senescência (Figura 3) (Petr et al., 1988). Simultaneamente ao desenvolvimento da parte aérea, ocorre o desenvolvimento das raízes

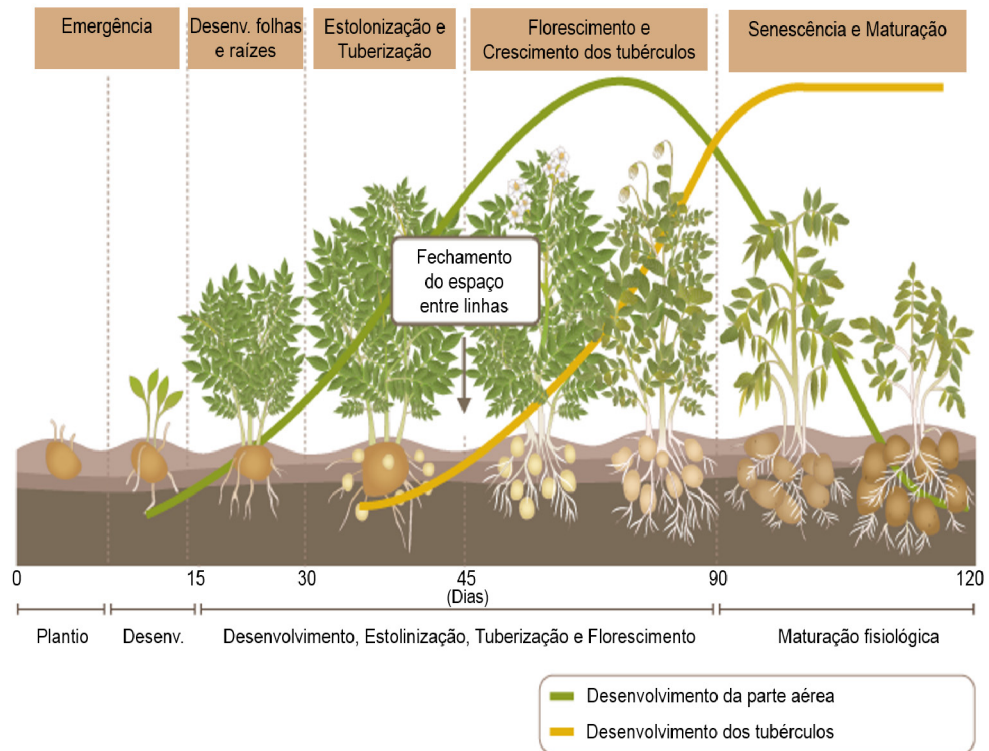


Figura 3. Estádios fenológicos e desenvolvimento da planta de batata.

Adaptado de SQM, 2015.

de absorção e dos estolões, a tuberização e o crescimento dos tubérculos até a maturação.

2.a) Emergência

Nessa fase ocorre o início do desenvolvimento das brotações e do sistema radicular de absorção, resultando na emergência das hastes

a partir das reservas da batata semente (Figura 4A). A temperatura do solo para rápida emergência é de 22°C a 25°C (Souza, 2003).

2.b) Estolonização

Junto com o crescimento de todas as estruturas da planta ocorre o desenvolvimento dos estolões (caules subterrâneos modificados), em cujas extremidades há formação dos tubérculos (Figura 4B). O estímulo à tuberização ocorre devido ao balanço hormonal da planta, sendo influenciado por cultivar, tamanho e idade fisiológica do tubérculo semente, fotoperíodo, temperatura, umidade e disponibilidade de nutrientes no solo (Souza, 2003).

2.c) Tuberização

Caracteriza-se pelo acúmulo de reservas, principalmente amido, nas extremidades dos estolões. É um período em que ocorre intenso crescimento das hastes, raízes e tubérculos (Figura 3). O início da tuberização coincide com o início do florescimento.

2.d) Florescimento

No florescimento da planta (Figura 4C) ocorre a fecundação das flores e o desenvolvimento de frutos com sementes (Figuras 5A e 5B). Esse estágio é importante para programas de melhoramento genético, mas para lavouras de produção comercial de batata é apenas indicador do desenvolvimento da parte subterrânea. Entre o início e o final do



Figura 4. Desenvolvimento da batata. A) Emergência dos brotos, B) Estolonização e início da tuberização, C) Florescimento e tuberização, e D) Crescimento dos tubérculos.

Adaptado de Tractorspotter, 2013.



Figura 5. A) Inflorescência de batata com flores e fruto verde, e B) fruto com sementes.

A) Plantas Moreal, 2015 e B) PUC-Chile, 2015.

florescimento ocorre o período de máximo acúmulo de biomassa na parte aérea, intenso crescimento dos tubérculos e reduzido crescimento de raízes (Petr et al., 1988).

2.e) Crescimento do tubérculo

Após o florescimento, a planta não emite novas folhas e prioriza o direcionamento de fotoassimilados para o crescimento dos tubérculos

(Figura 3 e Figura 4D). Maior produtividade é obtida sob fotoperíodos longos e temperaturas do ar entre 15°C e 20°C (Souza, 2003). Entretanto, a planta deve estar bem suprida de água e nutrientes, livre do ataque de pragas e moléstias, e da competição de plantas daninhas.

2.f) Senescência

Esse estágio caracteriza-se pelo amarelecimento natural das hastes e das folhas (Figura 6) que começam a diminuir a atividade fotossintética, tendo seus compostos estruturais, como a clorofila, enzimas e carboidratos degradados e remobilizados aos tubérculos. Durante a senescência grande parte dos patógenos, principalmente vírus, é translocada da parte aérea para os tubérculos. Portanto, a dessecação da parte aérea é uma prática cultural que deve ser realizada antes da senescência das plantas, quando os tubérculos serão destinados para semente, visando minimizar a infecção com vírus e controlar o tamanho da batata-semente (Bisognin & Streck, 2009).

2.g) Maturação

A maturação das plantas de batata ocorre quando a maioria das folhas e hastes estão secas. É nesse estágio que os tubérculos atingem o tamanho final e o máximo teor de matéria seca (Figura 3), cujo aumento se deve exclusivamente à translocação de assimilados das folhas e hastes (Bisognin & Streck, 2009). A periderme (película) torna-



Figura 6. Senescência da parte aérea de plantas de batata.

Thomas, 2008.

se firme, as gemas ficam dormentes e a quantidade de açúcares solúveis é reduzida nos tubérculos (Souza, 2003).

Referências bibliográficas

BEUKEMA, H.P.; VAN DER ZAAG, D.E. 1979. **Potato improvement: some factors and facts**. 1.ed. Wageningen: International Agricultural Center. 224 p.

BISOGNIN, D.A.; STRECK, N.A. 2009. **Desenvolvimento e manejo das plantas para alta produtividade e qualidade da batata**. Itapetininga: Associação Brasileira da Batata.30 p.

FORTES, G.L.F.; PEREIRA, J.E.S. 2003. Classificação e descrição botânica. In: PEREIRA, A.S.; DANIELS, J. (Ed.). **O cultivo da batata na região Sul do Brasil**. Brasília: Embrapa Clima Temperado. p.69-79.

PEREIRA, A.S.; BERTONCINI, O.; DANIELS, J. 2010. Sementeiro e Forçamento de Brotação. In: PEREIRA, A.S. (Ed.). **Produção de batata no Rio Grande do Sul**. Pelotas: Embrapa Clima Temperado. p.49-51. (Sistema de Produção, 19).

PETR, J.; CERNI, V.; HRUSKA, L. 1988. **Yield formation in the main field crops**. Prague: University of Agriculture. 336p.

PLANTAS MORENAL. 2015. **PAPA - Solanum tuberosum**. Disponível em: <<http://plantasmorenal.blogspot.com.br/2011/05/papa-solanum-tuberosum.html>>. Acesso em: 16/09/2015.

PUC-CHILE. 2015. **Papa: Frutos y semillas**. Disponível em: <http://www7.uc.cl/sw_educ/cultivos/index4.htm>. Acesso em: 16/09/2015.

QUADROS, D.A.; IUNG, M.C.; FERREIRA, S.M.R; FREITAS.R.J.S. 2009. Composição química de tubérculos de batata para processamento, cultivados sob diferentes doses e fontes de potássio. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, v.29, p.316-323.

SOUZA, Z.S. 2003. Ecofisiologia. In: PEREIRA, A.S; DANIELS, J. (Ed.). **O cultivo da batata na região Sul do Brasil**. Brasília: Embrapa Clima Temperado. p.80-104.

SQM. 2015. **Potato – Phenological stage**. Disponível em: <<http://www.sqm.com/en-us/productos/nutricionvegetaldeespecialidad/-cultivos/papa.aspx#tabs-4>>. Acesso em 14/09/2015.

TRACTORSPOTTER, 2013. **Potato growing season 2013 – Variety Fontana**. Disponível em: <<https://www.youtube.com/watch?v=wzRtrvw0gqo>>. Acesso em: 08/09/2015.

WIERSENA, S.G. 1985. **Physiological development of potato seed tubers**. Lima: CIPAPA. 16p. (Techinal Information Bulletin 20).



Desenvolvimento da planta de mandioca

André Luís Thomas*

Na planta de mandioca (*Manihot esculenta*), as raízes que acumulam amido ($\pm 30\%$) são os principais órgãos de interesse para alimentação humana e animal (Borges et al., 2002). A parte aérea, principalmente o terço superior da planta com as folhas, também pode ser utilizada na alimentação animal, uma vez que apresenta de 16 a 18% de proteína, sendo que somente as folhas apresentam ao redor de 30% (Carvalho, 1994).

A mandioca é uma planta perene. Ela pode crescer indefinidamente, alternando períodos de intenso crescimento vegetativo, armazenamento de carboidratos nas raízes e períodos de quase dormência, provocados por condições meteorológicas severas, tais como baixa temperatura do ar e/ou deficiência hídrica prolongada (Alves, 2006). Entretanto, normalmente, a colheita é realizada após um ou dois ciclos.

A planta de mandioca se reproduz sexuadamente, porém o estabelecimento de lavouras ocorre a partir de segmentos da rama (haste) denominados estacas ou “manivas”.

Para uma lavoura de mandioca ter alta produtividade, é essencial realizar a seleção do material para plantio, pois falhas na densidade

* Professor, Departamento de Plantas de Lavoura, Faculdade de Agronomia/UFRGS, Porto Alegre – RS. E-mail: thomaspl@ufrgs.br

não são compensadas completamente por plantas adjacentes.

1. Seleção e preparo do material de plantio (manivas)

No Sul do Brasil, as plantas de mandioca entram em dormência fisiológica no outono-inverno. Com a diminuição da temperatura do ar (inferior a 13-17°C) (Westphalen & Maluf, 1984; Matthews & Hunt, 1994; El-Sharkawy, 2003; Schons et al., 2007), ocorre a paralisação da emissão de novas folhas e a queda progressiva, de baixo para cima, das folhas existentes, caracterizando a dormência. Nesse momento, as ramas devem ser colhidas e armazenadas para obtenção de manivas para novo plantio, pois elas não toleram o frio intenso e a geada.

Um segmento dormente e viável de rama (maniva) apresenta gemas meristemáticas e reservas (carboidratos e minerais) para originar uma nova planta. Há uma gema em cada axila do caule com a cicatriz da base do pecíolo da folha (Figura 7A). A viabilidade da rama é observada pela liberação de seiva após um pequeno corte (Figura 7A).

O corte transversal da rama (Figura 7B) mostra internamente um tecido mais claro e tenro denominado medula que apresenta alto teor de água. Ao redor da medula encontra-se o córtex que apresenta mais reservas do que água.

Uma boa maniva deve ter diâmetro da medula igual ou menor que 50% do diâmetro total da maniva e isso é obtido utilizando-se os terços mediano e inferior das ramas (Figura 8), tamanho mínimo de 20 cm, 5 a 7 gemas, boa sanidade (livre de danos mecânicos, por insetos

ou moléstias) e corte transversal reto para distribuição mais uniforme das raízes nas regiões de corte (Lozano et al., 1977; Bezerra, 2012).

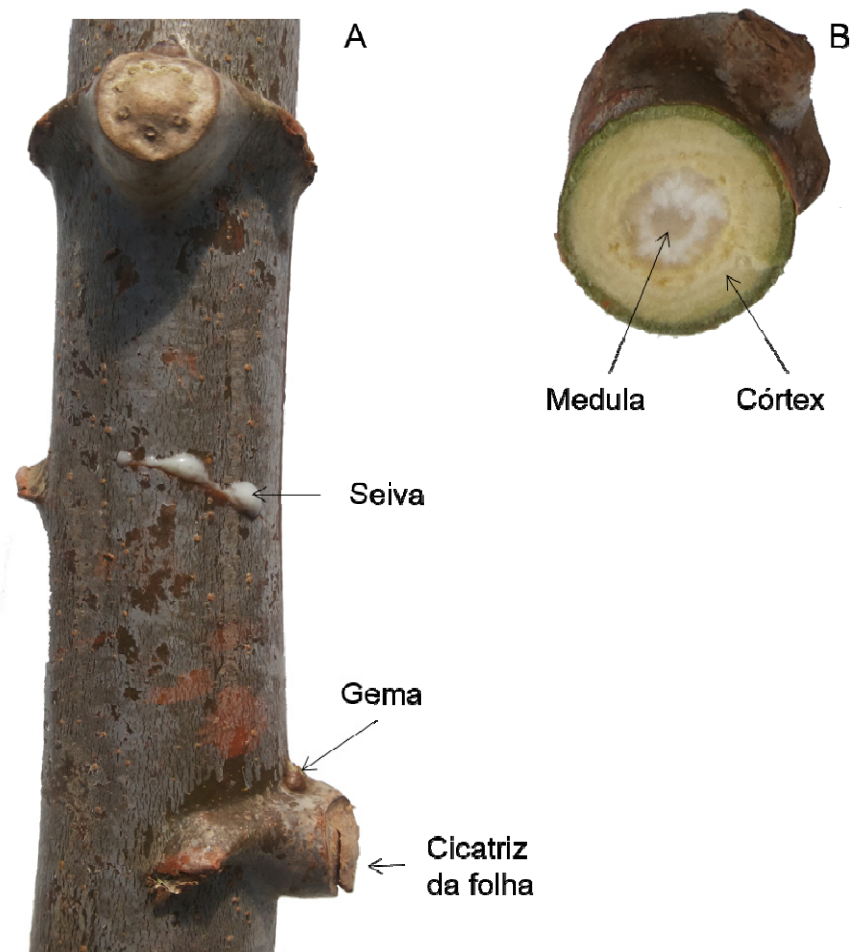


Figura 7. A) Maniva de mandioca com a cicatriz da inserção do pecíolo da folha no caule, gema meristemática e corte com a liberação de seiva, e B) Corte transversal da maniva de mandioca mostrando medula e córtex.

Thomas, 2015.

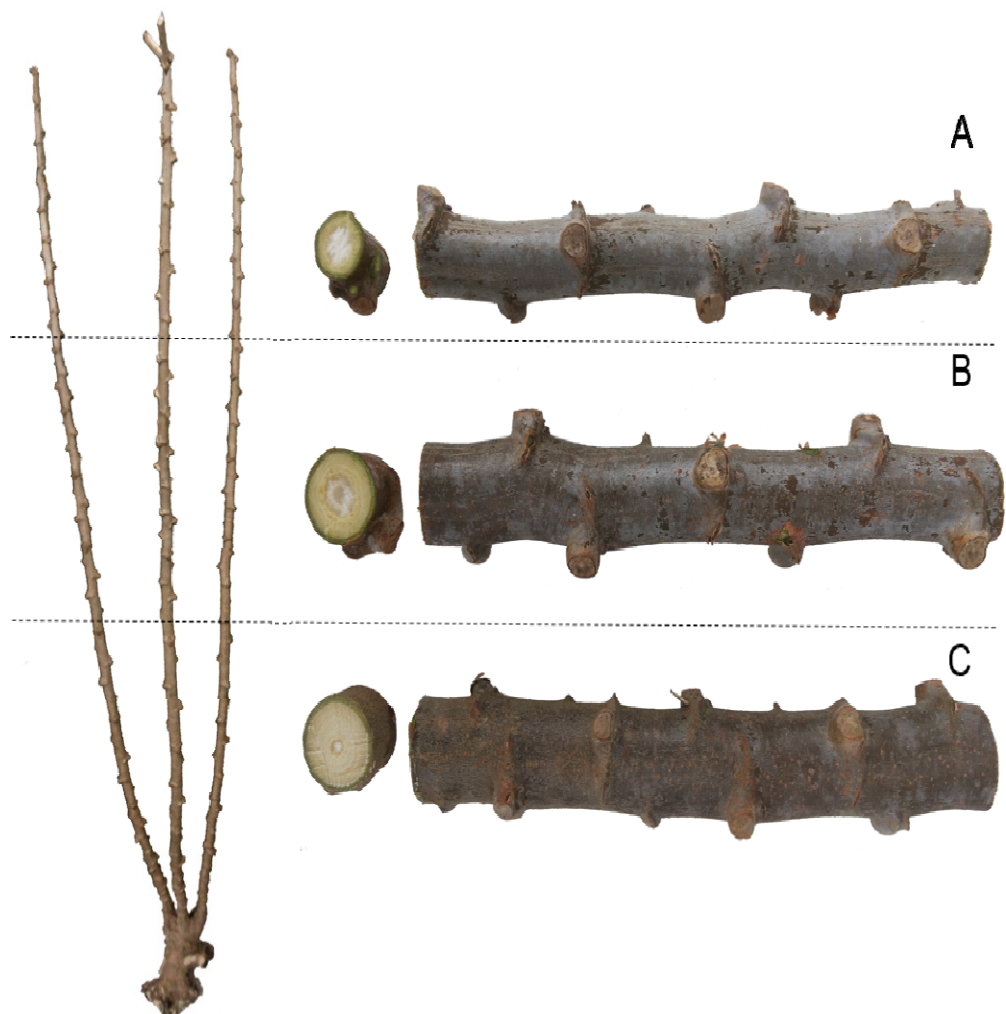


Figura 8. Posição da maniva na rama de mandioca. A) Superior, B) Mediana, e C) Inferior. No corte transversal, destaque para a proporção medula/córTEX.

Thomas, 2015.

2. Desenvolvimento da planta

A planta de mandioca necessita clima quente (temperatura média diária superior a 20°C) e solos bem drenados para potencializar seu desenvolvimento e rendimento de raízes (El-Sharkawy, 2003).

Temperaturas médias anuais do ar entre 18°C e 35°C são adequadas ao desenvolvimento da cultura. No entanto, as regiões mais indicadas para o cultivo devem possuir temperatura média anual entre 20°C e 27°C, sendo o ótimo entre 21°C e 25°C. Abaixo de 15°C há redução gradual do crescimento vegetativo das plantas. Regiões com temperaturas médias inferiores a 10°C não são indicadas para cultivo devido ao risco de ocorrência de geadas (Maluf et al., 2011).

A espécie apresenta ciclo longo (8 a 10 meses, um ciclo, para desenvolver raízes para o consumo humano e 18 meses, dois ciclos, para utilização na indústria de farinha e fécula). O ciclo inicia com o plantio e a brotação da maniva. No solo, ocorre o desenvolvimento dos sistemas radiculares de absorção (fibroso) e de reserva, e na parte aérea, o desenvolvimento da(s) haste(s), folhas e, em algumas situações, o florescimento com formação de sementes. A colheita ocorre quando a planta entra em dormência induzida pelo frio e/ou seca.

2.a) Brotação e emergência

A temperatura do solo tem grande influência sobre a velocidade de brotação da maniva e emergência da planta. Temperaturas entre

28°C e 30°C aceleram a brotação, já temperaturas inferiores a 17°C e superiores a 37°C atrasam este processo (Keating & Everson, 1979).

A partir do plantio da maniva inicia o processo de desenvolvimento da planta de mandioca. Sete a dez dias após o plantio inicia o desenvolvimento de raízes adventícias ou nodais (origem no periciclo) na base das gemas e o início da brotação das gemas (Figura 9). A seguir ocorre o desenvolvimento de raízes basais (origem no câmbio vascular), principalmente, no calo formado na região de corte da maniva onde os brotos apresentam menor desenvolvimento (Figuras 10 e 11) (Keating & Everson, 1979; Chaweewan & Taylor, 2015). Após 15 a 20 dias ocorre a emergência da parte aérea em plantios realizados no início da primavera na região Sul do Brasil.



Figura 9. Início da brotação da maniva de mandioca. A) Vista lateral e B) Vista frontal, mostrando o desenvolvimento de brotos e de raízes adventícias.

Thomas, 2015.



Figura 10. Vista frontal da distribuição das raízes basais no calo formado na região de corte da maniva de mandioca, onde os brotos apresentam menor desenvolvimento.

Thomas, 2015.



Figura 11. Vista lateral do desenvolvimento de raízes basais no calo formado na região de corte da maniva de mandioca, onde os brotos apresentam menor desenvolvimento.

Thomas, 2015.

2.b) Início do desenvolvimento da parte aérea e formação do sistema radicular fibroso

Após a emergência, a planta de mandioca desenvolve a parte aérea (hastes e folhas) e as raízes fibrosas (nada mais são que as raízes adventícias ou nodais e as raízes basais) (Figura 12) (Alves, 2002; Chaweewan & Taylor, 2015). As folhas produzem fotoassimilados e as raízes fibrosas absorvem água e nutrientes para o desenvolvimento da planta, sendo que algumas dessas raízes irão se transformar em raízes de armazenamento.



Figura 12. Início do desenvolvimento da parte aérea e formação do sistema radicular fibroso da mandioca.

Thomas, 2015.

2.c) Desenvolvimento da parte aérea e início do acúmulo de amido nas raízes

Dependendo do genótipo e das condições de cultivo, de 25 a 40 dias após o plantio pode iniciar o acúmulo de amido em alguma raiz fibrosa (Figura 13). Entretanto, isso é mais visível (raízes com 5 mm ou mais de diâmetro) de 2 a 4 meses após o plantio (El-Sharkawy, 2003).

O acúmulo de amido nas raízes fibrosas ocorre quando a atividade fotossintética excede o requerimento para o crescimento da parte aérea (folhas e hastes) (Cock et al., 1979).

Nessa fase é estabelecida a arquitetura da planta com o desenvolvimento da(s) haste(s), folhas e ramificações.

2.d) Translocação expressiva de carboidratos da parte aérea às raízes

A translocação expressiva de carboidratos da parte aérea às raízes (Figura 14) ocorre quando o desenvolvimento da parte aérea atinge o seu máximo índice de área foliar (IAF) que fica entre 2,5 e 3,5 (Cock et al., 1979). Para que isso ocorra, a planta deve ter suas exigências ambientais como fertilidade do solo, disponibilidades hídrica e térmica atendidas. A máxima atividade fotossintética das folhas ocorre quando a temperatura do ar está entre 25°C e 35°C (El-Sharkawy, 2003).

Essa fase compreende o período de 5 a 6 meses após o plantio até a planta entrar em dormência devido ao frio e/ou seca.



Figura 13. Início do acúmulo de amido em raízes fibrosas da mandioca.

Thomas, 2016.



Figura 14. Engrossamento das raízes de reserva da mandioca, pela translocação expressiva de carboidratos da parte aérea.
Thomas, 2016.

2.e) Florescimento e produção de sementes

A mandioca, ao longo do tempo, vem sendo propagada vegetativamente pela interferência humana, contudo manteve a reprodução sexuada ativa, promovendo a amplificação da variabilidade genética e possibilitando aos melhoristas a seleção de genótipos de maior importância agrônômica (Silva et al., 2001).

O florescimento (Figura 15) da mandioca é influenciado pelo genótipo, umidade e fertilidade do solo, fotoperíodo e temperatura do ar (Fukuda et al., 2002). O desenvolvimento da inflorescência não interfere no rendimento de raízes.



Figura 15. A) Inflorescência e frutos verdes e B) Fruto maduro aberto e sementes de mandioca.

A) Thomas, 2016 e B) Culos, 2014.

2.f) Dormência

A dormência da planta ocorre quando o desenvolvimento é paralisado pelo frio (temperaturas do ar inferiores a 13-17°C, depende do genótipo) e/ou deficiência hídrica prolongada. A planta perde todas as folhas ou mantém poucas no ápice da(s) haste(s) (Figura 16), atingindo o máximo acúmulo de amido nas raízes de reserva. É o período de colheita das raízes, que acontece de 8 a 10 meses após o plantio, no caso de mandioca de um ciclo.

3. Rebrote para o segundo ciclo de desenvolvimento

Caso o plantio da mandioca ocorra em uma área com solo bem drenado (evita podridões no sistema radicular) e onde não ocorram geadas (matam a parte aérea) a planta de mandioca rebrotará quando o fator limitante (frio e/ou seca) for superado.

O rebrote ocorre pelo desenvolvimento de gemas meristemáticas situadas na base da haste da planta (Figura 17). A energia advém da remobilização dos carboidratos acumulados nas raízes de reserva. Inicia-se um novo ciclo da planta, com crescimento vegetativo da parte aérea, acúmulo de amido nas raízes de reserva e dormência.

Na mandioca de dois ciclos o desenvolvimento inicial da parte aérea é mais rápido, tendo em vista que os sistemas radiculares (de absorção e de reserva) já estão presentes. Normalmente, é utilizada para produção de farinha e fécula, pois o rendimento de raízes e o teor de amido nas mesmas é maior do que na mandioca de um ciclo.



Figura 16. Planta de mandioca em dormência.

Thomas, 2015.



Figura 17. Rebrote da parte aérea de mandioca a partir de gemas meristemáticas situadas na base das hastes.

Thomas, 2015.

Referências bibliográficas

ALVES, A.A.C. 2006. Fisiologia da Mandioca. In: SOUZA, L.S. et al. (Eds.). **Aspectos socioeconômicos e agronômicos da mandioca**. Cruz das Almas: Embrapa Mandioca e Fruticultura Tropical. p.138-169.

ALVES, A.A.C. 2002. Cassava botany and physiology. In: **Cassava: Biology, Production and Utilization**. HILLOCKS, R.J.; THRESH, J.M; BELLOTTI, A.C. (Eds.). Cali: CABI, 2002. p.67-89.

BEZERRA, V.S. 2012. **Maniva-semente: como selecionar e conservar**. Macapá: Embrapa Amapá. 5p. (Comunicado Técnico 125). Disponível em: < <http://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/>

101452/1/Comunicado-Tecnico-125-maniva-semente.pdf>. Acesso em: 14/10/2015.

BORGES, M.F.; FUKUDA, W.M.G.; ROSSETTI, A.G. 2002. Avaliação de variedades de mandioca para consumo humano. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 37, p.1559-1565.

CARVALHO, J. L. H de. 1994. **Mandioca: raiz e parte aérea na alimentação animal**. Campinas: CATI. 9 p. (Instrução prática, 259).

CHAWEEWAN, Y.; TAYLOR, N. 2015. Anatomical assessment of root formation and tuberization in cassava (*Manihot esculenta* Crantz). **Tropical Plant Biology**, v.8, p.1-8.

COCK, J.H., FRANKLIN, D., SANDOVAL, G. AND JURI, P. 1979. The ideal cassava plant for maximum yield. **Crop Science**, v.19, p.271–279.

CULOS, R. 2014. **Manihot esculenta**. Disponível em: <https://de.wikipedia.org/wiki/Maniok#/media/File:Manihot_esculenta_MHNT.BOT.2004.0.508.jpg>. Acesso em: 18/03/2016.

EL-SHARKAWY. 2003. Cassava biology and physiology. **Pant Molecular Biology**, v.53, p.621-641.

FUKUDA, W.M.G.; SILVA, S.O.; IGLESIAS, C. 2002. Cassava Breeding. **Crop Breeding and Applied Biotechnology**, v.2, p.617-638.

KEATING, B.A.; EVENSON, J.B. 1979. Effect of soil temperature on sprouting and sprout elongation of stem cuttings of cassava. **Field Crops Research**, v.2, p.241–252.

LOZANO, J.C.; TORO, J.C. CASTRO, A.; BELLOTTI, A.C. 1977. **Produção de material de plantio de mandioca**. Cali, Colombia: Centro Internacional de Agricultura Tropical. 29p.

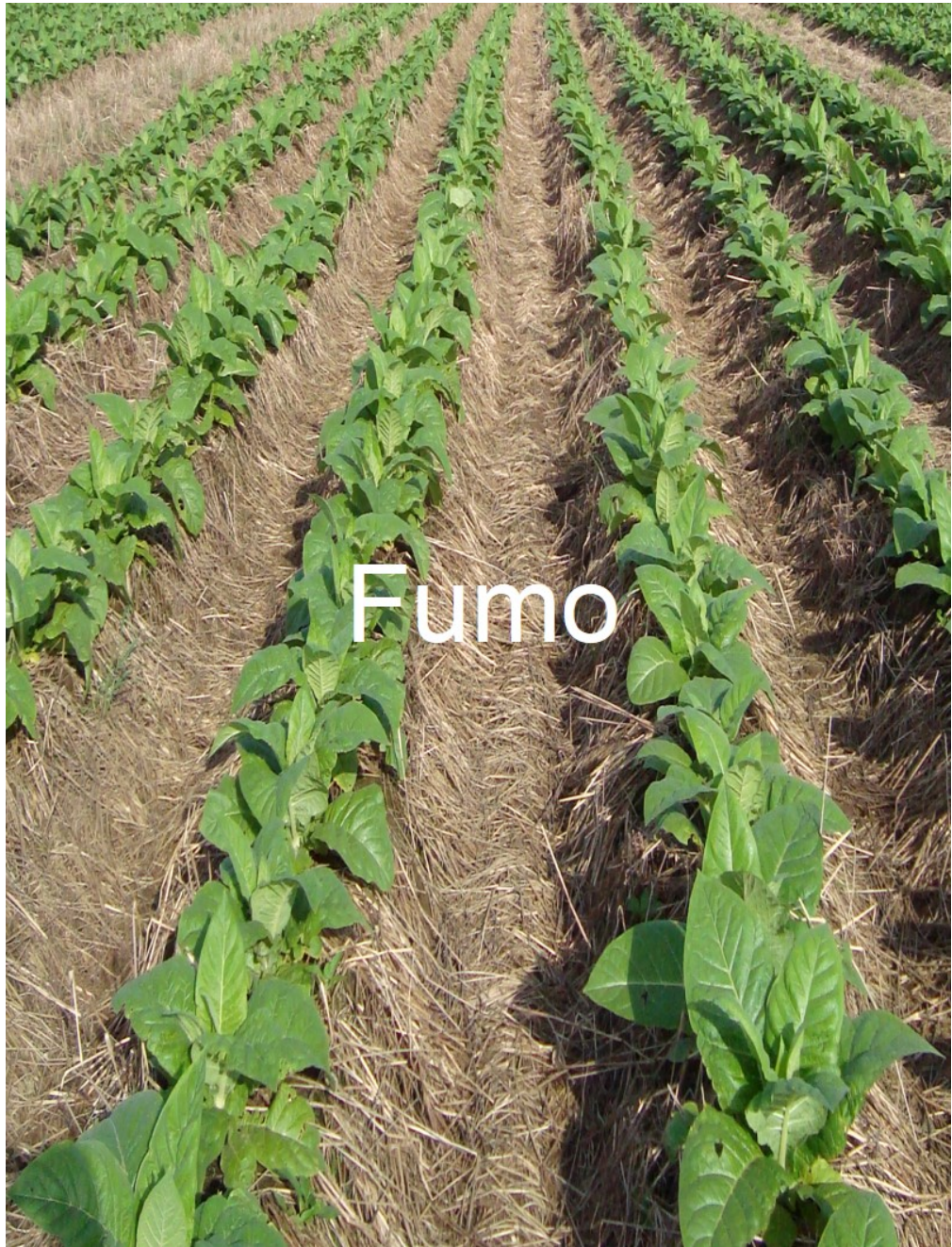
MALUF, J.R.T.; MATZENAUER, R.; MALUF, D.E. 2011. **Zoneamento Agroclimático da Mandioca no Estado do Rio Grande do Sul – Uma alternativa para a produção de etanol**. Porto Alegre: Fepagro. Boletim Fepagro, n.22, 60p.

MATTHEWS, R.B.; HUNT, L.A. 1994. GUMCAS: a model describing the growth of cassava (*Manihot esculenta* L. Crantz). **Field Crops Research**, v.36, p.69-84.

SCHONS, A.; STRECK, N.A.; KRAULICH, B.; PINHEIRO, D.G.; ZANON, A.L. 2007. Emissão de folhas e início de acumulação de amido em raízes de uma variedade de mandioca em função da época de plantio. **Ciência Rural**, v.37. p.1586-1592.

SILVA, R.M.; BANDEL, G.; FARALDO, M.I.F.; MARTINS, P.S. 2001. Biologia reprodutiva de etnovariedades de mandioca. **Scientia Agricola**, v.58, p.101-10.

WESTPHALEN, S.L; MALUF, J.R.T. 1984. Zoneamento para a mandioca no Rio Grande do Sul. In: **Ipagro Informa n. 27**. Porto Alegre: Instituto de Pesquisas Agronômicas. p.5-7.



Desenvolvimento da planta de fumo

André Luís Thomas*¹ & Christian Bredemeier*²

A cultura do fumo (*Nicotiana tabacum*) é uma exceção entre os cultivos de plantas de lavoura uma vez que necessita da produção de mudas, com posterior transplante ao campo. As sementes de fumo são muito pequenas (Figura 18) e um grama apresenta de 9 a 11 mil sementes (Gadotti et al., 2012). Para facilitar a semeadura, é feita a peletização das sementes.



Figura 18. Semente de fumo peletizada (à esquerda) e nua (à direita).

Thomas, 2015.

Dois grupos de fumo são os mais cultivados. O grupo Virgínia (Figura 19A), conhecido como fumo de estufa, onde as folhas são

* Professor, Departamento de Plantas de Lavoura, Faculdade de Agronomia/UFRGS, Porto Alegre – RS. E-mails: ¹thomaspl@ufrgs.br e ²bredemeier@ufrgs.br



Figura 19. A) Planta de fumo do grupo Virgínia ou “Estufa” e B) planta de fumo do grupo Burley ou “Galpão”.

Oliveira, 2010.

destacadas da planta no sentido base-ápice, conforme atingem a maturidade e curadas em estufa com temperatura e umidade controladas, e o grupo Burley (Figura 19B), conhecido como fumo de galpão, onde a planta é cortada inteira na lavoura e curada num galpão coberto, em condições ambiente.

1. Desenvolvimento das mudas no sistema “floating”

O sistema floating é um sistema de hidroponia, onde as mudas crescem em bandejas de isopor multicélulas que flutuam sobre uma solução nutritiva contida no canteiro ou “piscina”. Esse sistema surgiu

em substituição ao canteiro no solo, onde era necessária a utilização de produtos químicos para desinfecção e esterilização do solo para as mudas desenvolverem-se sadias.

1.a) Canteiro ou piscina (“floating”)

O canteiro pode ser confeccionado de tijolos, madeira ou estrutura tubular, com 15 a 20 cm de altura, revestido com lona plástica e com cobertura de plástico incolor sustentado por arcos de metal, formando um túnel (Figura 20).

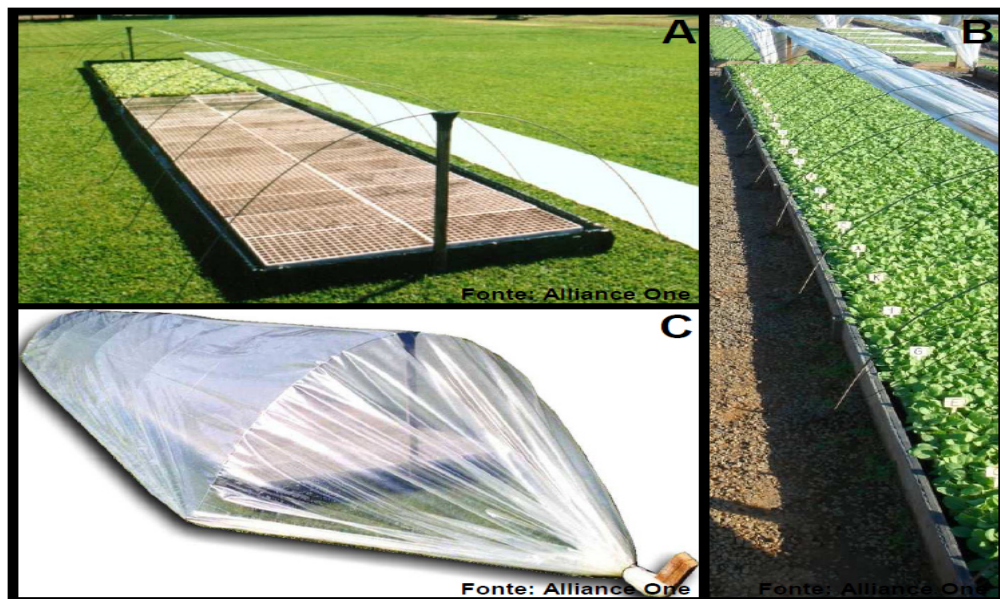


Figura 20. A) Floating com arcos metálicos pronto para receber cobertura plástica, B) Floating com cobertura plástica aberta, e C) Floating com cobertura plástica fechada.

Kothe, 2009.

O tamanho do canteiro é padronizado de acordo com a quantidade de mudas a serem produzidas, a fim de facilitar a recomendação da quantidade utilizada de adubo solúvel, bem como os tratamentos fitossanitários (inseticidas, acaricidas e fungicidas).

Esse sistema proporciona ambiente protegido do frio, garantindo as melhores condições para germinação das sementes e desenvolvimento das mudas (Peek et al., 2008; Reed et al., 2012).

1.b) Semeadura

A semeadura no Rio Grande do Sul ocorre nos meses de junho e julho, com cultivo das mudas no canteiro até agosto/setembro. As bandejas multicélulas são preenchidas com substrato e a semeadura pode ser realizada com sementes peletizadas ou nuas.

Na semeadura com sementes peletizadas o substrato é previamente “marcado” com uma bandeja marcadora, a qual faz pequenas concavidades no centro de cada célula da bandeja de isopor para receber a semente e a mesma ficar centralizada na célula (Figura 21A). Posteriormente a semeadura é feita com uma bandeja semeadora (Figura 21B), a qual aloca uma semente em cada célula da bandeja (Figura 21C) (Kothe, 2009). As sementes não são cobertas com substrato. Mesmo nesse tipo de semeadura, recomenda-se o cultivo de, ao menos, uma bandeja adensada por canteiro para posterior repicagem (transplante de plântulas).

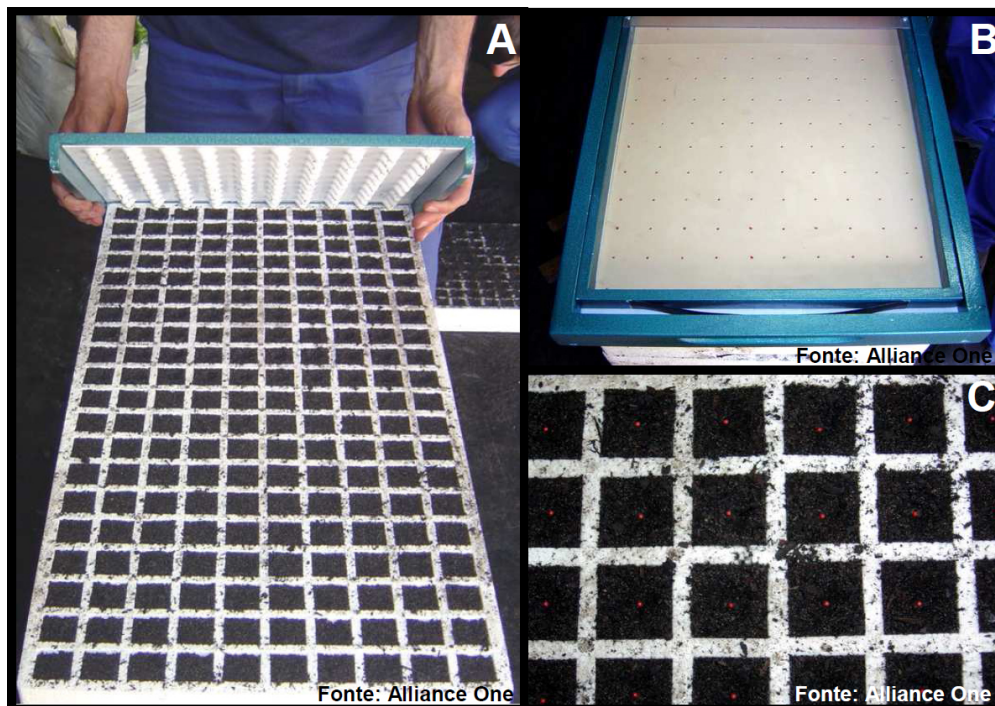


Figura 21. A) Bandeja marcadora, B) Bandeja semeadora, e C) Sementes peletizadas de fumo no centro de cada célula.

Kothe, 2009.

A semeadura de sementes nuas é realizada através da distribuição e homogeneização das sementes dentro de um regador com água ou misturadas com calcário sobre todo o canteiro floating. Neste caso, não se tem controle da quantidade de sementes que germinarão em cada célula, sendo necessária a repicagem ou o desbaste de plântulas (Oliveira, 2010).

1.c) Emergência das plântulas e desenvolvimento das mudas

A semente de fumo deve encontrar umidade, oxigênio e temperatura favoráveis no solo para iniciar o processo de germinação.

A temperatura tem grande influência sobre o período da germinação até a emergência das plântulas. Temperaturas ao redor de 20°C proporcionam emergência das plântulas em 12 a 15 dias, porém temperaturas inferiores a 20°C aumentam esse período (Peek et al., 2008; Reed et al., 2012).

A emergência é epígea, ou seja, os cotilédones se elevam acima da superfície do solo (Figura 22A), com posterior desenvolvimento das folhas (Figura 22B). O desenvolvimento da parte aérea ocorre a partir do meristema apical (Figura 22C).

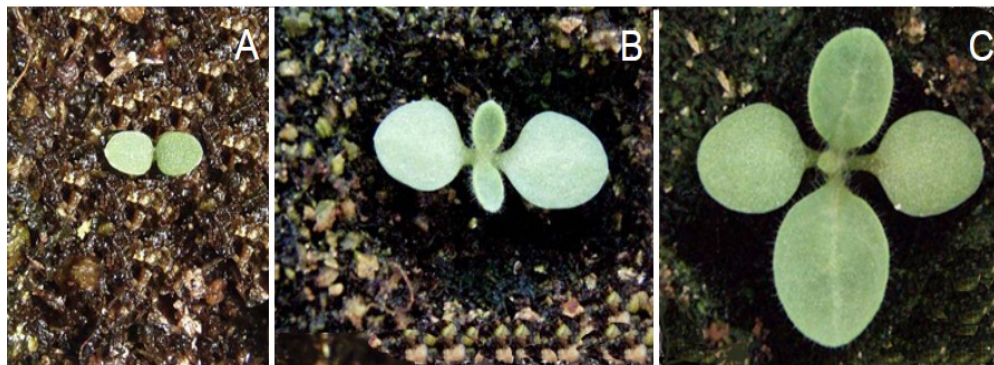


Figura 22. A) Plântula de fumo com os cotilédones acima do solo, B) Plântula com os cotilédones desenvolvidos e surgimento das duas primeiras folhas, e C) Plântula com os cotilédones, duas folhas mais desenvolvidas e o meristema apical no centro.

Coresta, 2009.

Após a emergência das plântulas deve-se fazer a repicagem nas células em que ocorreram falhas (Figura 23A). A repicagem é feita quando as mudas apresentam os dois cotilédones mais uma ou duas folhas (ao produtor diz-se que atingem “três a quatro folhas ou folíolos”) (Figura 23C). Nesta fase também deve ser feito o desbaste quando necessário. É importante a colocação de mudas de mesmo tamanho nas bandejas para maior uniformidade das mesmas.

A medida que as mudas se desenvolvem no canteiro é necessária a realização de podas das mesmas quando as mais adiantadas atingem cerca de 4 a 5 cm. O corte deve ser feito no mínimo 1 cm acima do meristema apical. É importante efetuar no mínimo três podas para ter mudas mais uniformes, com caule mais grosso e um sistema radicular mais desenvolvido.

A poda é feita com um equipamento em que se acomoda a bandeja de acordo com a altura de poda desejada (Figura 24A) e com um fio de nylon preso nas extremidades por borrachas, fazendo-se o corte pela ação do fio (Figura 24B). Os restos de folhas podadas devem ser retirados das bandejas (Figura 24C), para evitar a incidência e a disseminação de doenças nas mudas (Oliveira, 2010).

As mudas estão prontas para transplante à lavoura quando apresentam de 4 a 6 folhas (Figura 25), com 10 a 15 cm de estatura. Mudas bem desenvolvidas e uniformes são essenciais para uma boa produtividade da lavoura.

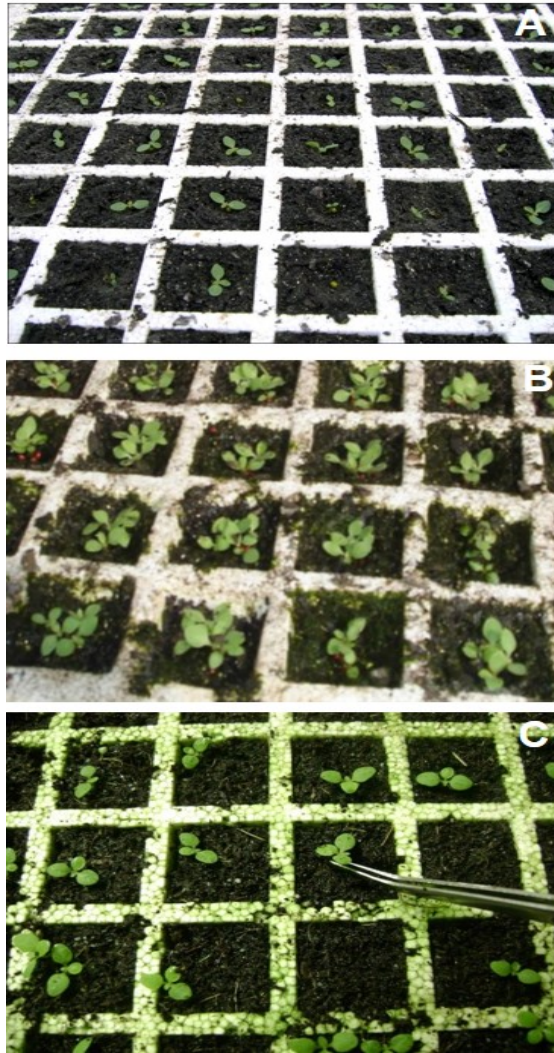


Figura 23. A) Bandeja com células com falhas de germinação de sementes de fumo após semeadura, B) Bandeja com semeadura adensada, e C) Repicagem de plântulas da bandeja com semeadura adensada para as células com falhas.

Bredemeier, 2012.



Figura 24. A) Bandeja de mudas de fumo antes da poda, B) Bandeja de mudas de fumo após a poda, e C) Canteiro com mudas de fumo podadas e não podadas.

Bredemeier, 2007 (A e B) e Oliveira, 2010 (C).



Figura 25. Muda de fumo adequada (à esquerda) e inadequada (“caneluda”) (à direita) para o transplante à lavoura.

Bredemeier, 2007.

2. Desenvolvimento das plantas na lavoura

2.a) Desenvolvimento vegetativo, desponte e colheita

As plantas de fumo são exigentes em nutrição mineral e requerem solos bem drenados, profundos, com textura média para leve, com acidez corrigida e livres de doenças, pragas e plantas daninhas de difícil controle.

O transplante das mudas dos canteiros (floating) para a lavoura deve ser realizado quando não há mais o risco de geada. Na lavoura, as plantas desenvolvem folhas e alongam o caule até o florescimento (Figura 26), que ocorrerá entre 70 e 90 dias após o transplante. Na axila de cada folha com o caule há uma gema ou broto (tecido meristemático) (Figura 27) em estado latente, devido à dominância apical. O florescimento é desejável para programas de melhoramento genético e para produção de sementes, entretanto é indesejável em lavouras comerciais. A inflorescência, ao desenvolver-se, consome grande quantidade de fotoassimilados, proporcionando diminuição no acúmulo de matéria seca e de nicotina nas folhas.

Em lavouras comerciais, remove-se manualmente a inflorescência somente ou ela com mais algumas folhas ponteiadas, prática denominada de desponte ou capaço, para aumentar a produtividade e a qualidade das folhas, deixando-se de 22 a 24 folhas por planta. Com o desponte, as gemas axilares podem se desenvolver e isso é indesejável porque serão formados novos brotos laterais que

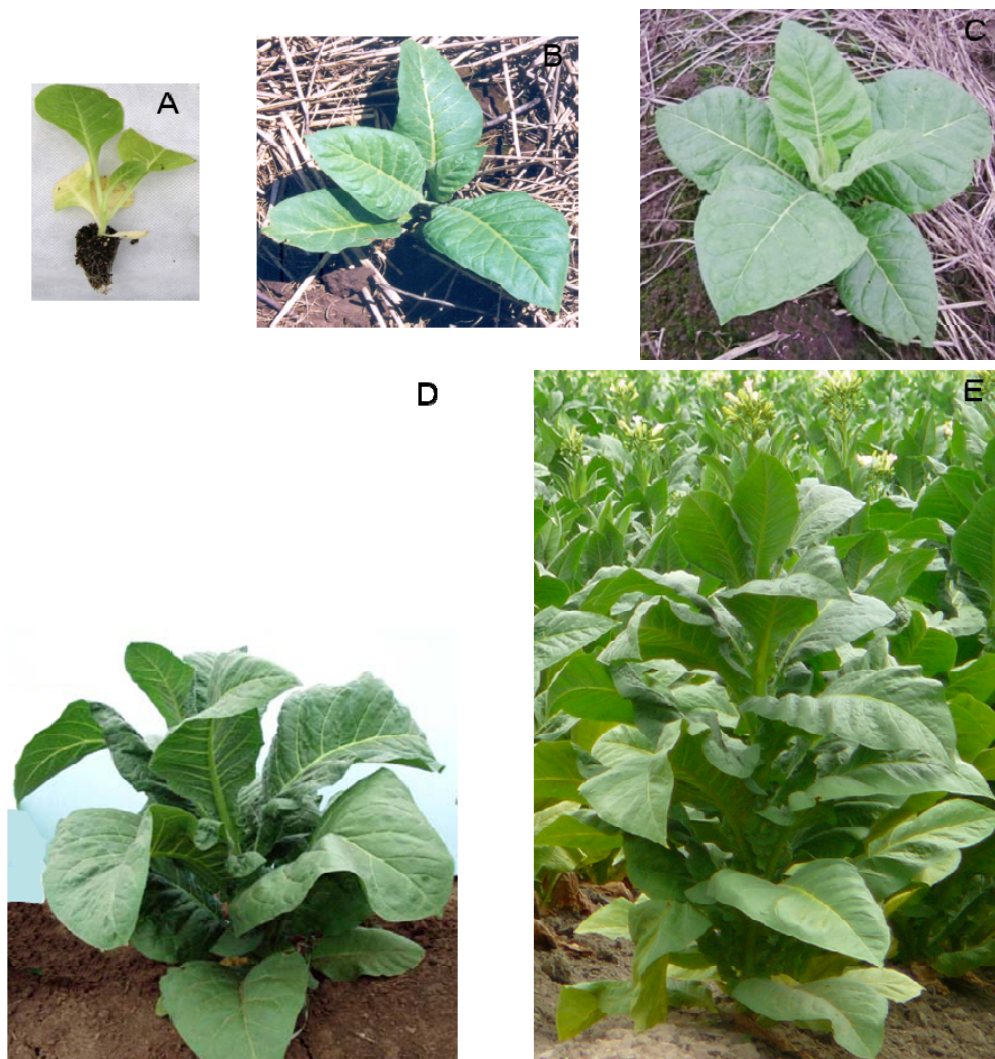


Figura 26. A) Muda de fumo pronta para o transplante, B e C) Plantas de fumo com folhas em desenvolvimento, D) Planta de fumo desenvolvendo folhas e alongando o caule, e E) Planta de fumo florescendo. Bredemeier, 2009 (A), Thomas, 1998 (B), Oliveira, 2010 (C), Coresta, 2009 (D) e Learnnc, 2007 (E).

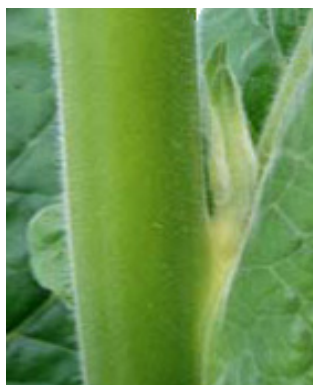


Figura 27. Gema axilar na inserção da folha com o caule da planta de fumo.

Thomas, 1988.

drenarão fotoassimilados e diminuirão a produtividade e a qualidade das folhas. Faz-se necessário inibir o desenvolvimento das gemas axilares com produtos químicos antibrotantes. Esses devem ser aplicados em no máximo 24 horas após o desponte, pois não inibem o desenvolvimento de brotos com mais de 2,5 cm de comprimento.

Em lavoura de fumo do grupo Virgínia (estufa) a colheita inicia em torno de 10 dias após o desponte. Ela é escalonada na planta e ocorre de baixo para cima, sendo colhidas de 2 a 4 folhas por passada (Figuras 28A e 28B). As folhas prontas para colheita apresentam coloração verde amarelada, destacam-se facilmente do caule, apresentam limbo rugoso e com diminuição da presença de pelos epidérmicos. Além disso, as nervuras e o talo (nervura central) tornam-se esbranquiçados.



Figura 28. A) Colheita de folhas de fumo do grupo Virginia, B) Plantas de fumo do grupo Virginia com as folhas baixeras já colhidas, e C) Colheita da planta de fumo do grupo Burley.

Kothe, 2009.

No fumo do grupo Burley (galpão) colhe-se toda a planta (Figura 28C) quando as folhas ficam amareladas, aproximadamente um mês após o desponte ou capaço.

2.b) Florescimento e formação da semente

O florescimento no fumo ocorre devido à soma térmica (Steinberg & Tso, 1958), sendo a fecundação autógama. Este processo é importante para a produção de sementes e para programas de melhoramento genético que buscam alto potencial de rendimento de folhas, resistência a moléstias, facilidade na colheita e na cura, e qualidade nas folhas (coloração, elasticidade, relação talo/lâmina, oleosidade, teor de nicotina e açúcares, entre outras características) (Santos, 2002).

A inflorescência tem origem no meristema apical do caule, torna-se visível entre as folhas apicais (Figura 29A), emerge entre essas folhas (Figura 29B), inicia o florescimento (uma flor com pétala aberta) (Figura 29C) e continua a abertura das flores (Figura 29D). Ocorre a fecundação e o desenvolvimento das cápsulas com as sementes (Figura 30A), com posterior maturação das cápsulas (coloração escura) (Figuras 30B e 30C).



Figura 29. Inflorescência da planta de fumo. A) Visível entre as folhas apicais, B) Emergindo entre as folhas apicais, C) No início do florescimento - primeira pétala aberta, e D) Com 70% das flores abertas.

Thomas, 1988.

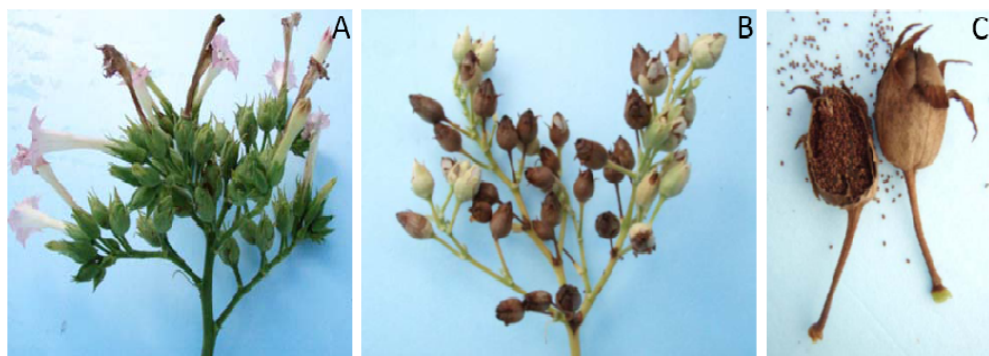


Figura 30. Inflorescência do fumo. A) Cápsulas e sementes em desenvolvimento, B) 80% das cápsulas com sementes maduras, e C) Cápsulas com sementes maduras.

Coresta, 2009.

Referências bibliográficas

CORESTA. 2009. **A Scale for coding growth stages in tobacco crops**. Guide N° 7, 15p. Disponível em: <http://www.coresta.org/Guides/Guide-No07-Growth-Stages_Feb09.pdf>. Acesso em: 23/06/2015.

GADOTTI, G.I.; BAUDET, L.; VILLELA, F.A. 2012. Several regulations in gravity table in quality of tobacco seeds. **Engenharia Agrícola**, v.32, p.361-368.

KOTHE, H.G. 2009. **Alliance One Brasil Exportadora de Tabacos Ltda**. Relatório de estágio curricular obrigatório supervisionado da Faculdade de Agronomia da Universidade Federal do Rio Grande do Sul. Porto Alegre. 45p.

LEARNNC. 2007. **Tobacco**. Disponível em: <<http://www.learnnc.org/lp/multimedia/8856>>. Acesso em: 01/07/2015.

OLIVEIRA, E. 2010. **Manejo cultural e melhoramento de tabaco (*Nicotiana tabacum* L.)**. Relatório de estágio curricular obrigatório Faculdade de Agronomia Eliseu Maciel (FAEM) da Universidade Federal de Pelotas (UFPel). 41p.

PEEK, D.R.; REED, T.D.; JOHNSON, C.S.; SEMTNER, P.J. WILKINSON, C.A. 2008. **2008 Burley tobacco production guide**. Virginia Cooperative Extension. Virginia State University. Publication 436-050. 114p.

REED, T.D.; PEEK, D.R.; JOHNSON, C.S.; SEMTNER, P.J. WILKINSON, C.A. 2012. **2012 Flue-cured tobacco production guide**. Virginia Cooperative Extension. Virginia State University. Publication 436-048. 140p.

SANTOS, M. 2002. **Caracterização fenotípica e molecular de genótipos de fumo utilizados no sul do Brasil**. Dissertação (Mestrado), Fitotecnia, Área de Concentração Plantas de Lavoura. Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre – RS, 131p.

STEINBERG, R.A.; TSO, T.C. 1958. Physiology of the tobacco plant. **Annual Review of Plant Physiology**, v.9, p.151-174.



Desenvolvimento da planta de cana-de-açúcar

André Luís Thomas*

A cana-de-açúcar (*Saccharum officinarum*) é utilizada como lavoura perene em pequenas propriedades onde a espécie é aproveitada na alimentação animal em períodos de escassez de forragens e na produção de melado, rapadura e cachaça. Entretanto, seu cultivo pelo setor sucroalcooleiro é considerado uma prática agrícola semiperene porque a produtividade de colmos diminui colheita após colheita, sendo necessária a renovação (reforma) do canavial após 5 ou 6 anos de cultivo (Borba & Bazzo, 2009; MAPA, 2012).

A planta de cana-de-açúcar apresenta reprodução sexuada, porém o estabelecimento de lavouras ocorre a partir de segmentos do colmo denominados “toletes” (Figura 31). O tolete é composto por nós e espaço entrenós. No nó (Figura 31B) estão presentes a gema (tecido meristemático), a zona radicular com primórdios radiculares, o anel de crescimento, a cicatriz da inserção da bainha da folha no colmo e a zona cerosa.

Entre as plantas de lavoura, a cana-de-açúcar apresenta o maior potencial produtivo de massa seca e energia por unidade de área em uma única colheita, com rendimentos de até 150 t/ha de colmos (Leal,

* Professor, Departamento de Plantas de Lavoura, Faculdade de Agronomia/UFRGS, Porto Alegre – RS. E-mail: thomaspl@ufrgs.br

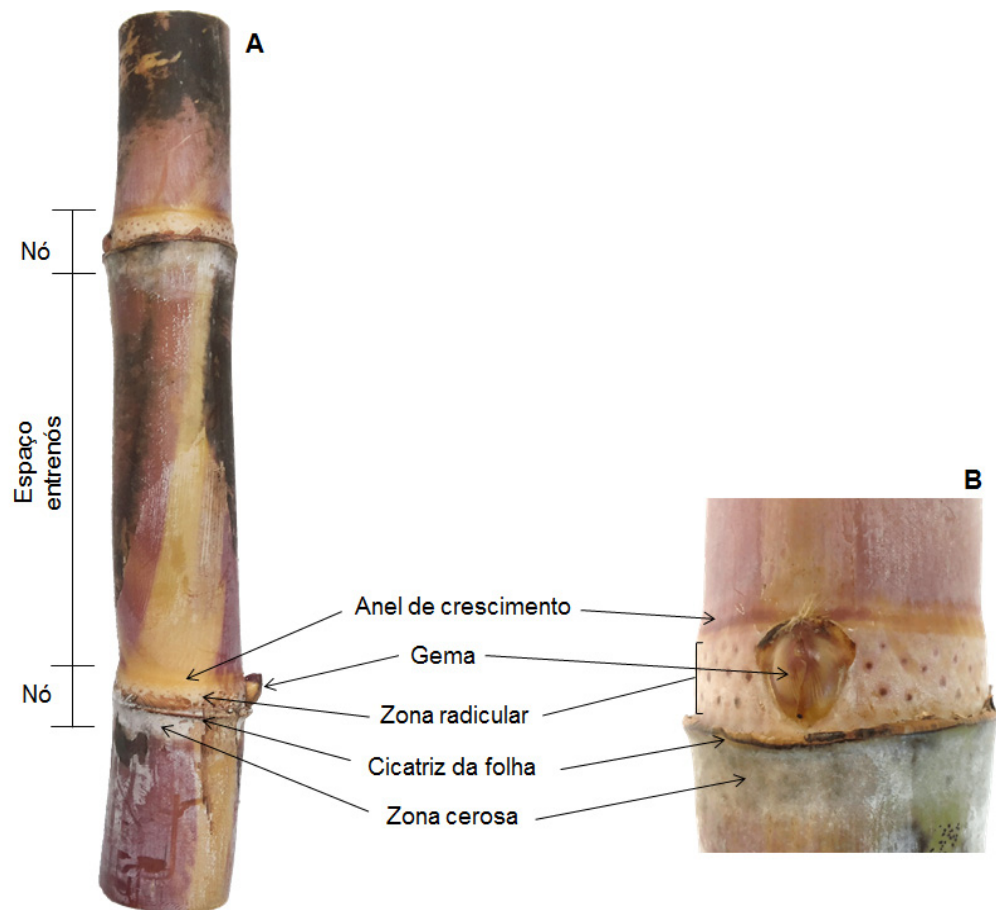


Figura 31. A) Tolete e B) Nó do tolete de cana-de-açúcar e suas partes.

Thomas, 2015.

2012; Silva et al., 2014). Entretanto, para que isso ocorra, é necessário que as exigências climáticas e nutricionais da cultura sejam atendidas durante seu ciclo de desenvolvimento, o qual inicia com a brotação do

tolete e emergência das brotações, com posterior perfilhamento, crescimento da parte aérea, florescimento e maturação dos colmos (Figura 32).

O plantio da cana-de-açúcar deve ser realizado com colmos livres de moléstias e pragas, uma vez que a lavoura só será renovada após 5 ou 6 anos. O plantio mais tradicional consiste no corte dos colmos no viveiro, distribuição dos mesmos nos sulcos, corte dos colmos em pedaços menores (toletes) dentro dos sulcos e cobertura dos toletes com solo.

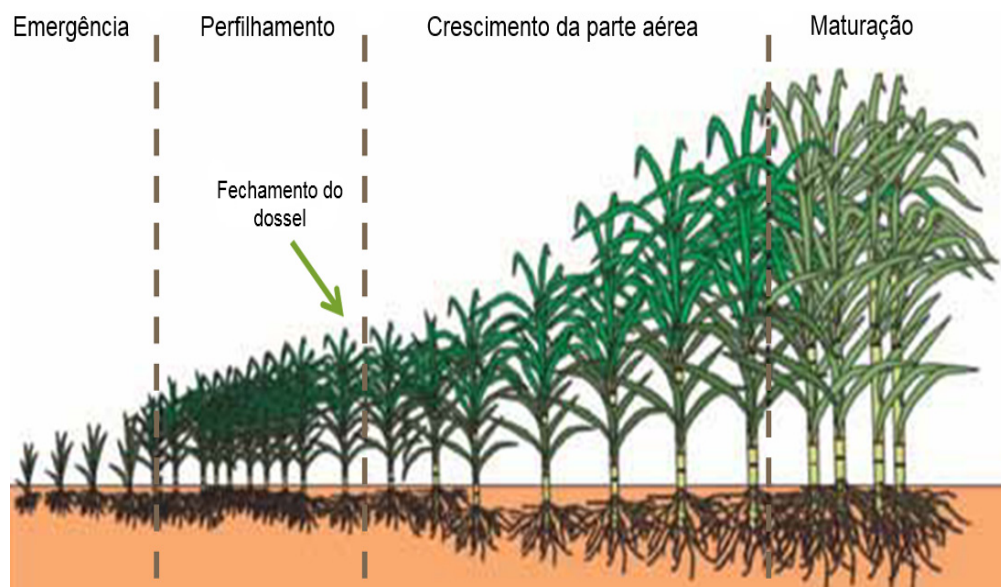


Figura 32. Estádios de desenvolvimento da cana-de-açúcar.

YARABRASIL, 2016.

O corte dos colmos em toletes é realizado para quebrar a dominância do meristema apical sobre as gemas laterais existentes nos colmos. A planta produz auxinas que se movem do ápice para a base, impedindo ou atrasando a brotação das gemas laterais, especialmente na base do colmo (Casagrande, 1991; Aude, 1993). O corte é feito para que ocorra maior uniformidade na brotação das gemas, resultando no estabelecimento mais rápido e uniforme da lavoura. Entretanto, essa prática nem sempre proporciona aumento no rendimento de colmos por área no primeiro corte (cana planta) e não tem efeito sobre o rendimento dos demais cortes (rebrote ou cana soca) (Marchiori, 2004).

1. Desenvolvimento da planta

A cana-de-açúcar é uma espécie que apresenta metabolismo de incorporação de CO₂ do tipo C4, onde a máxima eficiência fotossintética ocorre com grande disponibilidade de radiação solar, umidade no solo e temperaturas do ar elevadas.

O desenvolvimento vegetativo é favorecido por temperaturas do ar entre 25°C e 35°C. Já a maturação (acúmulo de sacarose no colmo) ocorre com temperaturas inferiores a 18-20°C e/ou com deficiência hídrica prolongada. Temperaturas menores que 0°C provocam o congelamento de partes menos protegidas como folhas novas e gemas laterais do colmo, podendo levar a planta à morte (Casagrande, 1991).

1.a) Brotação do tolete e emergência das brotações

A brotação dos toletes inicia 7 a 10 dias após o plantio, com o desenvolvimento de raízes a partir das pontuações radiculares existentes na zona radicular do nó (Figura 33A), formando as raízes do tolete ou de fixação. Posteriormente, ocorre brotação das gemas (Figura 33B e 34A) com a emergência dos brotos (Figura 34B). Os brotos originam os colmos principais com suas folhas. Cada broto desenvolve suas próprias raízes (Figura 35) que são denominadas de “raízes do perfilho” ou “adventícias permanentes”.

A emergência das brotações ocorre de 20 a 30 dias após o plantio e depende de vários fatores como variedade, temperatura e umidade do solo, profundidade de plantio, presença da bainha da folha protegendo a gema do contato com o solo e posição da gema ao longo do colmo. Durante esse período, a planta se desenvolve utilizando as reservas de energia (açúcares) e nutrientes existentes no tolete, bem como da água e nutrientes absorvidos pelas raízes.

A temperatura do solo mais favorável à brotação dos toletes fica entre 27°C e 33°C. Enquanto temperaturas inferiores a 20°C e superiores a 35°C prejudicam a brotação e a emergência da cana-de-açúcar (Casagrande, 1991; Aude, 1993).

1.b) Perfilhamento

Os colmos principais, desenvolvidos a partir das gemas do tolete, além de raízes, desenvolvem rizomas (caules subterrâneos, espessa-



Figura 33. Brotação do tolete de cana-de-açúcar. A) Desenvolvimento das raízes de fixação a partir das pontuações radiculares, e B) Desenvolvimento de brotos a partir de gemas.

Thomas, 2015.



Figura 34. A) Desenvolvimento das raízes do tolete de cana-de-açúcar e brotação das gemas, e B) Emergência dos brotos e formação do sistema radicular do tolete.

Thomas, 2015.



Figura 35. Início do desenvolvimento de raízes do broto (colmo principal) de cana-de-açúcar.

Thomas, 2015.

dos, ricos em reservas, providos de nós e entrenós e de crescimento horizontal) (Ohashi, 2014). As gemas subterrâneas dos rizomas dão origem a novos colmos (Figura 36) denominados perfilhos primários. Os perfilhos primários podem originar perfilhos secundários e assim sucessivamente.

Cada perfilho desenvolve seu sistema radicular e parte aérea (colmo e folhas), funcionando como uma planta independente e compe-



Figura 36. Perfilamento da cana-de-açúcar a partir de gemas subterrâneas dos colmos principais.

Thomas, 2015.

tindo com os colmos principais e demais perfilhos pelos fatores do ambiente. O perfilamento determinará o número de colmos por área, sendo este um importante componente do rendimento de colmos da cultura. Por isso, é desejável que o desenvolvimento dos perfilhos seja o mais abundante e uniforme possível.

O perfilamento inicia ao redor de um mês após a emergência, atingindo o ápice cerca de 2 a 4 meses após. A intensidade do

perfilhamento depende de fatores como variedade, temperatura (entre 26°C e 30°C é o ideal), radiação solar, fertilidade do solo, disponibilidade hídrica, densidade de plantio e competição com plantas daninhas. O perfilhamento leva a planta a formar uma moita ou touceira (Figura 37) (Casagrande, 1991; Silva et al., 2010).

Após o perfilhamento, inicia a fase de crescimento mais acentuado da parte aérea (Figura 32).

1.c) Crescimento da parte aérea (colmos e folhas)

No crescimento da parte aérea ocorre intensa divisão, diferenciação e alongamento celular, com aumento exponencial na massa seca da parte aérea e raízes da planta (Aude, 1993). No colmo ocorre a formação de nós, alongação dos espaços entrenós e o desenvolvimento das folhas (Figura 38).

A disponibilidade de água, nutrientes e radiação solar são essenciais para o alongamento dos perfilhos, desenvolvimento das folhas e crescimento dos colmos. Temperaturas do ar entre 25°C e 35°C favorecem o crescimento vegetativo da cultura.

O índice de área foliar aumenta rapidamente do 3º ao 6º mês de desenvolvimento, prenunciando alta produção de fotoassimilados e início do acúmulo de sacarose (Casagrande, 1991). Durante o crescimento, o teor de sacarose é maior nos espaços entrenós basais e menor nos apicais.



Figura 37. Touceira de cana-de-açúcar formada por colmos principais e perfilhos.

Thomas, 2015.



Figura 38. Crescimento da parte aérea da cana-de-açúcar.

Thomas, 2015.

A medida que a cultura se desenvolve, o sistema radicular do tolete vai perdendo sua função e a cana planta passa a depender exclusivamente das raízes dos perfilhos (Cury, 2013).

O sistema radicular da cana planta explora mais intensamente as camadas superficiais do solo, sendo que 60% delas encontram-se nos primeiros 20 a 30 cm de profundidade e aproximadamente 85% até 50 cm, havendo pequenas variações nessa porcentagem em função de cultivares (Vasconcellos & Garcia, 2005; Ohashi, 2014).

1.d) Florescimento

O florescimento é um processo natural e indispensável para a sobrevivência da espécie. Entretanto, ele é indesejável em lavouras comerciais, uma vez que o desenvolvimento da inflorescência (panícula) (Figura 39) reduz o teor de sacarose nos colmos.

O florescimento ocorre quando a planta atinge uma maturação relativa de desenvolvimento (Silva et al., 2010). Esse processo é controlado por uma interação de fatores, envolvendo, principalmente, o fotoperíodo (de 12,5 horas e pelo menos 10 dias ininterruptos é favorável), a temperatura do ar (entre 18°C e 32°C induz), a umidade (a seca reduz ou inibe a ocorrência), a radiação solar e a fertilidade do solo. A interação entre esses fatores pode aumentar, manter ou prevenir a transformação do ápice da cana-de-açúcar de crescimento vegetativo para reprodutivo (Araldi et al., 2010; CTC, 2015).



Figura 39. Florescimento da cana-de-açúcar.

Rulkens, 2010.

Além do uso de variedades com baixa tendência ao florescimento, algumas práticas de manejo podem ser adotadas para controlar o fenômeno, como por exemplo, a utilização de inibidores de florescimento. Em um ano onde o suprimento de água antes do período da indução é elevado e as temperaturas ficam dentro da faixa adequada, a aplicação do inibidor torna-se necessária (CTC, 2015).

1.e) Maturação dos colmos

A ocorrência de temperaturas do ar inferiores a 18-20°C e/ou a deficiência hídrica prolongada paralisam o desenvolvimento vegetativo da cana-de-açúcar. Como as folhas continuam realizando fotossíntese, os fotoassimilados são direcionados ao acúmulo de sacarose nos colmos.

Durante a maturação (Figura 40), a cana-de-açúcar armazena sacarose da base para o ápice do colmo. No início, o terço basal do colmo mostra teor mais elevado de açúcar do que o terço médio, e este maior do que o terço apical. À medida que a maturação progride, o teor de sacarose tende a se igualar nas diversas partes do colmo, quando o ápice apresenta composição similar ao da base (Galdiano, 2008).

A maturação da cana-de-açúcar pode ser induzida pela aplicação de maturadores. Estes são compostos químicos capazes de modificar a morfologia e a fisiologia vegetal, com a propriedade de paralisar e/ou atrasar o desenvolvimento vegetativo da planta, induzindo a transloca-



Figura 40. Cana-de-açúcar em maturação.

Thomas, 2015.

ção e o armazenamento dos açúcares, principalmente sacarose, nos colmos.

O emprego de maturadores químicos serve como ferramenta no cultivo de cana-de-açúcar, promovendo melhorias na qualidade da matéria-prima, otimizando resultados agroindustriais/econômicos e auxiliando no planejamento da safra (Roberto, 2015).

Normalmente, a maturação da cana-de-açúcar cultivada em pequenas propriedades é determinada empiricamente por aspectos da planta, tais como coloração do colmo e das folhas e/ou época do ano (ocorrência de frio e/ou seca). Já em grandes lavouras, a análise da maturação dos colmos inicia pela análise do grau Brix (% de sólidos solúveis presentes no caldo, do qual a sacarose faz parte). O grau Brix (°Brix) é determinado pelo refratômetro de campo e fornece um indicativo do índice de maturação dos colmos. Entretanto, análises laboratoriais complementares, como do teor de sacarose aparente (Pol), pureza (relação Pol/°Brix), açúcares redutores totais (glicose e frutose) e açúcar total recuperável (ATR), são necessárias para determinar a maturação da lavoura e sua liberação para colheita, sendo que cada cultivar tem seus padrões (Stupiello, 1987; Galdiano, 2008).

A colheita da cana-de-açúcar ocorre de 8 a 10 meses após o plantio.

2. Rebrote (cana soca ou soqueira)

O corte dos colmos para colheita deve ser rente ao solo para maximizar o rendimento de açúcar e proporcionar que o rebrote da lavoura ocorra a partir de gemas subterrâneas dos rizomas (caules subterrâneos) presentes no sistema radicular (Figura 41A). Caso o corte não ocorra rente ao solo, a brotação ocorrerá nas gemas basais do colmo que se encontram acima da superfície do solo, facilitando o acamamento de colmos e diminuindo a produtividade e longevidade do canavial.

O rebrote da cana-de-açúcar ocorre quando o fator ambiental limitante (frio e/ou seca) que induz a maturação é superado. As fases de desenvolvimento na cana soca são as mesmas da cana planta, porém a velocidade de desenvolvimento da lavoura da brotação-emergência até o fechamento do dossel é mais rápida, porque já existe um sistema radicular estabelecido (Figura 41B).

Após o corte da cana planta, o sistema radicular antigo mantém-se em atividade por algum tempo, período em que é substituído pelas raízes dos novos perfilhos da soqueira, sendo esse processo lento e gradual. As raízes da soqueira são mais superficiais do que as da cana planta pelo fato dos perfilhos das soqueiras brotarem mais próximo da superfície do solo do que os da cana planta. Pelo mesmo fato, quanto maior o número de cortes, mais superficial torna-se o sistema radicular das soqueiras (Vasconcelos & Garcia, 2005; Cury, 2013).



Figura 41. A) Rebrote da cana-de-açúcar a partir de gemas subterrâneas e B) Sistema radicular da soqueira.

Thomas, 2015.

Referências bibliográficas

ARALDI, R; SILVA, F.M.L.S.; ONO, E.O.; RODRIGUES, J.D. 2010. Florescimento da cana-de-açúcar. **Ciência Rural**, v.40. p.694-702.

AUDE, M.I.S. 1993. Estádios de desenvolvimento da cana-de-açúcar e suas relações com a produtividade. **Ciência Rural**, v.23, p.241-248.

BORBA, M.M.Z.; BAZZO, A.M. 2009. **Estudo econômico do ciclo produtivo da cana-de-açúcar para reforma de canavial, em área de fornecedor no estado de São Paulo**. Disponível em: <<http://www.sober.org.br/palestra/13/1169.pdf>>. Acesso em: 18/04/2016.

CASAGRANDE, A.A. 1991. **Tópicos de morfologia e fisiologia da cana-se-açúcar**. Jaboticabal: FUNEP. 157p.

CTC (Centro de Tecnologia Canavieira). 2015. **Florescimento**. Boletim Técnico nº07, Julho 2015. 12p.

CURY, T.N. 2013. **Biomassa radicular da cultura cana-de-açúcar em sistema convencional e plantio direto com e sem calcário**. Dissertação (Mestrado) Agricultura Tropical e Subtropical – Instituto Agronômico. Campinas. 110p.

GALDIANO, L.C. 2008. **Qualidade da cana-de-açúcar (*Saccharum spp.*) submetida à aplicação de maturadores químicos em final de safra**. Dissertação (Mestrado) Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias – Unesp, Campus de Jaboticabal. Jaboticabal. 45p.

LEAL, D.P.V. 2012. **Evapotranspiração da cana-de-açúcar e fotossíntese acumulada em biomassa e energia, para diferentes variedades, disponibilidades hídricas no solo e ciclos de cultivo**. Dissertação (Mestrado) Escola Superior de Agricultura, “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo, Piracicaba. 137p.

MAPA. 2012. **Evolução da produtividade da cana-de-açúcar por corte**. Disponível em: <http://www.agricultura.gov.br/arq_editor/file/Desenvolvimento_Sustentavel/Agroenergia/estatisticas/producao/SETE_MBRO_2012/evolucao%20podutividade%20cana.pdf>. Acesso em: 18/04/2016.

MARCHIORI, L.F.S. 2004. **Influência da época de plantio e corte na produtividade de cana-de-açúcar**. Tese (Doutorado) - Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz", Universidade de São Paulo. Piracicaba. 273p.

OHASHI, A.Y.P. 2014. **Crescimento e distribuição do sistema radicular de cultivares de cana-de-açúcar fertirrigadas por gotejamento subsuperficial**. Dissertação (Mestrado) em Agricultura Tropical e Subtropical – Instituto Agronômico. Campinas. 54p.

ROBERTO, G.G. 2015. **Fisiologia da maturação de cana-de-açúcar (*saccharum* spp): sinalização e controle do metabolismo de produção e armazenamento de sacarose**. Tese (Doutorado) em Agricultura Tropical e Subtropical, Área de Concentração em Tecnologia da Produção Agrícola. Campinas. 52p.

RULKENS, T. 2010. **Flowering thick-stemmed sugar cane (*Saccharum officinarum*)**. Disponível em: < https://en.wikipedia.org/wiki/Saccharum_officinarum>. Acesso em: 18/04/2016.

SILVA, M.A.; ARANTES, M.T.; RHEIN, A.F.F.; GLAUBER J. C. GAVA, G.J.C.; KOLLN, O.T. 2014. Potencial produtivo da cana-de-açúcar sob irrigação por gotejamento em função de variedades e ciclos. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, v.18, p.241-249.

SILVA, M.A.; SANTOS, C.M.; ARANTES, M.T.; PINCELLI, R.P. 2010. Fenologia da cana-de-açúcar. In: **Tópicos em ecofisiologia da cana-de-açúcar**. CRUSCIOL, C.A.C et al. (Eds.). Botucatu: FEPAF. p.8-21.

STUPIELLO, J.P. 1987. A cana-de-açúcar como matéria prima. In: **Cana-de-açúcar: cultivo e utilização**. 2º volume. PARANHOS, S.B. (Coord.). Campinas: Fundação Cargill. p.761-804.

VASCONCELOS, A.C.M; GARCIA, J.C. 2005. Desenvolvimento radicular da cana-de-açúcar. In: **Cana-de-açúcar: ambientes de produção**. Informações Agronômicas nº 110. Potafos. p.1-5.

YARABRASIL. 2016. **Princípios Agronômicos da Cana-de-Açúcar**. Disponível em: <<http://www.yarabrasil.com.br/nutricao-plantas/culturas/cana-de-acucar/fatores-chave/principios-agronomicos/>>. Acesso em: 05/05/2016.

Agradecimentos

Agradecimentos aos técnicos Adroaldo Voltaire de Paula e José Ferreira da Silva, pela colaboração na condução dos talhões experimentais com as culturas da mandioca e da cana-de-açúcar.