

GREGORI DA ENCARNAÇÃO FERRÃO
EDMILSON IGOR BERNARDO ALMEIDA
ISABELA CRISTINA GOMES PIRES
RAISSA RACHEL SALUSTRIANO DA SILVA-MATOS

FISIOLOGIA VEGETAL

MANUAL DE AULAS PRÁTICAS



EDUFMA

Organizadores

Gregori da Encarnação Ferrão

Edmilson Igor Bernardo Almeida

Isabela Cristina Gomes Pires

Raissa Rachel Salustriano da Silva-Matos

FISIOLOGIA VEGETAL

MANUAL DE AULAS PRÁTICAS

São Luís



EDUFMA

2021

Copyright © 2021 by EDUFMA

UNIVERSIDADE FEDERAL DO MARANHÃO

Prof. Dr. Natalino Salgado Filho
Reitor
Prof. Dr. Marcos Fábio Belo Matos
Vice-Reitor

EDITORA DA UNIVERSIDADE FEDERAL DO MARANHÃO

Prof. Dr. Sanatiel de Jesus Pereira
Diretor

CONSELHO EDITORIAL

Prof. Dr. Luís Henrique Serra
Prof. Dr. Elídio Armando Exposto Guarçoni
Prof. Dr. André da Silva Freires
Prof. Dr. Jadir Machado Lessa
Prof^a. Dra. Diana Rocha da Silva
Prof^a. Dra. Gisélia Brito dos Santos
Prof. Dr. Marcus Túlio Borowiski Lavarda
Prof. Dr. Marcos Nicolau Santos da Silva
Prof. Dr. Márcio James Soares Guimarães
Prof^a. Dra. Rosane Cláudia Rodrigues
Prof. Dr. João Batista Garcia
Prof. Dr. Flávio Luiz de Castro Freitas
Bibliotecária Suênia Oliveira Mendes
Prof. Dr. José Ribamar Ferreira Junior

Revisão gramatical

Jordânio Inácio Marques

Projeto Gráfico e Capa

Tiago Vieira da Costa

Fisiologia vegetal: manual de aulas práticas./ Organizadores: Gregori da Encarnação Ferrão
...[et al.].— São Luís, EDUFMA, 2021.

134 p.:il.

ISBN 978-65-89823-09-4

1. Fisiologia vegetal. 2 Ciências Agrárias. I. Almeida, Edmilson Igor Bernardo. II. Pires, Isabela Cristina Gomes. III. Silva-Matos, Raissa Rachel Salustriano da.

CDD 571

CDU 581.1

AGRADECIMENTOS

Primeiramente nossa gratidão a Deus por tudo que ele tem feito e por mais esta etapa concluída na nossa trajetória acadêmica. Agradecemos a Universidade Federal do Maranhão – UFMA por sempre preocupar-se com a formação de seus estudantes. Também gostaríamos de agradecer em especial ao professor Dr. Gregori da Encarnação Ferrão por além de ser um grande orientador é um amigo e conselheiro na vida acadêmica e profissional, nossa gratidão ainda é maior por ele ser o responsável pela idealização deste projeto intitulado “*Aprimoramento do processo de ensino-aprendizagem na disciplina de Fisiologia Vegetal: O bolsista como agente ativo do processo de teorização, investigação e intervenção no plano de ensino da disciplina*”, o qual foi concedido por meio da bolsa do Programa Foco Acadêmico (Edital PROAES n° 13/2019), à discente do curso de Agronomia Nayara Moraes Silva.

Este projeto teve o intuito de contribuir na formação acadêmica dos estudantes da UFMA e de outras instituições de ensino superior que vierem a utilizar como referência bibliográfica. Gostaríamos de deixar registrado aqui, nossa enorme gratidão a todos os professores e colaboradores, das diversas instituições de ensino superior que colaboraram de forma direta e indireta, da concepção à concretização, desta obra intitulada “**Fisiologia Vegetal – MANUAL DE AULAS PRÁTICAS**”. A todos vocês nossa eterna gratidão. Nossa gratidão também se estende aos monitores não bolsistas da disciplina de Fisiologia Vegetal, ministrada aos cursos de Agronomia, Biologia e Zootecnia do CCAA/UFMA, que se empenharam ao máximo para que o conteúdo aqui disponível fosse desenvolvido. Isto implica enfatizar que todos os discentes absortos neste projeto, ao longo de sua implementação, condução e conclusão, aqui apresentada, desenvolveram não apenas habilidades de busca, seleção e implementação, mas sim, avaliação crítica do processo de ensino-aprendizagem de forma holística e interdisciplinar, buscando com o engajamento individual junto ao grupo tornarem-se agentes ativos no seu processo de construção e transmissão do saber. Desta forma, didaticamente, estes estudantes possibilitaram desenvolver material de fácil compreensão e didático a ser base aos que seguem este desafio de compreender os processos que transcorrem durante o desenvolvimento fisiológico das plantas.

PREFÁCIO

Compreender e descrever o funcionamento dos vegetais é uma condição *sine qua non* para sobrevivência da sociedade moderna que consome em escala geométrica os alimentos produzidos em ritmo aritmético. Além de alimentos, os consumidores de nossa complexa teia alimentar buscam, também, na Fisiologia Vegetal soluções farmacológicas, climatológicas, dentre outras. As plantas produzem uma multiplicidade de compostos químicos, muitos ainda desconhecidos pela ciência, e que podem conter a solução para a maioria dos problemas de saúde pública. Nesse sentido, a Fisiologia Vegetal ganha relevância e jurisprudência para ser abordada inclusive nas áreas de formação mais distantes das ciências naturais, onde esses temas já têm sido frequentemente estudados. A prerrogativa de tratar os temas fisiológicos em nível aprofundado e apropriado para atender as demandas de nossa sociedade é de: estudantes, pesquisadores e professores da área de ciências naturais e da educação. Nesse manual o aspecto didático foi trabalhado com muita sensibilidade, permitindo que esse material seja facilmente utilizado por alunos da educação básica ao ensino superior. O presente manual permitirá o leitor imergir com muita facilidade nos ambientes e mecanismos de absorção e transporte de água, síntese e transporte de carboidratos, germinação de sementes, dentre outros, pois contém elementos didáticos que permitem ao leitor visualizar as manifestações bioquímicas e físicas desses eventos, assim como os ambientes onde esses eventos ocorrem. As atividades práticas protocolizadas no manual consolidam a percepção destes cenários, são carregadas de instruções que permitem aplicá-las tanto aos alunos da educação básica quanto aos alunos da graduação, sobretudo nos cursos ligados à produção vegetal.

A possibilidade de utilização desse material na educação básica mostra a preocupação dos autores em fomentar uma produção que atende à demanda da graduação, mas que pode suplementar com muita eficiência os temas relacionados à Fisiologia Vegetal ainda no ambiente da educação básica. Sendo assim uma excelente ferramenta de trabalho para os professores de Biologia e de Ciências.

Prof. Edison Fernandes da Silva

CCAA/UFMA



BIOGRAFIA DOS AUTORES



Adriana Lugaresi: Formada em Agronomia pela Universidade Federal da Fronteira Sul (UFFS). Atualmente é mestranda em Produção Vegetal pela Universidade do Estado de Santa Catarina (UDESC). Possui interesse nas áreas de Fisiologia Vegetal e Pós-colheita de Frutas.



Adriene Benassuli Viana: Acadêmica do curso bacharelado em Zootecnia da Universidade Federal do Maranhão – UFMA, Centro de Ciências Agrárias e Ambientais – CCAA. Integrou o Grupo de Estudo em Pecuária Leiteira – GadLeite – CCAA, desenvolvendo manejos diários nos setores de ordenha, pastagem e cana-de-açúcar, além do auxílio em atividades de pesquisa no laboratório e campo. Exerceu monitoria na disciplina de Fisiologia Vegetal – CCAA, auxiliando na aplicação de aulas práticas, além de ministrar palestras para alunos da educação básica. Atualmente participa de pesquisa com ensilagem de cana-de-açúcar.



Andrya Suzanny Bezerra: Graduada em Ciências Biológicas pela Universidade Federal do Maranhão – UFMA, Centro de Ciências Agrárias e Ambientais – CCAA. Participou como bolsista no Programa de Assistência Estudantil na Modalidade Permanência Acadêmica do projeto de Pesquisa intitulado: da bacia do alto Rio Munim, no cerrado do leste maranhense. Também exerceu atividades de monitoria na disciplina de Prática Pedagógica em Zoologia, auxiliando no planejamento e preparação de material biológico para aulas práticas. Participou do Laboratório de Fisiologia Vegetal, exercendo atividades de monitoria, auxiliando no preparo de aulas práticas, como também ministrando palestras para alunos da educação básica. Atualmente participa como professora voluntária no Programa Educação Integral em escola pública da rede municipal de ensino.



Angélica Schmitz Heinzen: Formada em Agronomia, é mestre e doutoranda em Produção Vegetal pela Universidade do Estado de Santa Catarina (UDESC). Possui interesse nas áreas de Fitotecnia e Fisiologia Pós-colheita de frutas.



Dr. Cassandro Vidal Talamini do Amarante: Possui Graduação em Engenharia Agrônômica (Universidade Federal de Pelotas/1986), Mestrado em Fisiologia Vegetal (Universidade Federal de Viçosa/1990), PhD em Fisiologia e Tecnologia Pós-Colheita (Massey University/Nova Zelândia/1998) e Pós-Doutorado em Biologia e Tecnologia Pós-Colheita (University of California – Davis/EUA/2009). É Professor Titular da Universidade do Estado de Santa Catarina (UDESC) desde março de 1990 e Assessor Científico de diversos periódicos Nacionais e Internacionais. É Bolsista de Produtividade em Pesquisa do CNPq desde março de 2001, tendo publicado mais de 200 artigos científicos em periódicos Nacionais e Internacionais. É professor junto aos Programas de Pós-Graduação em Produção Vegetal (Mestrado e Doutorado) e Ciência e Tecnologia de Alimentos (Mestrado) da UDESC. É líder do Grupo de Pesquisa “Biologia e Tecnologia Pós-Colheita” do CNPq/UDESC, e coordenador de vários projetos de pesquisa aprovados por instituições nacionais de fomento (FINEP, CNPq, CAPES e FAPESC).



Cristhian Leonardo Fenili: Mestre e doutorando em Produção Vegetal pela Universidade do Estado de Santa Catarina (UDESC). Eng. Agrônomo, possui especialização em manejo de macieiras e pereiras pelo Instituto Federal de Santa Catarina (IFSC). Possui interesse nas áreas de Fitotecnia e Fisiologia Pós-colheita de frutas.



Dr. Cristiano André Steffens: Possui graduação em Agronomia e é doutor em Agronomia/Produção Vegetal pela Universidade Federal de Santa Maria. Atua na área de Fisiologia Vegetal e Fisiologia e Tecnologia Pós-Colheita. Atualmente é Professor Titular do Centro de Ciências Agroveterinárias da Universidade do Estado de Santa Catarina (UDESC), líder do grupo de pesquisa Biologia e Tecnologia Pós-Colheita da UDESC, coordenador do Laboratório de Pesquisa em Fisiologia Vegetal e Pós-Colheita do CAV/UDESC, membro do Núcleo docente estruturante do curso de Agronomia da UDESC, coordenador de projetos institucionais FINEP/CT-INFRA, e orientador de mestrado e doutorado nos Programas de Pós-Graduação em Produção Vegetal e de Ciência e Tecnologia de Alimentos. De 2010 a 2014 foi Diretor de Pesquisa e Pós-Graduação do Centro de Ciências Agroveterinárias da UDESC e Editor-chefe da Revista de Ciências Agroveterinárias. Participou de Conselhos Universitários Superiores da UDESC (CONCECAV, CONSAD e CONSEPE), de Comitês de Pesquisa e Pós-Graduação e do Comitê PIBIC da UDESC.



Dr. Edison Fernandes da Silva: Possui Graduação em Ciências Biológicas pela Universidade Federal do Maranhão – UFMA, Mestrado em Agronomia (Solos e Nutrição de Plantas) pela Universidade Federal do Ceará – UFC, com doutorado em Solos pela Universidade Estadual Paulista Júlio de Mesquita Filho – UNESP. Atualmente é Professor Adjunto do Curso de Ciências Biológicas na Universidade Federal do Maranhão, atua na área de Biologia do Solo, com ênfase em ecologia de formigas edáficas e na área de educação trabalha com apropriação de conceitos científicos.



Dr. Edmilson Igor Bernardo Almeida: Graduação em Agronomia pela Universidade Federal da Paraíba (UFPB), Mestrado e Doutorado em Agronomia (Fitotecnia) pela Universidade Federal do Ceará (UFC), Pós-Doutorado pela Embrapa Roraima/UFRR. Atua na área de Fitotecnia, com enfoque em fisiologia e perdas pós-colheita, manejo de plantas daninhas, ecofisiologia vegetal, nutrição mineral e propagação de plantas. É Professor Adjunto C do Curso de Agronomia do Centro de Ciências Agrárias e Ambientais (CCAA), Universidade Federal do Maranhão (UFMA), onde ministra as disciplinas de Biologia e Controle de Plantas Invasoras, Deontologia e Receituário Agrônomo, Olericultura e Pós-colheita da Produção Agrícola. É membro permanente do Programa de Pós-Graduação em Ciências Ambientais (Mestrado), CCAA, UFMA, no qual ministra as disciplinas de Estatística (obrigatória) e Ecofisiologia Vegetal (optativa). É idealizador e Coordenador do Núcleo de Estudos e Pesquisas em Fitotecnia (NEPF).



Dr. Francisco Fujita de Castro Mello: Engenheiro Agrônomo graduado pela Faculdade de Ciências Agrônomicas – UNESP (2004), Mestre em Agronomia, área de concentração em Solos e Nutrição de Plantas, pela Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz” – USP (2007) e Doutor em Ciências, área de concentração Química na Agricultura e no Ambiente, pelo Centro de Energia Nuclear na Agricultura - USP. Atuou como Research Fellow in Sustainability Sciences na John F. Kennedy School of Government da Universidade de Harvard e passou por importantes posições na CNA – Confederação da Agricultura e Pecuária do Brasil, Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento e Ministério do Desenvolvimento Social. Atualmente é responsável pelo Centro de Gestão do Conhecimento e Cooperação Horizontal do IICA - Instituto Interamericano de Cooperação para a Agricultura.



Dr. Gregori da Encarnação Ferrão: Possui graduação em Agronomia pela Universidade Federal de Santa Maria, mestrado em Fisiologia e Bioquímica de Plantas pela Escola Superior de Agricultura 'Luiz de Queiroz'/USP e doutorado pelo Programa de Pós Graduação em Ciências no Centro de Energia Nuclear na Agricultura/USP. Lotado desde 2013 na Coordenação do Curso de Agronomia, coordenou o curso de Agronomia de 04/2016 a 04/2018. Atualmente é Professor Adjunto IV, Coordenador de Estágio Obrigatório e não Obrigatório do curso de Agronomia do Centro de Ciências Agrárias e Ambientais da Universidade Federal do Maranhão e Conselheiro na Câmara Especializada de Agronomia (CREA-MA). Tem experiência na área de Agronomia, com ênfase em Nutrição Mineral de Plantas, Solos e Fisiologia Vegetal.



Doutoranda Isabela Cristina Gomes Pires: Bacharela em Gestão Ambiental pela Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz da Universidade São Paulo, especialista em Direito Ambiental pela Universidade Internacional de Curitiba, mestre e doutoranda em Ciências pelo Centro de Energia Nuclear na Agricultura área de Gestão Ambiental com ênfase em Gestão de resíduos sólidos, resíduos orgânicos, matéria orgânica, ferramentas de administração e economia, sustentabilidade agropecuária.



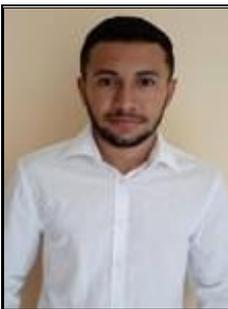
Dr.ª Janaína Marques Mondego: Engenheira Agrônoma, formada pela Universidade Estadual do Maranhão, Mestre em Agronomia – Produção Vegetal pela FCAV/UNESP, *campus* Jaboticabal e Doutora em Agronomia pelo Programa de Pós-Graduação da Universidade Federal da Paraíba – UFPB. Atualmente é pós-doutoranda (PNPD/CAPES) pelo Programa de Pós-Graduação em Agroecologia da Universidade Estadual do Maranhão - UEMA. Tem experiência na área de Agronomia, com ênfase em Manejo Integrado de Pragas, atuando nos seguintes temas: Variabilidade Genética, Indução de resistência a insetos com elicitores, resistência de plantas a insetos, Controle alternativo de pragas e Controle Biológico.



Jaine Costa de Araújo: Possui graduação em Ciências Biológicas pela Universidade Federal do Maranhão – UFMA, Centro de Ciências Agrárias e Ambientais – CCAA. Foi bolsista do Programa Institucional de Bolsas de Iniciação à Docência (PIBID) desenvolvendo atividades de Experimentoteca e Educação Ambiental participou do Programa Residência Pedagógica, como bolsista, realizando atividades de licenciatura no ensino de biologia. Participou do Laboratório de Fisiologia Vegetal, exercendo atividades de monitoria, auxiliando no preparo de aulas práticas, como também ministrando palestras para alunos da educação básica.



Dr. Jordânio Inácio Marques: Graduação em Engenharia Agrícola (2014) pela Universidade Federal de Campina Grande (UFCG), com Mestrado (2016) e Doutorado (2019) em Engenharia Agrícola na área de concentração em Construções Rurais e Ambientância, também pela UFCG, onde desenvolveu pesquisas básicas e aplicadas, envolvendo avaliação e modelagem matemática de sistemas biológicos e identificação de padrões nas respostas fisiológicas de animais submetido a condições de estresse térmico. Atualmente é Professor Adjunto A do Curso de Engenharia Agrícola do Centro de Ciências Agrárias e Ambientais (CCAA) da Universidade Federal do Maranhão (UFMA), *campus* de Chapadinha – MA, onde leciona as disciplinas de Automação e Processos Agrícolas, Eletrotécnica, Instalações Elétricas e Eletrificação Rural e Elementos de Máquinas.



Jordean Costa dos Santos: Acadêmico do curso Bacharel em Agronomia pela Universidade Federal do Maranhão – UFMA, Centro de Ciências Agrárias e Ambientais – CCAA. Exerceu atividades de monitoria nas disciplinas de Química Analítica e Instrumental, e na disciplina de Elementos de Anatomia e Fisiologia Animal, auxiliando em aulas práticas. Participa do Laboratório de Fisiologia Vegetal – CCAA. Atualmente participa de trabalhos na área de produção vegetal.



Leonardo Rocha Rodrigues: Acadêmico do curso Bacharel em Agronomia pela Universidade Federal do Maranhão – UFMA, Centro de Ciências Agrárias e Ambientais – CCAA, *campus* de Chapadinha – MA. Atualmente é bolsista do Programa Institucional de Bolsas de Iniciação Científica (PIBIC) onde participa de pesquisas envolvendo nutrição de monogástricos, com ênfase em exigências nutricionais de monogástricos.



Dr. Marcos Vinicius Bohrer Monteiro Siqueira: Possui curso Dr. Marcos Vinicius Bohrer Monteiro Siqueira: Possui curso técnico de Gestão Ambiental, graduação em Engenharia Biotecnológica, mestrado em Ecologia Aplicada, doutorado em Ciências pela Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiróz – Universidade de São Paulo e Pós-Doutorado na Agência Paulista de Tecnologia dos Agronegócios – Polo Centro Sul. Tem experiência na área de Genética e Genômica Populacional de Plantas, atuando principalmente nos seguintes temas: Genética e Genômica de populações, Marcadores Moleculares, Ecologia Aplicada em Agroecossistemas, Diversidade Genética. Foi docente na Universidade do Sagrado Coração, Faculdade de Agudos, Faculdade de Ensino superior e Formação Integral. Atualmente é colaborador da UNESP – Bauru/Assis, Diretor de eventos científicos da Sociedade Brasileira de Recursos Genéticos, Presidente da Rede Sudeste de Recursos Genéticos e professor da Universidade Estadual de Minas Gerais – *campus* Frutal.



Maria Gomes da Silva Neta: Acadêmica do curso Bacharel em zootecnia pela Universidade Federal do Maranhão – UFMA, Centro de Ciências Agrárias e Ambientais – CCAA, *campus* de Chapadinha – MA. Atualmente é integrante do grupo de pesquisa do Laboratório de Nutrição e Alimentação de Organismos Aquáticos do Maranhão (LANUMA), com pesquisas voltadas para a área da piscicultura. Também é bolsista no programa Foco Acadêmico desenvolvendo experimentos. Exerceu atividade de monitoria na disciplina de Fisiologia Vegetal, auxiliando em aulas práticas. Também participou da Empresa Júnior Multidisciplinar do CCAA/UFMA, Agropec Serviços Agropecuários e Ambientais como Assessor Sênior da Diretoria Administrativa Financeira.



Matheus Eduardo de Carvalho Lima: Acadêmico do curso de Bacharelado em Agronomia pela Universidade Federal do Maranhão – UFMA, Centro de Ciências Agrárias e Ambientais – CCAA, *campus* de Chapadinha – MA. Exerceu monitoria na disciplina de Microbiologia, atualmente é bolsista do programa Foco Acadêmico desenvolvendo o projeto de “Preparo de Lâminas Permanentes para o Auxílio nos Estudos de Fitopatologia”, é integrante do Grupo de Estudo e Pesquisa em Fitopatologia (GEPFITO) atuando na área de fitopatologias fúngicas. Possui conhecimentos em programação direcionada a automação, gestão empresarial e Georreferenciamento.



Myllenna da Silva Santana: Acadêmica do curso Bacharel em Agronomia pela Universidade Federal do Maranhão – UFMA, Centro de Ciências Agrárias e Ambientais – CCAA, *campus* de Chapadinha – MA. Participou do projeto de pesquisa Entomofauna associada à usina termelétrica: manejo e controle. Exerceu monitoria na disciplina de Metodologia do Trabalho Científico pelo Foco Acadêmico com o projeto intitulado “Projeto Integrador de Ensino – aprendizagem de Metodologia do Trabalho Científico como Ferramenta de Discussão e Melhoria Metodológica”. Atualmente é bolsista FAPEMA com o projeto de pesquisa intitulado “Levantamento da composição florística de plantas daninhas ocorrentes em lavouras de soja no Cerrado Maranhense”.



Nayara Moraes Silva: Acadêmica do curso bacharelado em Agronomia da Universidade Federal do Maranhão – UFMA, Centro de Ciências Agrárias e Ambientais – CCAA. Exerceu monitoria nas disciplinas Informática Básica e Fisiologia vegetal, onde auxiliou no desenvolvimento de atividades práticas executadas em laboratório e em campo, para melhor entendimento por parte dos discentes sobre o conteúdo teórico. Integrou o grupo Geostart onde foi bolsista IC (Iniciação Científica) na modalidade PIBIC com o projeto intitulado “Geoestatística Aplicada ao Estudo dos Atributos Físico – Químico do solo em diferentes Sistemas de Manejo” e também foi Bolsista pelo programa Foco Acadêmico com o projeto intitulado “Caracterização da Agricultura de Precisão na Região do Baixo Parnaíba – Maranhão”. Atualmente é Bolsista pelo programa Foco Acadêmico desenvolvendo o projeto “Aprimoramento do processo de ensino-aprendizagem na disciplina de Fisiologia Vegetal: O bolsista como agente ativo do processo de teorização, investigação e intervenção no plano de ensino da disciplina” e Bolsista Voluntária PIBIC com o projeto de pesquisa “Levantamento da composição florística de plantas daninhas ocorrentes em lavouras de soja no Cerrado Maranhense” e participa de trabalhos na área de produção vegetal.



Dr. Paulo Alexandre Fernandes Rodrigues de Melo: Técnico Agropecuário, concluído no Colégio Agrícola de Brasília - DF. Engenheiro agrônomo formado pela Universidade Federal da Paraíba – UFPB. Mestre em Agronomia – Agricultura Tropical pela Universidade Federal da Paraíba – UFPB. Doutor em Agronomia - Produção Vegetal pela Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias – FCAV, Universidade Estadual Paulista - UNESP. Possui experiência em análise e tecnologia de produção de sementes e mudas, com ênfase em fisiologia e patologia de sementes. Atua como professor da Universidade Estadual do Maranhão – UEMA, vinculado a pesquisas com inovação e tecnologia, coordenando o Projeto de Indicação Geográfica do Abacaxi Turiaçu. Além de contribuir como professor do Programa de Pós-Graduação em Propriedade Intelectual e Transferência de Tecnologia para a Inovação – PROFNIT/UFMA.



Dr.ª Raissa Rachel Salustriano da Silva-Matos: Possui Graduação em Ciências Biológicas pela Universidade de Pernambuco – UPE, Mestre em Agronomia – Solos e Nutrição de Plantas pela Universidade Federal do Piauí – UFPI, com bolsa do CNPq. Doutora em Agronomia pela Universidade Federal da Paraíba – UFPB, com bolsa de Agronomia do Centro de Ciências Agrárias e Ambientais (CCAA) da Universidade Federal do Maranhão (UFMA). Tem experiência na área de Agronomia, com ênfase em Fitotecnia, fisiologia das plantas cultivadas, propagação vegetal, manejo de culturas, nutrição mineral de plantas, adubação, atuando principalmente com fruticultura e floricultura.



Raiane de Sousa Andrade: Técnica em Agronegócio pelo Instituto Federal do Maranhão – IFMA. Técnica em Controle Ambiental pela Universidade Estadual do Maranhão – UEMANET. Agrônoma formada pelo Centro de Ciências Agrárias e Ambientais da Universidade Federal do Maranhão. Exerceu monitoria nas disciplinas de Fisiologia Vegetal, Iniciação e Ciências do Solo, Química e Fertilidade do Solo. Participou como bolsista PIBIC pela Universidade Federal do Maranhão. Participou como Estagiária no grupo de pesquisa da Embrapa Meio Norte – PI.



Dr.ª Rosilene Oliveira Mesquita: Engenheira Agrônoma pela Universidade Federal do Ceará, CE; com Mestrado e Doutorado em Fisiologia Vegetal, área de concentração em Fisiologia Molecular de Plantas pela Universidade Federal de Viçosa, MG. Atualmente é Professora Adjunta classe C, nível II da Universidade Federal do Ceará lotada junto ao Departamento de Fitotecnia. Tem experiência na área de Agronomia, com ênfase em Fisiologia Vegetal/ Fisiologia Molecular de Plantas, atuando principalmente nos seguintes temas: Fisiologia da Produção e do Estresse em plantas, Proteômica diferencial (eletroforese-2D), Metabolômica, metabolismo do carbono e Nutrição Mineral de plantas. Atualmente é docente permanente do Programa de Pós-Graduação em Agronomia-Fitotecnia (PPGAF) e do Programa de Pós-Graduação em Ciência do Solo (PPGCS) da Universidade Federal do Ceará. Atua como Tutora do Programa de Educação Tutorial (PET-Agronomia) desde janeiro de 2018.



Thiago de Cássio: Acadêmico do curso bacharelado em Zootecnia da Universidade Federal do Maranhão – UFMA, Centro de Ciências Agrárias e Ambientais – CCAA. Exerceu monitoria nas disciplinas Anatomia Animal, Fisiologia Animal e Fisiologia vegetal, onde teve como papel o desenvolvimento de atividades educativas e práticas executadas em laboratório referente ao conteúdo teórico. Foi bolsista IC (Iniciação Científica) na modalidade PIBIC-CNPq por três vezes consecutivas, onde sua pesquisa teve como foco os aspectos nutricionais de pequenos ruminantes com utilização de alimentos alternativos. Atualmente é membro do grupo de pesquisa GEPRUMA – CCAA onde participa diretamente no desenvolvimento de experimentos voltados a nutrição exclusiva de ruminantes no Maranhão. Também faz parte do grupo de estudos em pecuária leiteira GadLeite – CCAA, onde são desenvolvidos experimentos com nutrição na avaliação da cana-de- açúcar para alimentação de vacas leiteiras e também à avaliação do cenário da bacia leiteira no maranhão.



Dr. Tiago Miqueloto: Mestre e doutor em Ciência Animal pela Universidade do Estado de Santa Catarina (UDESC). Atualmente é doutorando do Programa de Pós-Graduação em Produção Vegetal da UDESC e possui interesse na área de Fisiologia Vegetal.



Tiago Vieira da Costa: Acadêmico do curso de Agronomia na Universidade Federal do Maranhão, programador Python, R e C. Atua na área de fitotecnia, manejo e controle de plantas daninhas, herbicidas, geoestatística, análise de dados e ferramentas BI.



Dr. Washington da Silva Sousa: Graduação em Bacharelado em Física pela Universidade Federal do Piauí, Mestrado e Doutorado em Física pela Universidade de São Paulo. Realizou o Pós-Doutorado na Universidade de São Paulo, Instituto de Física de São Carlos (2015). Tem experiência na área de Física, com ênfase em Eletrônica Orgânica com dispositivos poliméricos, atuando, principalmente, nos seguintes temas: Células eletroquímicas poliméricas emissoras de luz e condução elétrica em sistemas desordenados. Recentemente, tem trabalhado com tecnologia aplicada à área agrícola. Atualmente é Professor Adjunto C do Curso de Engenharia Agrícola no Centro de Ciências Agrárias e Ambientais da Universidade Federal do Maranhão.



Yuri Brenndon Carvalho Cirino: Acadêmico do curso bacharel em agronomia pela Universidade Federal do Maranhão – UFMA, Centro de Ciências Agrárias e Ambientais – CCAA. Realizou atividades de monitoria nas disciplinas de Química Geral e Inorgânica, Química Analítica e Instrumental e Fisiologia vegetal, auxiliando diretamente em aulas práticas nas distintas monitorias. Atualmente trabalha na área de produção vegetal, no laboratório de fisiologia vegetal da UFMA – CCAA.

Sumário

CAPÍTULO 1 - RELAÇÕES HÍDRICAS.....	20
PLASMÓLISE.....	21
INTRODUÇÃO	21
OBJETIVO.....	23
MATERIAL	23
PROCEDIMENTO	23
REFERÊNCIAS	25
PLASMÓLISE MACROSCÓPICA	26
INTRODUÇÃO	26
OBJETIVO.....	27
MATERIAL	27
PROCEDIMENTO	28
REFERÊNCIAS	29
DETERMINAÇÃO DA PLASMÓLISE INCIPIENTE E DEPLASMÓLISE.....	30
INTRODUÇÃO	30
OBJETIVO.....	32
MATERIAL	32
PROCEDIMENTO	32
LEITURA SUPLEMENTAR.....	34
VÍDEOS AUXILIARES	34
REFERÊNCIAS	35
CAPÍTULO 2 - OSMOSE.....	36
OSMOSE I.....	37
INTRODUÇÃO	37
OBJETIVO.....	39
MATERIAL	39
PROCEDIMENTO	40
REFERÊNCIAS	42
OSMOSE II.....	43
INTRODUÇÃO	43
OBJETIVO.....	44
MATERIAL	44
PROCEDIMENTO	45
REFERÊNCIAS	47

OSMÔMETRO DE CENOURA	48
INTRODUÇÃO	48
OBJETIVO	49
MATERIAL	49
PROCEDIMENTO	49
LEITURA SUPLEMENTAR.....	51
VÍDEOS AUXILIARES	51
REFERÊNCIAS	51
CAPÍTULO 3 -TRANSPORTE DE ÁGUA NAS PLANTAS	52
GUTAÇÃO	53
INTRODUÇÃO	53
OBJETIVO.....	54
MATERIAL	54
PROCEDIMENTO	54
REFERÊNCIAS	56
GUTAÇÃO EM CAMPÂNULA DE PLÁSTICO	57
INTRODUÇÃO	57
OBJETIVO.....	58
MATERIAL	58
PROCEDIMENTO	58
REFERÊNCIAS	60
TENSÃO SUPERFICIAL	61
INTRODUÇÃO	61
OBJETIVO.....	62
MATERIAL	62
PROCEDIMENTO	62
REFERÊNCIAS	64
TRANSPIRAÇÃO VEGETAL	65
INTRODUÇÃO	65
OBJETIVO.....	66
MATERIAL	66
PROCEDIMENTO	67
REFERÊNCIAS	68
TRANSLOCAÇÃO DE SOLUTOS	69
INTRODUÇÃO	69

OBJETIVO.....	70
MATERIAL	70
PROCEDIMENTO	70
LEITURA SUPLEMENTAR.....	72
VÍDEOS AUXILIARES	72
REFERÊNCIAS	72
CAPÍTULO 4 - FOTOSSÍNTESE	74
ANATOMIA DE KRANZ.....	75
INTRODUÇÃO	75
OBJETIVO.....	76
MATERIAL	76
PROCEDIMENTO	77
REFERÊNCIAS	78
EFEITO DA CLOROFILA E LUZ SOBRE A SÍNTESE DE AMIDO	79
INTRODUÇÃO	79
OBJETIVO.....	80
MATERIAL	80
PARTE A – EFEITO DA CLOROFILA.....	81
PROCEDIMENTO	81
PARTE B - EFEITO DA LUZ.....	82
LEITURA SUPLEMENTAR.....	83
VÍDEOS AUXILIARES	83
REFERÊNCIAS	84
CAPÍTULO 5 - SEMENTES	85
FORÇA MECÂNICA CAUSADA PELA EMBEBIÇÃO DE SEMENTES.....	86
INTRODUÇÃO	86
OBJETIVO.....	87
MATERIAL	87
PROCEDIMENTO	88
REFERÊNCIAS	91
EMBEBIÇÃO	92
INTRODUÇÃO	92
OBJETIVO.....	93
MATERIAL	93
PROCEDIMENTO	94

REFERÊNCIAS	95
GERMINAÇÃO	97
INTRODUÇÃO	97
OBJETIVO.....	98
MATERIAL	98
PROCEDIMENTO	99
LEITURA SUPLEMENTAR.....	101
VÍDEOS AUXILIARES	101
REFERÊNCIAS	102
CAPÍTULO 6 - GERMINAÇÃO	103
TESTE DE TETRAZÓLIO	104
INTRODUÇÃO	104
OBJETIVO.....	104
MATERIAL	104
PROCEDIMENTO	105
REFERÊNCIAS	107
GERMINAÇÃO DE SEMENTES FOTOBLÁSTICAS	108
INTRODUÇÃO	108
OBJETIVO.....	108
MATERIAL	108
PROCEDIMENTO	109
REFERÊNCIAS	111
EFEITO DA UMIDADE E TEMPERATURA SOBRE A GERMINAÇÃO	112
INTRODUÇÃO	112
OBJETIVO.....	112
MATERIAL	112
PROCEDIMENTO	113
LEITURA SUPLEMENTAR.....	115
VÍDEOS AUXILIARES	115
REFERÊNCIAS	116
CAPÍTULO 7 - ENERGÉTICA E DIFERENCIAÇÃO	117
DESDIFERENCIAÇÃO CELULAR	118
INTRODUÇÃO	118
OBJETIVO.....	119
MATERIAL	119

PROCEDIMENTO	120
REFERÊNCIAS	121
CICLOSE	122
INTRODUÇÃO	122
OBJETIVO.....	123
MATERIAL	123
PROCEDIMENTO	123
REFERÊNCIAS	125
PROCESSO DA CATALASE	126
INTRODUÇÃO	126
OBJETIVO.....	127
MATERIAL	127
PROCEDIMENTO	127
REFERÊNCIAS	129
EXSUDAÇÃO DE SEIVA DO FLOEMA	130
INTRODUÇÃO	130
OBJETIVO.....	130
MATERIAL	130
PROCEDIMENTO	131
LEITURA SUPLEMENTAR.....	132
VÍDEOS AUXILIARES	133
REFERÊNCIAS	133

CAPÍTULO



RELAÇÕES HÍDRICAS

Gregori da Encarnação Ferrão
Nayara Moraes Silva
Tiago Vieira da Costa
Jaine Costa de Araújo
Edison Fernandes da Silva
Francisco Fujita de Castro Mello

PLASMÓLISE

INTRODUÇÃO

Gostaríamos de iniciar esta primeira prática deste capítulo fazendo duas perguntas a vocês. Qual a primeira recordação que vem à sua mente quando pensamos em salgar as folhas de uma salada? Seria das perdas de consistência pelas folhas (uma murcha nítida e rápida)? Ou seria a formação de “pequenas gotas” nos pecíolos e pequenos ferimentos no limbo foliar? Aos que já perceberam ambas estão corretas.

Estes dois fenômenos, facilmente perceptíveis em nosso cotidiano, podem ser explicados pelo processo conhecido como “osmose” (o qual veremos com detalhes no próximo capítulo) e, estão relacionados à alteração do potencial hídrico (Ψ_w) produzido por nós ao aplicar NaCl sobre o tecido vegetal que iremos consumir. Contudo, o que não é visível a “olho nu” e está ocorrendo simultaneamente é o fenômeno conhecido como “plasmólise”.

Plasmólise é uma palavra de origem grega (*plasma*: forma + *lyses*: dissolução (RAVEN, 2014), tendo sido utilizada pela primeira vez pelo biólogo holandês Hugo De Vries (1848-1935) em 1877 para descrever a saída de água do protoplasto com consequente redução de volume até a ocorrência da separação da parede celular em resposta a uma solução salina (DE VRIES, 1877 apud OPARKA, 1994).

No entanto, este tipo de resposta de células vegetais expostas à diferentes tipos de soluções, já havia sido descrita detalhadamente pelo botânico alemão Hugo Von Mohl (1805-1872), em 1844 no trabalho “On the Structure of the Vegetable Cell” (MOHL, 1844 apud LIU, 2017).

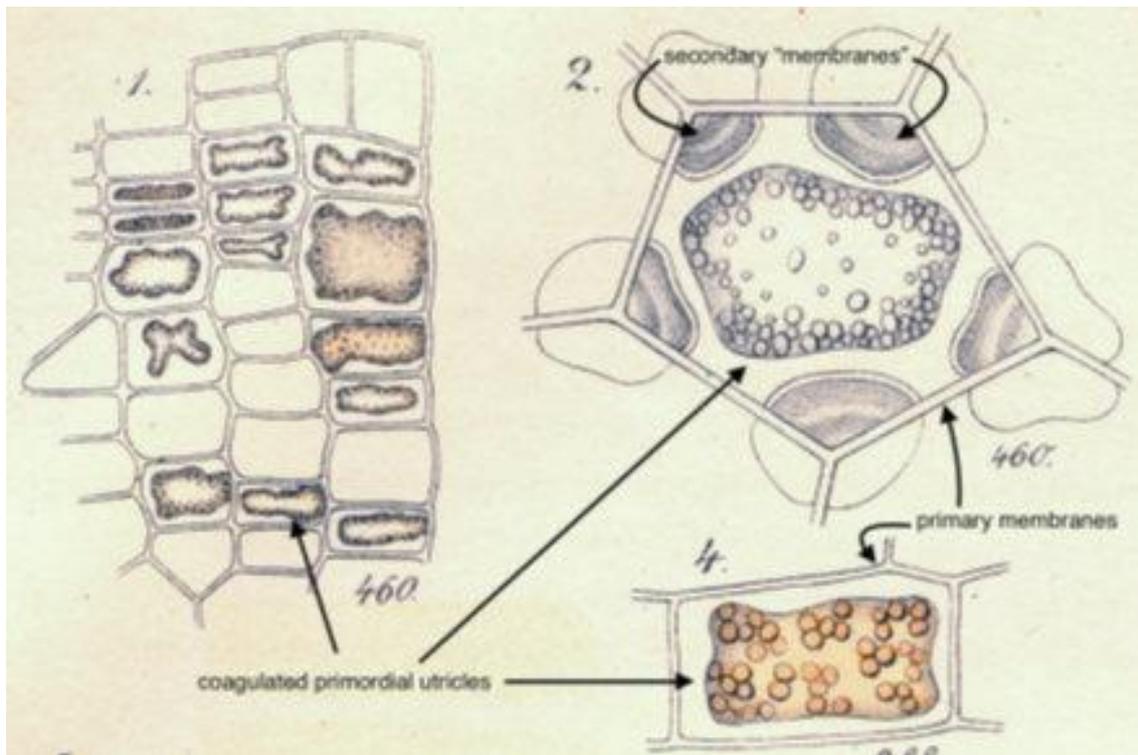


Figura 1. Na publicação “On the Structure of the Vegetable Cell” em 1844, Hugo Von Mohl detalha a redução do volume do protoplasto resultando no desprendimento da membrana plasmática da parede celular após a aplicação de álcool para preservação da lâmina (MOHL, 1844 apud LIU, 2017).

Após este breve histórico sobre o fenômeno da plasmólise, poderíamos considerar que, após 176 anos dos primeiros relatos do Dr. Hugo Von Mohl este assunto estaria defasado ou completamente esquecido. No entanto, o Dr. Oparka faz uma constatação interessante logo no primeiro parágrafo de seu artigo “Plasmolysis: new insights into an old process” de 1994, onde podemos ler:

O fenômeno da plasmólise tem sido visto por praticamente todos os estudantes de graduação que já cursaram o curso de biologia básica, e continua sendo um dos meios mais populares de demonstrar uma grande diferença entre células animais e células vegetais (OPARKA, 1994).

Este fenômeno impressiona o estudante ao cativar a sua atenção, possibilitando a sua abordagem de temas mais abstratos e de difícil compreensão, como potencial da água, a energia livre e seletividade da membrana. Desta forma, buscaremos nesta primeira prática observar e analisar (formato, cor do protoplasto e distribuição das paredes celulares) das células epidérmicas de zebrina (*Tradescantia pallida purpurea*), de acordo com Pereira et al. (2014), é uma planta de fácil adaptabilidade nos mais variados ambientes, tanto em regiões tropicais, como em regiões frias onde, a partir de

estudos em estufas no decorrer de todo ano e também, entender o efeito que as soluções diferenciadas apresentam sobre estas e seu conteúdo celular.

OBJETIVO

Observar o efeito de soluções hipotônicas (água deionizada) e soluções hipertônicas (NaCl 1,0 Mol/L) sobre a turgidez e/ou plasmólise de células epidérmicas de plantas de zebrina.

MATERIAL

Para realização da aula prática serão necessários os seguintes materiais:

- Folhas da planta de zebrina;
- Pipeta de Pasteur;
- Água;
- Lâmina de barbear;
- Lâminas e lamínulas para microscopia;
- Microscópio;
- Papel toalha;
- Cloreto de sódio (NaCl).

PROCEDIMENTO

Siga atentamente o passo a passo para obter sucesso na prática.

Passo 1

Inicialmente realize um corte fino na folha da planta zebrina com o auxílio de uma lâmina em sentido longitudinal formando finas camadas de modo que facilite a visualização das células no microscópio.



Passo 2

Retire a epiderme do corte (primeira camada externa). Feito isso, transfira o corte para a lâmina contendo uma gota de água e posteriormente coloque a lamínula por cima, levando para ser observados em microscópio óptico.



Passo 3

Em seguida retire a água com um papel toalha, e com uma pipeta Pasteur coloque de uma a três gotas da solução salina (NaCl) na lâmina. Em seguida procure uma região que apresente um maior número de células coloridas.



Passo 4

Verifique as células túrgidas e as células plasmolisadas e explique detalhadamente como e porquê ocorre o processo de plasmólise quando a planta está submetida a solução salina (NaCl).



Passo 5

Por fim, elabore um relatório composto com uma breve introdução a respeito do tema, metodologia e resultados, bem como registros fotográficos da prática. Este relatório deve ser entregue na aula seguinte.



APÓS A PRÁTICA VOCÊ SERÁ CAPAZ DE:

- 1) Explicar, porquê observamos as células turgidas no início da prática, e por qual motivo estas ficam plasmolisadas quando colocadas no meio hipotônico. Relacione as respostas com o potencial da água (Ψ_w);
- 2) Esquematizar a parede celular, enfatizando sua importância para as células vegetais.

REFERÊNCIAS

- LIU, D. The cell and protoplasm as container, object, and substance. **Journal of the History of Biology**, v. 50, n. 4, p. 889-925, 2017.
- OPARKA, K. J. Plasmolysis: new insights into an old process. **New Phytologist**. v. 126, n. 67, p. 571-591, 1994.
- PEREIRA, R. D.; YAGUINUMA, D. H.; FLUMINHAN, A. Efeitos clastogênicos em *Tradescantia pallida cv purpurea* cultivada em solos tratados com lodos de diferentes origens. **Periódico Eletrônico Fórum Ambiental da Alta Paulista**, v. 10, n. 12, p. 234-354, 2014.
- RAVEN, P. H. **Biologia Vegetal**. 8ª ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2014. 876p.

PLASMÓLISE MACROSCÓPICA

INTRODUÇÃO

Em nossa primeira prática abordando o processo plasmolítico, observamos em nossos microscópios a separação do protoplasma da parede celular, quando as células foram submetidas às soluções hipertônicas. Esta percepção fica pronunciadamente nítida quando analisamos células com pigmentos antociânicos em seu citoplasma, como a zebraína, cebola ou repolho roxo. Nestas plantas, a saída de água ocasiona uma coloração mais escurecida em virtude da maior concentração de antocianinas (diferença de concentração propiciada pela saída de água através das membranas seletivas).

No entanto, de difícil percepção visual é a alteração de volume celular relacionado à saída de água do simplasto em virtude da alteração do potencial hídrico (Ψ_w) provocado por nós às células. Neste caso, temos de considerar que a saída de quantias consideráveis de água das células, ocasionará não só a redução da massa, como também a redução do volume destas células e por consequência, dos tecidos que elas compõem. O processo de desidratação do tecido vegetal muitas vezes é utilizado para a preservação de frutos e hortaliças, pois reduz a deterioração e o volume dos tecidos vegetais (SHIGEMATSU et al., 2005). Talvez estas informações tenham soado óbvias ou lógicas após os conhecimentos adquiridos em nossa primeira prática. Neste caso, será fácil vocês explicarem aos demais colegas por que ao comermos batata frita temos de colocar sal nela (e ela não vem previamente salgada como um pastel, bife ou arroz)? Deve-se à plasmólise? Deve-se à alteração de massa? Deve-se à alteração de volume?

Bom, talvez não esteja tão explícito assim! Neste caso, busquemos nesta segunda prática, observar e analisar o efeito das células plasmolisadas sobre a variação de tamanho das batatas, e buscando entender o efeito destes sobre a textura da batata frita que degustamos.

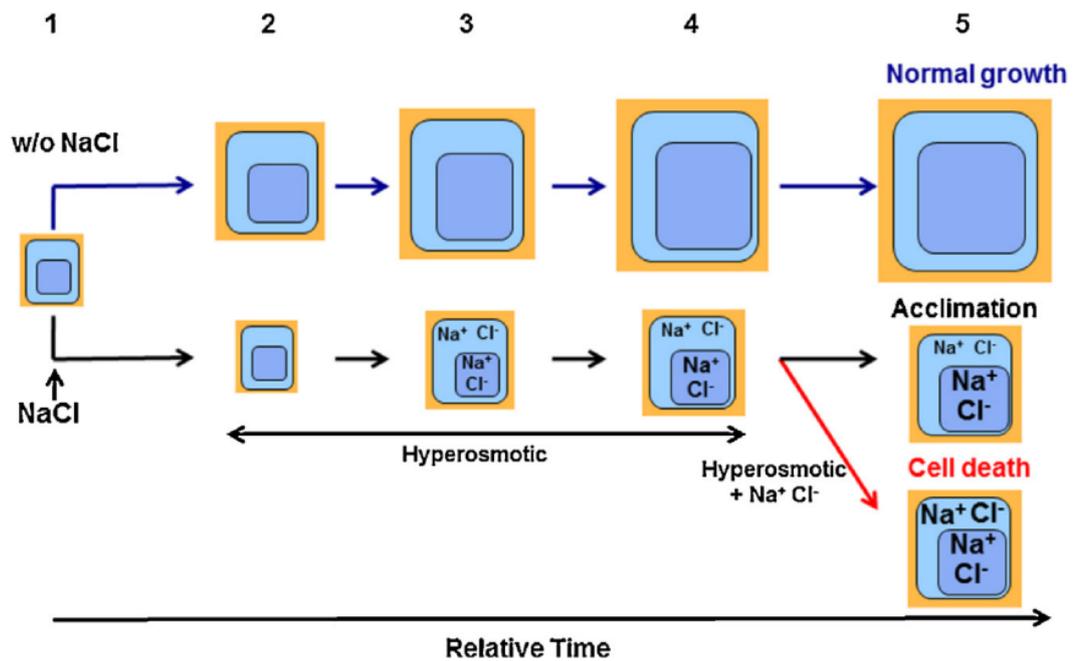


Figura 2. Na publicação “Sodium (Na^+) homeostasis and salt tolerance of plants”, em 2013, o Dr. Paul Hasegawa esquematiza, na figura acima, o efeito fitotóxico de elevadas de concentrações de Na^+ e Cl^- sobre a redução da expansão celular, podendo inclusive levar a morte das células vegetais menos tolerantes, expostas à condições “hiperosmóticas”.

OBJETIVO

Observar o efeito de soluções hipotônicas (água deionizada) e soluções hipertônicas (NaCl 1,0 Mol/L) sobre tamanho (volume) de palitos de batata (*Solanum tuberosum*).

MATERIAL

Para realização da aula prática serão necessários os seguintes materiais:

- Raízes (cenoura, beterraba);
- Tubérculos (batata);
- Frutos (maçã, banana, mamão, pera);
- Faca, estilete ou canivete;
- Colher;
- Açúcar cristal ou sal de cozinha (NaCl);
- Placa de Petri;
- Papel filtro.

PROCEDIMENTO

Siga atentamente o passo a passo para obter sucesso na prática.

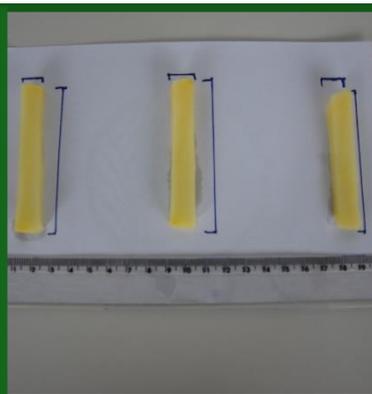
Passo 1

Inicialmente, corte as batatas em palitinhos homogêneos (da mesma forma que fazemos para fritar!).



Passo 2

Atente-se para que os palitos de batata apresentem dimensões uniformes e conhecidas. Neste caso, meça e registre a largura, altura e comprimento de cada palitinho.



Passo 3

Coloque cada palitinho em uma placa de Petri numerada. As placas de Petri 1, 2 e 3 devem ser preenchidas com água pura (0 Molar) e as placas de Petri 4, 5 e 6 devem ser preenchidas com a solução 3 Molar.



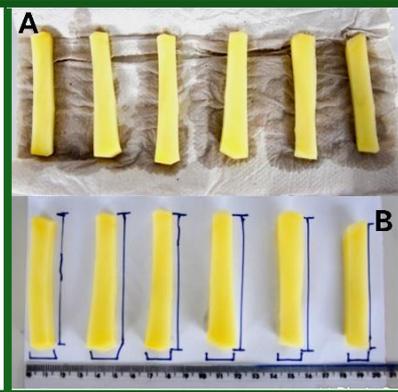
Passo 4

Deixe as placas de Petri sobre a bancada em repouso por 60 minutos.



Passo 5

Após 60 minutos, lave os palitinhos de batata, seque com papel toalha (foto A) e faça a mensuração novamente da largura, altura e comprimento (foto B).



Passo 6

Por fim, elabore um relatório composto com uma breve introdução a respeito do tema, metodologia e resultados, bem como registros fotográficos da prática. Este relatório deve ser entregue na aula seguinte.



APÓS A PRÁTICA VOCÊ SERÁ CAPAZ DE:

- 1) Exemplificar os processos de plasmólise e deplasmólise ocorridos nesta prática;
- 2) Explicar a diferença entre aplicar sal nos palitinhos de batata antes e após sua fritura.

REFERÊNCIAS

- SHIGEMATSU, E.; EIK, N. M.; KIMURA, M.; MAURO M. A. Influência de pré-tratamentos sobre a desidratação osmótica de carambolas. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, v. 25, n. 3, p. 536- 545, 2005.
- HASEGAWA, P. H. Sodium (Na^+) homeostasis and salt tolerance of plants. **Environmental and Experimental Botany**, v. 92, p. 19–31, 2013.

DETERMINAÇÃO DA PLASMÓLISE INCIPIENTE E DEPLASMÓLISE

INTRODUÇÃO

Nas duas práticas anteriores analisamos o efeito de soluções hipertônicas sobre o conteúdo celular (em nível de células e tecidos). Este processo, de ocorrência apenas em situações extremas de estresse hídrico na natureza (TAIZ et al., 2017), pode ser gerado facilmente em condições laboratoriais, sendo importantíssimo para que possamos abordar de forma prática os conceitos iniciais trabalhados em nossas aulas teóricas. Este fato é particularmente relacionado à fácil percepção visual da saída de água das células em resposta a um gradiente de potencial, bem como a existência e manutenção da seletividade das membranas (principalmente da membrana plasmática, neste caso de observação da variação de volume do protoplasto). Como assim?

Os pesquisadores Palta e Lee Stadelmann, descreveram em 1983 que reduções de até 15% do volume inicial do protoplasto (com conseqüente plasmólise, claro!) não acarretam lise (destruição/ colapso) tampouco afetam a semipermeabilidade da MP. Este fato é impressionante quando consideramos que MPs são consideravelmente pouco elásticas (OPARKA, 1994). Contudo, o que nos chama atenção neste caso não versa sobre a elasticidade das MPs e sim sobre a manutenção de sua integridade e semipermeabilidade nestas situações de estresse.

Temos um fato que deixa estas práticas mais interessantes ainda! Células “plasmolisadas” possuem a capacidade de readquirem sua turgescência, sendo este processo denominado de “deplasmólise”. Este fenômeno não é possibilitado nos casos em que temos danos à semipermeabilidade das membranas, ou mesmo sua ruptura com extravasamento do conteúdo do protoplasto. No entanto, por incrível que pareça este processo tem sido notavelmente pouco explorado ao longo das práticas dos cursos de graduação, em detrimento de sua abordagem extremamente simples, de baixo custo e didática!

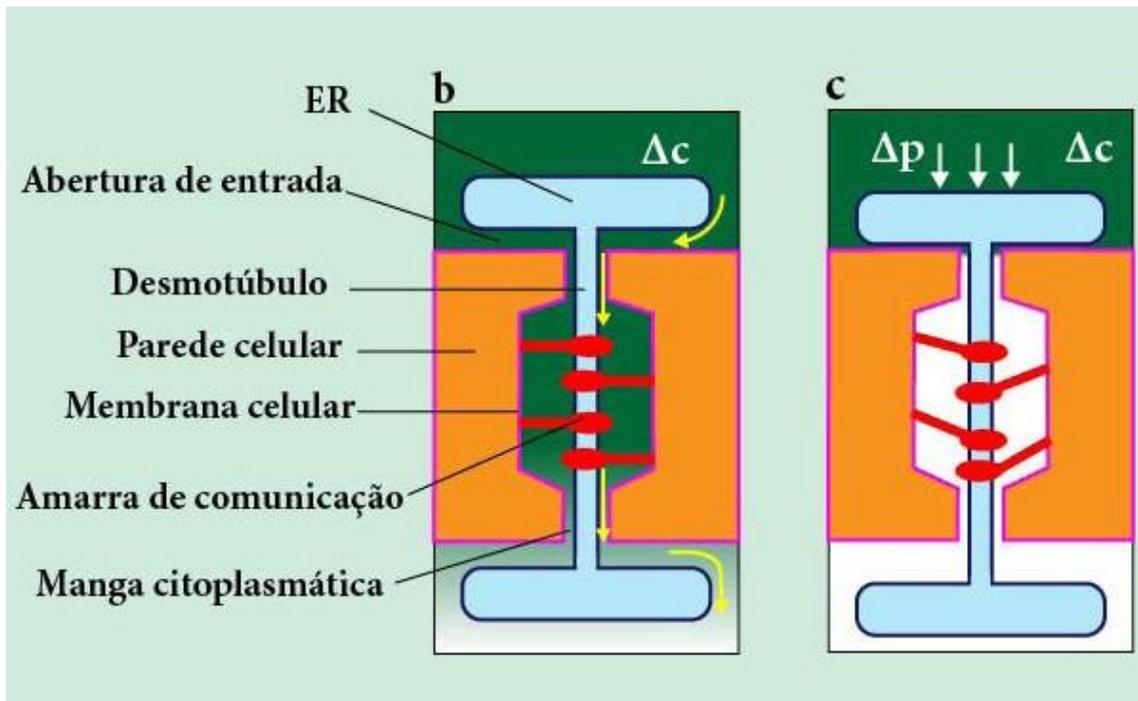


Figura 3. Park et al. (2019) descreveram o efeito de uma alteração abrupta de potencial osmótico entre células adjacentes levando a alteração da permeabilidade do plasmodesmo (esquematisados aqui como poro “b” e poro “c” pelos pesquisadores). Note que os pesquisadores chamam atenção para a redução da permeabilidade do poro esquematizado na figura “b”, causada pelo deslocamento do complexo ER-desmotúbulo em direção à PC ocasionado pelo gradiente de pressão turgor entre as células, como é destacado no poro esquematizado na figura “c”.

Na prática, podemos observar a deplasmólise facilmente quando submetemos as células plasmolisadas a concentração da solução externa diminuída, ou, quando os solutos passam do apoplasto para o simplasto, possibilitando a passagem de água do apoplasto para os protoplastos (LEE-STADELMANN; STADELMANN, 1989).

Neste caso, de forma a mantermos a integridade e seletividade das membranas (em especial a MP e tonoplasto), temos de tomar o cuidado de submeter as células e tecidos analisados a soluções de diferentes potenciais osmóticos que resultem apenas em uma plasmólise incipiente. Com este cuidado, teremos segurança de que não danificamos as membranas e observaremos apenas a passagem de água. A passagem de solutos da solução para o protoplasto continuará sendo impedida neste processo de deplasmólise.

Desta forma, nesta terceira prática vamos observar a resposta do protoplasto a soluções com diferentes concentrações de solutos e identificar em qual concentração de

solutos temos a instalação da plasmólise incipiente, buscando entender o efeito destas perdas severas de água do protoplasto sobre a integridade da membrana.

OBJETIVO

Identificar a solução que causará plasmólise incipiente em tecidos da epiderme inferior de zebrina (*Tradescantia pallida purpurea*) ou escamas de bulbo de cebola roxa (*Allium cepa*) e observar posteriormente o processo de deplasmólise.

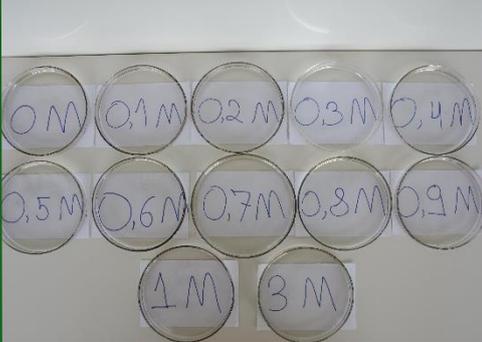
MATERIAL

Para realização da aula prática serão necessários os seguintes materiais:

- 12 placas de Petri (10 cm de diâmetro);
- 10 mL de água destilada (0 M);
- 0 mL de soluções de Sacarose (cada): 0,1 M; 0,2 M; 0,3 M; 0,4 M; 0,5 M; 0,6 M; 0,7 M; 0,8 M; 0,9 M, 1 M e 3,0 M;
- Estilete;
- Pinça;
- Epiderme inferior de zebrina ou de uma escama de bulbo de cebola;
- 12 pissetas com 100 mL de água destilada (0 M);
- Lâmina e lamínula;
- Microscópio.

PROCEDIMENTO

Siga atentamente o passo a passo para obter sucesso na prática.

<h2>Passo 1</h2> <p>Inicialmente identifique cada uma das placas de Petri no fundo, com a respectiva molaridade da solução que nela será contida, e coloque 10 mL da água destilada e soluções tampando em seguida.</p>	
---	--

Passo 2

Com o auxílio de uma pinça e uma lâmina de barbear, retire pequenos pedaços (2 ou 3) da epiderme inferior de zebrina ou de uma escama de bulbo de cebola, e coloque em cada uma das placas de Petri.



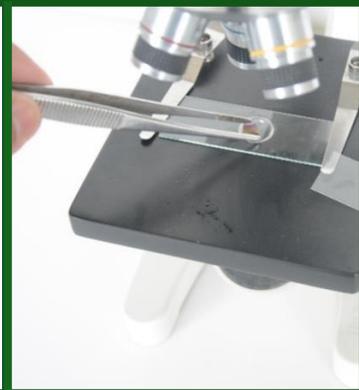
Passo 3

Deixe os tecidos epidérmicos por 30 minutos nas respectivas soluções.



Passo 4

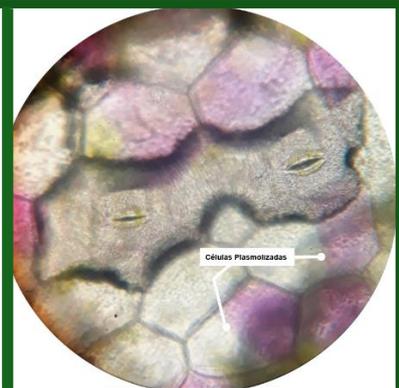
Após 30 minutos os tecidos epidérmicos devem ser montados entre lâmina e a lamínula e observados ao microscópio.



ATENÇÃO! Lâmina, lamínula e pinça, devem ser cuidadosamente enxaguados com as pissetas antes da observação de um novo tecido epidérmico, com sua respectiva concentração molar.

Passo 5

Identificar a solução que causou plasmólise incipiente (limite) em 50% das células.



Passo 6

Identificada a lâmina que apresenta a plasmólise incipiente, retire-a do microscópio e cuidadosamente retire a solução com um papel toalha por uma das extremidades, e goteje vagarosamente com uma pipeta Pasteur algumas gotas (aproximadamente três a cinco gotas) de água deionizada (0 M) pela extremidade oposta (não é necessário movimentar a lamínula!).



Passo 7

Por fim, elabore um relatório composto com uma breve introdução a respeito do tema, metodologia e resultados, bem como registros fotográficos da prática. Este relatório deve ser entregue na aula seguinte.



APÓS A PRÁTICA VOCÊ SERÁ CAPAZ DE:

- 1) Explicar por que utilizamos apenas os tecidos que apresentaram plasmólise incipiente e não aqueles com um processo plasmolítico mais acentuado (soluções de 1 M ou 3 M).
- 2) Explicar o que influenciou a movimentação da água que culminou nos processos de plasmólise e deplasmólise.

LEITURA SUPLEMENTAR

LANG, I.; SASSMANN, S.; SCHMIDT, B.; KOMIS, G. Plasmolysis: Loss of Turgor and Beyond. **Plants**, v. 3, n. 4, p. 583-593, 2014.

KAPLAN, F.; LEWIS, L.; WASTIAN, J.; HOLZINGER, A. Plasmolysiseffects and osmotic potential of two phylogenetically distinct alpine strains of *Klebsormidium* (*Streptophyta*). **Protoplasma**, v. 249, n. 3, p. 789-804, 2012.

VÍDEOS AUXILIARES

1 – Plasmolysis and osmosis in red onion cells. Plasmolyse en osmose in rode uiencel.

Canal: HeelNatuurlijk1

Disponível em:

www.youtube.com/watch?v=x11mkGnOc8g

2 – CEITICB – Video Microscopía de Plasmólisis

Canal: CEITICB UNAH

Disponível em:

www.youtube.com/watch?v=aDygh0bx6_k

REFERÊNCIAS

LEE-STADELMANN, O. Y.; STADELMANN, E. J. Plasmolysis and deplasmolysis.

Methods in Enzymology, v. 174, p. 225-246, 1989.

OPARKA, K. J. Plasmolysis: New Insights into an Old Process. **The New Phytologist**, v. 126, n. 67, p. 571-591, 1994.

PARK, K.; KNOBLAUCH, J.; OPARKA, K.; JENSEN, K. H. Controlling intercellular flow through mechanosensitive plasmodesmata nanopores. **Nature Communications**, v. 10, n. 3564, p. 1-7, 2019.

PALTA, J. P.; LEE-STADELMANN, O.Y. Vacuolated plant cells as ideal osmometers. Reversibility and limits of plasmolysis and estimation of protoplasm volume in control and water stress tolerant cells. **Plant, Cell & Environment**, v. 6, n. 8, p. 601-610, 1983.

TAIZ, L.; ZEIGER, E.; MOLLER, I. M.; MURPHY, A. **Desenvolvimento Vegetal**. 6ª ed. Porto Alegre: Artmed, 2017. 858 p.

CAPÍTULO



OSMOSE

Gregori da Encarnação Ferrão

Tiago Vieira da Costa

Adriene Benassuli Viana

Thiago de Cassio Fernandes da Silva

Jordânio Inácio Marques

Washington da Silva Sousa

OSMOSE I

INTRODUÇÃO

Iniciemos este segundo capítulo imaginando uma situação um tanto quanto atípica em nosso cotidiano, mas absolutamente “normal” até poucas décadas atrás. Como você faria para armazenar alimentos em sua casa, caso não possuísse geladeira?

Possivelmente você recordaria como sua avó preparava aqueles deliciosos doces e responderia que teríamos de acondicionar estes alimentos com açúcar, não? Correto!

Mas como o açúcar (ou muitas vezes o sal, como no caso da saborosa carne de sol, charque ou bacalhau!) atua na proteção dos alimentos contra fungos ou bactérias, decompositores eficientes e vorazes?

Esta explicação é fácil de ser abordada quando consideramos que a adição de solutos a um líquido (solução) faz com que este mova-se (e a água também!) do local de maior concentração para um local de menor concentração. No caso da existência de uma membrana semipermeável, a movimentação dos solutos adicionados possivelmente será dificultada e a movimentação de água continuará ocorrendo com certa facilidade. Neste caso, poderemos observar o processo de “osmose” instalado, uma vez que a água irá mover-se de uma região de maior potencial para uma região de potencial menor (hipotônica para uma hipertônica). No que tange a conservação dos alimentos será este processo que enfatizaremos.

Osmose é uma palavra de origem grega (osmos: impulso, força) (RAVEN, 2014), tendo sido utilizada pela primeira vez pelo fisiologista francês René Joachim Henri Dutrochet (1776- 1847) em 1837 para descrever a movimentação da água de uma região de baixa concentração de sais (como sal ou açúcar) para uma região com elevada concentração através de uma membrana, respondendo a variáveis físico-químicas (DUTROCHET, 1837 *apud* MAGGIO et al., 2006), como variação de pressão e/ou diferença de concentração.

Naquele momento o Dr. Dutrochet ainda não conseguira detalhar o fenômeno envolvendo o conceito físico de energia livre. Contudo, seu trabalho serviu de base para aprofundar como a energia livre (*i. e.* a energia que se representa disponível no sistema para realizar trabalho). No caso da osmose, envolve a movimentação de substâncias devido às diferenças de concentrações (e sua resultante alteração no potencial osmótico, claro!) entre os compartimentos separado por uma membrana, ou seja, simplásticos (protoplasmáticos) e apoplásticos (externos). Desta forma, a movimentação das

moléculas de água irá ocorrer do local com maior potencial (maior quantidade de energia livre) para o lado com menor potencial hídrico (menor quantidade de energia livre) (TAIZ; ZEIGER, 2004).

Nas plantas este processo ocorre tanto pela a difusão das moléculas de água (gradiente de concentração de solutos) através da bicamada fosfolipídica quanto por fluxo de massa (gradiente de pressão), através de canais localizados na membrana, denominados de aquaporinas (PIMENTA, 2004; TAIZ; ZEIGER, 2004).

E nos fungos e bactérias?

Com a adição e solubilização de sais e açúcares na água, com redução no potencial osmótico da solução (e a energia livre da solução) fungos e bactérias que entrarem em contato com estas soluções, perderão água por suas membranas semipermeáveis, até a morte. Desta forma, condições extremamente “inóspitas” como uma geleia de abacaxi preparada com 25% de açúcar (BARROS et al., 2019) ou um bacalhau conservado com até 15% de sal (FAO, 2020) são fundamentais para um armazenamento adequado.

Após esta breve revisão, vamos colocar em prática estes conceitos de forma a observar a movimentação da água quando alterarmos o potencial osmótico de nossos alimentos. Isso será fundamental para relacionar uma possível alteração com a conservação dos alimentos.

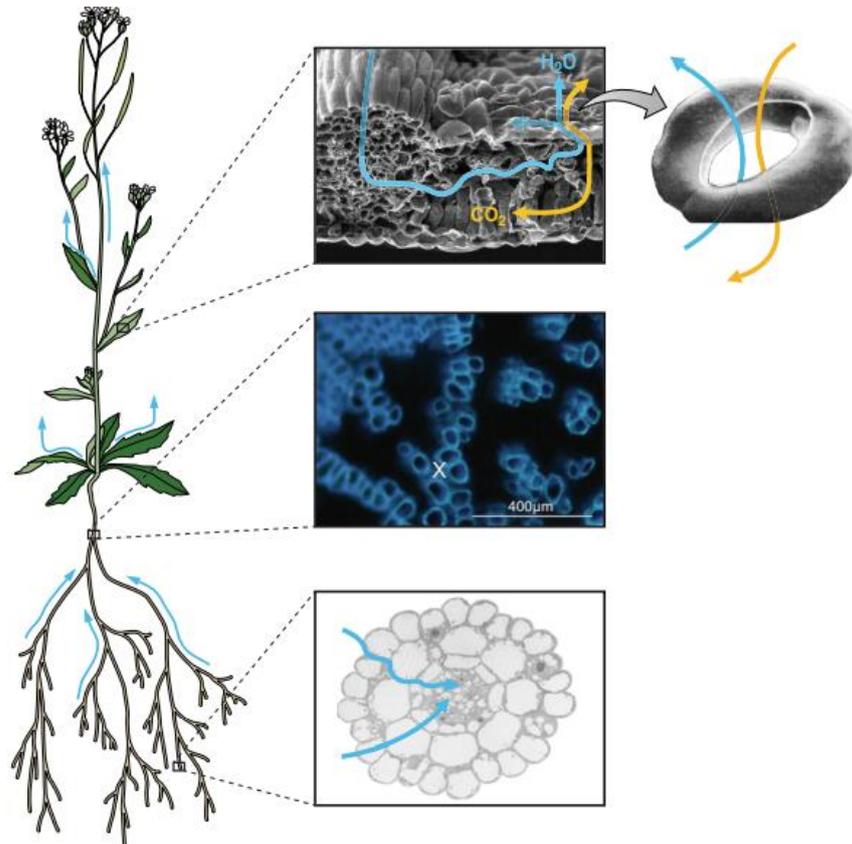


Figura 1. Maurel et al. (2015) detalham, nesta representação esquemática, a movimentação da água nas plantas em curtas e longas distâncias. Este intenso fluxo do sistema radicular em direção às folhas ocorre em resposta ao gradiente de potencial hídrico e possibilita a transpiração vegetal.

OBJETIVO

Determinar a movimentação de água e a contaminação por fungos e bactérias de pedaços de batata inglesa (*Solanum tuberosum* L.) em contato com sal.

MATERIAL

Para realização da aula prática serão necessários os seguintes materiais:

- 01 tubérculo (batata);
- Faca ou estilete;
- Sal de cozinha (NaCl);
- Balança de precisão;
- 02 baldes;
- Papel toalha;
- Água.

PROCEDIMENTO

Siga atentamente o passo a passo para obter sucesso na prática.

Passo 1

Inicialmente corte a batata ao meio (assim teremos duas bandas). Identifique da seguinte forma: banda A e B.



Passo 2

Em seguida faça uma cavidade no centro das bandas da batata, molhe, seque e faça a pesagem das mesmas (anote o peso inicial).



Passo 3

Na banda B coloque o sal de cozinha e a cada pesagem lave e seque as bandas com papel toalha e reponha o sal (o sal deve ser colocado na mesma banda).



Passo 4

Deixe as duas bandas na bancada (sobre um papel) em repouso por 10 minutos.



Passo 5

pós 10 minutos lave as duas bandas da batata, seque com papel toalha e em seguida faça a pesagem.



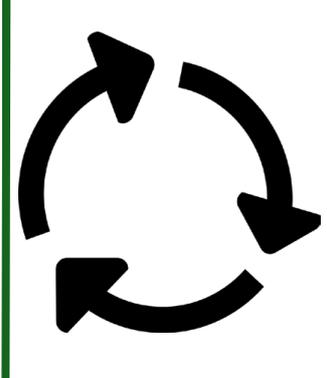
Passo 6

Reproduza a pesagem de 10 em 10 minutos, até o tempo total de 40 minutos.



Passo 7

Repita este processo em intervalos de 24, 48 até 72 horas, após o início do experimento.



Passo 8

Por fim, elabore um relatório composto com uma breve introdução a respeito do tema, metodologia e resultados, bem como registros fotográficos da prática. Este relatório deve ser entregue na aula seguinte.



APÓS A PRÁTICA VOCÊ SERÁ CAPAZ DE:

- 1) Explicar detalhadamente onde ocorre a movimentação de água e sal.
- 2) Esquematizar (na forma de um desenho didático, por exemplo) a colonização por fungos e bactérias das bandas de batata expostas ou não ao sal.

REFERÊNCIAS

- BARROS, S. L.; SILVA, W. P.; De FIGUEIRÊDO, R. M. F.; De ARAÚJO, T. J.; SANTOS, N. C.; GOMES, J. P. Efeito da adição de diferentes tipos de açúcar sobre a qualidade físico-química de geleias elaboradas com abacaxi e canela. **Revista Principia**, v. 1, n. 45, p. 150-157, 2019.
- FAO – Organização das Nações Unidas para a Alimentação e a Agricultura. **Manual sobre manejo de reservatórios para a produção de peixes**. Disponível em: <<http://www.fao.org/3/AB486P/AB486P07.htm>> Acesso em: 25 abr. 2020.
- MAGGIO, A.; ZHU, J-K.; HASEGAWA, P. M.; BRESSAN, R. A. Osmogenetics: Aristotle to Arabidopsis. **The Plant Cell**, v. 18, p. 1542-1557, 2006.
- MAUREL, C.; BOURSIAC, Y.; LUU, D.; SANTONI, V.; SHAHZAD, Z.; VERDOUCQ, L. Aquaporins in plants. *Physiological reviews*. v. 95, n. 4, p. 1321-1358, 2015.
- PIMENTA, J. A. Relações hídricas. In: KERBAUY, G. B. **Fisiologia vegetal**. 1ª ed. São Paulo: Guanabara, p. 9-11, 2004.
- RAVEN, P. H. **Biologia Vegetal**. 8ª ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2014. 876 p.
- TAIZ, L.; ZEIGER, E. **Fisiologia Vegetal**. 3ª ed. Porto Alegre: Artmed, 2004. 719 p.

OSMOSE II

INTRODUÇÃO

Pudemos observar na primeira aula deste capítulo, a movimentação de água de um tecido vegetal ao alterarmos o potencial osmótico (e por consequência o potencial hídrico conforme iremos abordar mais detalhadamente hoje!). Com esta observação definimos a osmose como sendo o transporte da água e de outras substâncias pequenas, sem carga, através de uma membrana semipermeável (HOLBROOK, 2017). Tal transporte e sua intensidade devem-se ao potencial hídrico nos diferentes compartimentos separados pelas membranas semipermeáveis (MOREIRA, 2014). Em uma solução com baixa concentração de solutos (hipotônica), a água possui maior energia livre, sendo, portanto, de maior potencial hídrico. Em contrapartida, em uma solução com maior concentração de solutos (hipertônica), a água possui menor energia livre, ou seja, é de menor potencial hídrico. Ao dispor essas soluções separadas por uma membrana, a água que se encontra na solução hipotônica, de maior energia livre passará para a solução hipertônica, a fim de dissolvê-la, entrando em equilíbrio (MOREIRA, 2014).

Agora, considerando a pequena revisão acima, vamos imaginar o que aconteceria em uma situação em que estivéssemos a diversos dias sem ingerir água potável e já desidratados bebêssemos água do mar? Possivelmente você responderia que mesmo desidratados ainda teríamos uma forte diarreia, certo? Correto!

Mas como é possível mesmo existindo um déficit de água em nosso corpo (pela desidratação já iminente!) ainda perdermos água de nosso corpo na forma de diarreia?

Podemos responder esta questão ao considerarmos que a pressão osmótica das células de nosso sangue é de aproximadamente 0,78 MPa (FOGAÇA, 2020). Já a água do mar possui um potencial osmótico em torno de -3,3 Mpa (BITTENCOURT et al., 2004). Desta forma, a elevada concentração de sais dissolvidos, resulta na movimentação de água de nossas células para a água do mar (hipertônica), que ingerimos e está em nosso estômago. Desta forma, todas as moléculas de água que permearem por membranas seletivas estarão incorrendo do fenômeno denominado “osmose”. A intensidade desta movimentação será tanto maior, conforme a concentração for maior de soluto, surgindo um maior fluxo de água em direção do meio hipertônico (e com menor energia livre).



Figura 2. Talvez, para muitos estudantes ao analisarem os últimos parágrafos desta introdução de aula prática, tenha sido difícil abstrair algumas diferenças básicas entre células vegetais e animais (i. e. paredes celulares, cloroplastos, vacúolos etc) e conseguirem fazer a analogia da movimentação da água ocorrer similarmente pelas membranas de organismos excepcionalmente distintos (pessoa perdida em alto mar e as repostas vegetais tema de nosso estudo). No entanto, quando observamos as fotos acima publicada em 2017 pelos pesquisadores ISMAIL e HORIE, podemos tornar tangível a analogia apresentada no início desta aula, ou seja: Algumas espécies animais (como a nossa!) e/ou algumas espécies ou variedades de plantas (como as fotos a. direita e b. esquerda) não tem adaptação necessária para “viver/sobreviver” em ambientes “hostis” como as soluções hipertônicas apresentadas. Nestes casos, as imagens nos possibilitam inferir a movimentação de água continuar respondendo a diferença de potencial entre compartimentos (citoplasma de células vegetais ou animais!).

OBJETIVO

Comparar a intensidade da osmose em soluções apresentando diferentes concentrações de solutos.

MATERIAL

Para realização da aula prática serão necessários os seguintes materiais:

- Açúcar cristal ou açúcar refinado;
- Pipetas 01 mL;
- Tripa para linguiça (membrana semipermeável ou papel celofane);
- Elástico para dinheiro;
- Suportes de metal ou garras para buretas;
- Frascos grandes de maionese (Béqueres de 100 mL ou outro recipiente de volume similar).

PROCEDIMENTO

Siga atentamente o passo a passo para obter sucesso na prática.

Passo 1

Selecione três sacos (tripa), e em cada saco amarre uma das extremidades com elástico.



Passo 2

Em seguida, encha-as, respectivamente, com 10 mL de água de torneira (controle), 10 mL de água de torneira adicionada de 5 colheres de açúcar cristal e 10 mL de água de torneira adicionada de 10 colheres de açúcar cristal.



Passo 3

Na outra extremidade de cada saco, encaixe uma pipeta de 1 mL. Com um elástico prenda firmemente os sacos às pipetas, de modo que o nível da solução se torne visível logo acima do local de amarrão.



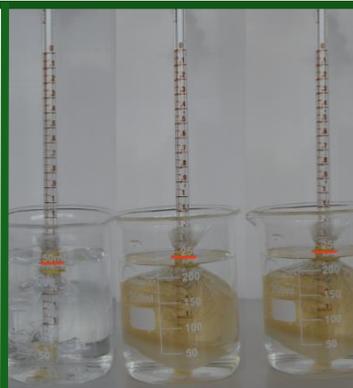
Passo 4

Prenda as pipetas com os sacos a um suporte ou garra. Em seguida, mergulhe os sacos em recipientes com água de torneira.



Passo 5

Em cada pipeta, marque o nível inicial das colunas de água e, após 1-2 horas, observe a altura final, considerando a subida do líquido nas pipetas.



Passo 6

Por fim, elabore um relatório composto com uma breve introdução a respeito do tema, metodologia e resultados, bem como registros fotográficos da prática. Este relatório deve ser entregue na aula seguinte.



APÓS A PRÁTICA VOCÊ SERÁ CAPAZ DE:

- 1) Explicar o que acontecerá nas células e tecidos de pessoas que vieram a ingerir urina ou água do mar, com base no texto abaixo.

Em junho de 2011, a traineira Wiltamar III naufragava em alto mar após ter sido assolada por uma violenta tempestade. Durante o resgate, os seis naufragos relataram às autoridades que beberam a própria urina para poder sobreviver durante os dias que ficaram à deriva. No entanto, o médico Luís Fernando Correia alerta que naquela situação “Apesar de parecer que tem muita água na urina, junto dela tem muita substância que o corpo já botou para fora. Beber água salgada também é ruim, porque vai tirar água do corpo mais ainda” (Bom Dia Brasil, 2011).

REFERÊNCIAS

- BITTENCOURT, M. L. C.; DIAS, D. C. F. dos S.; ARAÚJO, E. F.; DIAS, L. A. dos S. Controle da hidratação para o condicionamento osmótico de sementes de aspargo. **Revista Brasileira de Sementes**, v. 26, n. 2, p. 98-104, 2004.
- Bom Dia Brasil. **Especialista diz que beber urina para sobreviver a naufrágio piora situação**, 2011. Disponível em: <<http://g1.globo.com/bom-dia-brasil/noticia/2011/06/especialista-diz-que-beber-urina-para-sobreviver-naufragio-piora-situacao.html>>. Acesso em: 17 jun. 2020.
- FOGAÇA, J. R. V. Pressão osmótica. **Manual da Química**. Disponível em: <<https://m.manualdaquimica.com/fisico-quimica/pressao-osmotica.htm>>. Acesso em: 14/08/2020.
- HOLBROOK, N. M. Água e células vegetais. In: TAIZ, L.; ZEIGER, E.; MOLLER, I. M.; MURPHY, A. **Fisiologia e desenvolvimento vegetal**. 6ª ed. Porto Alegre: Artmed, p. 88-89, 2017.
- ISMAIL, A. M.; HORIE, T. Genomics, Physiology, and Molecular Breeding Approaches for Improving Salt Tolerance. **Annual Review of Plant Biology**, v. 68, p. 405 – 434, 2017.
- MOREIRA, C. Osmose. **Revista de Ciência Elementar**, v. 2, n. 4, p. 241, 2014.

OSMÔMETRO DE CENOURA

INTRODUÇÃO

As plantas, requerem uma adição frequente de energia livre para que possam manter e reparar suas estruturas, assim como para crescerem e se reproduzirem (HOLBROOK, 2017).

Holbrook (2017) define osmose como sendo o movimento da água através de uma membrana semipermeável. Esta ocorre, quando a concentração de solutos é maior dentro da célula do que na solução que a envolve, uma vez que a água irá se mover para o interior da célula, entretanto, os solutos serão incapazes de se moverem para fora dela.

O movimento espontâneo que ocorre de uma região para outra adjacente é titulado como difusão. Este é o modo pelo qual as partículas se misturam como resultado de uma agitação ao acaso (PIMENTA, 2004).

Já o fluxo de massa está relacionado a um gradiente de pressão, pois o movimento de diversas moléculas de água ocorre em resposta desse gradiente. Logo, as moléculas se movem de forma espontânea em um sistema físico, e com isso ocorre a diminuição do seu conteúdo energético (VIEIRA et al., 2010).

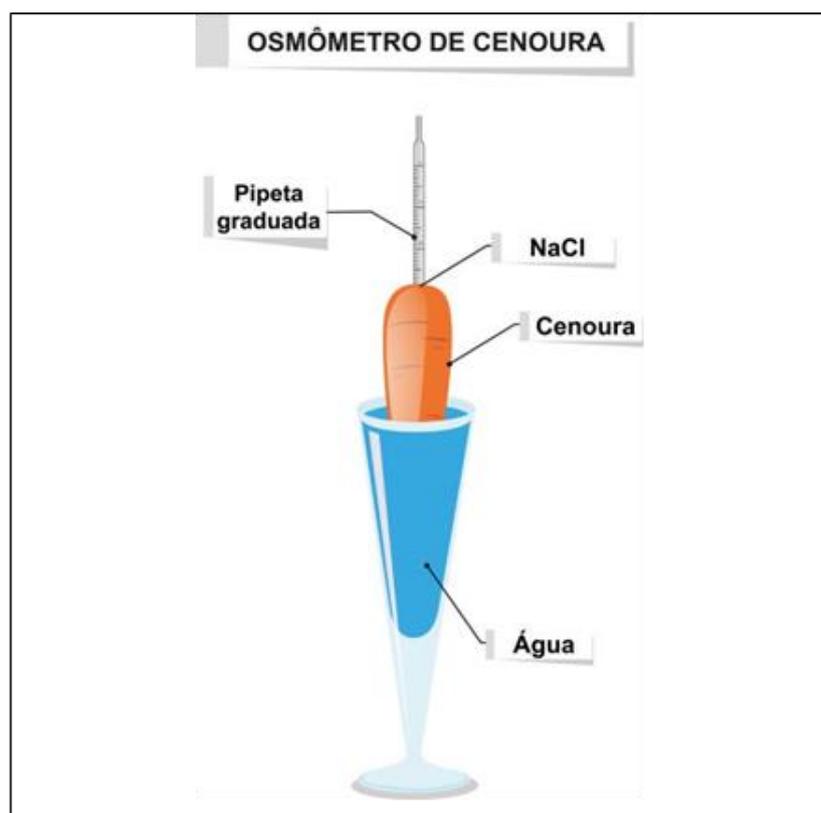


Figura 3. Representação esquemática do osmômetro de cenoura, onde é possível observar de forma prática a osmose e a atuação da pressão osmótica.

OBJETIVO

Observar a movimentação da água através dos processos de transporte fluxo de massa, difusão e osmose.

MATERIAL

Para a realização da prática serão necessários os seguintes materiais:

- 01 cenoura;
- Água;
- Pipeta graduada;
- Canivete ou estilete;
- Sal (NaCl);
- 01 taça.

PROCEDIMENTO

Siga atentamente o passo a passo para obter sucesso na prática.

Passo 1

Com auxílio do canivete, perfure no meio da cenoura na direção horizontal, fazendo um orifício com média de 5 cm de profundidade.



Passo 2

Adicione uma quantidade de Sal (NaCl) no orifício presente na cenoura. Caso for necessário adicione algumas gotas de água junto ao sal para acelerar o processo.



Passo 3

Introduza a pipeta graduada no interior da perfuração.



Passo 4

Adicione a água (H₂O) na taça, com uma quantidade que não fique totalmente cheia.



Passo 5

Coloque a cenoura com a pipeta inserida no orifício dentro da taça com água, preservando a parte aérea da cenoura (onde está inserida a pipeta) para que não haja a entrada da água presente na taça.



Passo 6

Por fim, elabore um relatório composto com uma breve introdução a respeito do tema, metodologia e resultados, bem como registros fotográficos da prática. Este relatório deve ser entregue na aula seguinte.



APÓS A PRÁTICA VOCÊ SERÁ CAPAZ DE:

- 1) Esquematizar (na forma de um desenho didático, por exemplo) a ascensão da água por pipetas graduadas de diâmetros distintos. Explique a diferença.
- 2) Explicar o que acontecerá com a ascensão da água caso não utilizemos o sal de cozinha e sim amido em pó (amido de milho ou mandioca, por exemplo).

LEITURA SUPLEMENTAR

- 1 – BIANCHI, L.; GERMINO, G. H.; SILVA, M. A. Adaptação das Plantas ao Déficit Hídrico. **Acta Iguazu**. v.5, n.4, p. 15-32, 2016.
- 2 – CONCENÇO, G.; FERREIRA, E. A.; FERREIRA, F. A.; SANTOS, J.B. Plasmodesmos: Transporte simplástico de herbicidas na planta. **Planta Daninha**. v. 25, n. 2, p. 423-432, 2007.

VÍDEOS AUXILIARES

- 1 – Diffusion, Osmosis and Dialysis (IQOG-CSIC)

Canal: CanalDivulgación

Disponível em:

<https://www.youtube.com/watch?v=tHzkRtzVmUM>

- 2 – Video ósmosis II

Canal: Cristian Arévalo

Disponível em:

<https://www.youtube.com/watch?v=vqwp2kRW3qg>

REFERÊNCIAS

- HOLBROOK, N. M. Água e células vegetais. In: TAIZ, L.; ZEIGER, E.; MOLLER, I. M.; MURPHY, A. **Fisiologia e desenvolvimento vegetal**. 6ª ed. Porto Alegre: Artmed, p. 84-98, 2017.
- PIMENTA, J. A. Relações hídricas. In: KERBAUY, G. B. **Fisiologia vegetal**. 1ª ed. São Paulo: Guanabara, p. 9-11, 2004.
- VIERA, E. L.; SOUZA, G. S.; SANTOS, A. R.; SANTOS, S. J. **Manual de fisiologia vegetal**. São Luis: EDUFMA, 2010. 230 p.

CAPÍTULO



TRANSPORTE DE ÁGUA NAS PLANTAS

Edmilson Igor Bernardo Almeida

Jaine Costa de Araújo

Nayara Moraes Silva

Paulo Alexandre Fernandes Rodrigues de Melo

Janaína Marques Mondego

Isabela Cristina Gomes Pires

GUTAÇÃO

INTRODUÇÃO

Gutação é um fenômeno fisiológico ocorrente em diversas espécies vegetais. Nesse processo há liberação de fluídos, que apesar de sua aparência translúcida, transportam vários compostos orgânicos e inorgânicos (SINGH; SINGH, 2013). Descobertas recentes mostraram que esses fluídos apresentam diversos sais, íons, nutrientes e macromoléculas, possuindo um papel importante na resistência a doenças, tolerância a elementos tóxicos, eficiência fotossintética, como também rendimento econômico de culturas agrícolas (SINGH; SINGH, 2013).

Diferentemente da transpiração, que é a perda de água em forma de vapor através dos estômatos, a gutação é a liberação de água líquida por meio de estruturas especiais denominadas hidatódios, os quais estão localizados nas extremidades e superfícies (abaxial e adaxial) das folhas (SINGH, 2013). Os hidatódios consistem em aberturas naturais microscópicas e diferem dos estômatos por estarem sempre abertos, oferecendo pouca resistência ao fluxo de fluído nas folhas. Eles se comunicam com o sistema de condução de água e possuem uma cavidade rodeada de tecidos parenquimatosos de paredes finas e frouxas, denominados de epítimos (SINGH, 2014). O processo de gutação pode ser comumente percebido no período noturno e nas primeiras horas do dia, principalmente em solos bem drenados e irrigados (PES; ARENHARDT, 2015).

O fenômeno da gutação é resultante da pressão positiva no xilema (CERUTTI et al., 2019), que ocorre devido ao acúmulo de sais e/ou condições externas que possam dificultar a transpiração da planta. Isso facilita a absorção de água, principalmente sob excesso de água no solo, alta umidade relativa do ar e ausência de vento.

Na raiz desenvolve-se uma pressão hidrostática positiva ao assimilar íons e deposita-los no xilema (STOCKING, 1956 *apud* SINGH, 2016; ZHOLKEVICH, 1991; PEDERSEN, 1993, 1994). Esta concentração de solutos propicia que o potencial osmótico na seiva do xilema fique negativo, diminuindo assim o potencial hídrico do xilema (SINGH, 2016).

Por sua vez, esta diminuição do potencial hídrico do xilema propicia uma força motriz para a absorção de água por pressão positiva xilemática (KRAMER; CURRIER, 1950; BOYER, 1985). Portanto, pode-se afirmar que a pressão positiva exercida nas raízes é responsável por direcionar a água contra a gravidade até a saída nas estruturas especializadas (hidatódios).



Figura 1. *Tradescantia pallida purpurea* sob a ocorrência do processo de gutação. Foto tirada pela monitora Nayara Silva, na disciplina de Fisiologia Vegetal, ministrada para os alunos de Agronomia do CCAA/UFMA.

OBJETIVO

Identificação e visualização do processo de gutação em condições de campo.

MATERIAL

Para realização da aula prática serão necessários os seguintes materiais:

- Planta zebrina;
- Câmera fotográfica.

PROCEDIMENTO

Siga atentamente o passo a passo para obter sucesso na prática.

Passo 1

Ciente das condições ideais para o processo de gutação, realize a amostragem de uma planta representativa.



Passo 2

Identifique o processo de gutação nas extremidades foliares, com precauções para não confundir-lo com o orvalho. Posteriormente, fotografe-o em ângulos estratégicos. Lembre-se de registrar o momento com os colegas de grupo.



Passo 3

Por fim, elabore uma apresentação em slide composta com uma breve introdução a respeito do tema, bem como registros fotográficos da prática. Este relatório deve ser entregue na aula seguinte.



APÓS A PRÁTICA VOCÊ SERÁ CAPAZ DE:

- 1) Explicar detalhadamente o porquê que ocorre a gutação.
- 2) Dizer em que consiste a pressão positiva no xilema.
- 3) Explicar qual a diferença entre gutação, transpiração e orvalho.
- 4) Conceituar e explicar o processo de cavitação.
- 5) Representar detalhadamente a estrutura de um hidatódio identificando seus tecidos componentes.

REFERÊNCIAS

- BOYER, J. S. Water transport. **Annual Review of Plant Physiology**, v. 36, p. 473-516, 1985.
- CERUTTI, A.; JAUNEAU, A.; LAUFS, P.; LEONHARDT, N.; SCHATTAT, M. H.; BERTHOMÉ, R.; ROUTABOUL, J.; NOËL, L. D. Mangroves in the leaves: anatomy, physiology, and immunity of epithemal hydathodes. **Annual Review of Phytopathology**, v. 57, n. 1, p. 91-116, 2019.
- KRAMER P. J.; CURRIER, H. B. Water relations of plant cells and tissues. **Annual Review of Plant Physiology**, v. 1, p. 265-284, 1950.
- PEDERSEN, O. Long-distance water transport in aquatic plants. **Plant Physiology**, v. 103, n. 2, p. 1369-1375, 1993.
- PEDERSEN, O. Acropetal water transport in submerged plants. **Botanica Acta**, v. 107, p. 61-65, 1994.
- PES, L. Z.; ARENHARDT, M. H. **Fisiologia Vegetal**. Santa Maria, RS: Universidade Federal de Santa Maria, Colégio Politécnico, Rede e-Tec Brasil, 2015. 81 p.
- SINGH S.; SINGH T. N. Guttation 1: chemistry, crop husbandry and molecular farming. **Phytochemistry Review**, v. 12, n. 1, p. 147-172, 2013.
- SINGH, S. Guttation: path, principles and functions. **Australian Journal of Botany**, v. 61, n. 7, p. 497-515, 2013.
- SINGH, S. Guttation: mechanism, momentum and modulation. **The Botanical Review**, v. 82, n. 2, p. 149-182, 2016.
- SINGH, S. Guttation: new insights into agricultural implications. **Advances in Agronomy**, v. 128, p. 97-135, 2014.

GUTAÇÃO EM CAMPÂNULA DE PLÁSTICO

INTRODUÇÃO

Gutação é um fenômeno fisiológico no qual há a saída de fluidos através dos hidatódios que estão presentes nas pontas, bordas e superfícies abaxial e adaxial das folhas (SINGH, 2013). A sua ocorrência é dependente de fatores internos, externos e edáficos. Os fatores internos variam entre as espécies e englobam variáveis genotípicas, fenológicas, hormonais e enzimáticas. Os fatores externos contemplam os estímulos mecânicos, temperatura, luz, umidade, velocidade do vento e outros; ao que os edáficos versam sobre a temperatura do solo e raízes, umidade, nutrientes, aeração e micorriza do solo (SINGH, 2016).

Um dos fatores ambientais que mais influencia na gutação é a temperatura atmosférica, pois dias quentes seguidos de noites frescas propiciam um ambiente ideal para que haja absorção de água e nutrientes pelas raízes, enquanto a transpiração é reduzida (KRAMER; BOYER, 1995; SINGH, 2016).

Pode-se ressaltar também que a saída de água proporcionada pela transpiração provoca o aumento da concentração de solutos nos vasos xilemáticos, aumentando assim o fluxo de entrada de água através das raízes em resposta ao gradiente de concentração (potencial negativo dentro da planta) (SINGH, 2013). Como a gutação é decorrente de uma pressão positiva gerada nas raízes, pode-se afirmar que em um meio salino, cujo potencial osmótico é negativo, a água tende a sair da planta para o meio mais negativo até que se igualem os potenciais (fora e dentro da planta), dificultando o processo para que ocorra a gutação.

A temperatura do solo e raízes são importantes, pois através deles pode-se ter uma condição de temperatura ideal para que ocorra a gutação (KRAMER; BOYER, 1995). Os dias quentes seguidos de noites frias ocasionam um aquecimento do solo durante o dia e rápido resfriamento da superfície durante a noite, o que ocasiona ambiente ideal para a gutação de diversas plantas.

Em relação aos nutrientes na planta, eles têm influência sobre a gutação através de sua estreita relação com as atividades celulares, o que pode prejudicar a permeabilidade da água ao longo do processo (SCHWENKE; WAGNER, 1992; ALDENHOFF et al., 2014; SINGH, 2016). A aeração do solo também demonstra ser necessária para que haja a gutação, pois com ela há o desenvolvimento da pressão radicular, a qual parece não

ocorrer em ambientes anaeróbios (SZAREK; TREBACZ, 1999; SZE et al., 2002; SZE, 1984 *apud* SINGH, 2016).

De acordo com Singh (2016), a umidade relativa do ar também é um importante fator para o processo de gutação, especialmente quando o ambiente, solo e atmosfera, está saturado, pois esta condição privilegia a gutação em detrimento da transpiração. Segundo Hoagland & Broyer (1936), a gutação pode ser prolongada caso o sistema radicular esteja imerso em meio salino, dissoluto em íons móveis, com temperatura e déficit de pressão de vapor adequados, uma vez que estas condições dificultam a transpiração.

O vento e a velocidade influenciam na gutação, pois a formação de gotículas de água nas bordas das folhas é mais evidente quando o ar está saturado e com a mínima incidência de vento. Portanto, quanto maior a velocidade do vento, menor será o volume das gotículas nas bordas das folhas, em decorrência do espalhamento do volume do líquido proporcionado pelas massas de ar (SINGH, 2016).

OBJETIVO

Observar a geração de pressão positiva no xilema em situação de saturação de umidade relativa do ar.

MATERIAL

Para realização da aula prática serão necessários os seguintes materiais:

- Mudas de milho e feijão cultivadas (até o estágio V2 ou V3) em copo plástico de 180 mL;
- Solução de sal de cozinha (NaCl) a 5% (p/v);
- Campânula de plástico;
- Câmera fotográfica.

PROCEDIMENTO

Siga atentamente o passo a passo para obter sucesso na prática:

Passo 1

Regue a metade das mudas com solução de sal de cozinha a 5% e a outra parte com água potável.



Passo 2

Em seguida, insira as mudas numa campânula de plástico, mantendo-as em ambiente sombreado durante sete dias (uma semana).



Passo 3

Monitore o experimento durante sete dias (uma semana) e registre as modificações ocorrentes nas margens das folhas, comparativamente à testemunha (mudas irrigadas com água potável).



Passo 4

Por fim, elabore um relatório composto com uma breve introdução a respeito do tema, metodologia e resultados, bem como registros fotográficos da prática. Este relatório deve ser entregue na aula seguinte.



Observação: Em dias com temperaturas amenas pode-se notar mais facilmente as gotas nas bordas das folhas, em plantas regadas com água potável.

APÓS A PRÁTICA VOCÊ SERÁ CAPAZ DE:

- 1) Explicar o porquê não houve gutação no copo irrigado com solução salina.
- 2) Explicar qual é a força responsável pela gutação e como ela se origina.
- 3) Explicar o porquê é necessário o cultivo em campânula.
- 4) Explicar e justificar se a gutação e transpiração são processos fisiológicos inversamente proporcionais.

REFERÊNCIAS

- ALDENHOFF, R.; KAI L.; UEHLEIN, N. Aquaporins and membrane diffusion of CO₂ in living organisms. **Biochimica et Biophysica Acta**, v. 1840, n. 5, p. 1592-1595, 2014.
- HOAGLAND, D. R.; BROYER, T. C. General nature of the process of salt accumulation by roots with description of experimental methods. **Plant Physiology**, v. 11, n. 3, p. 471-507, 1936.
- KRAMER, P. J.; BOYER, J. S. **Water relations of plants and soils**. San Diego: cademic Press, 1995. 495 p.
- SCHWENKE, H.; WAGNER, E. A new concept of root exudation. **Plant, Cell & Environment**, v. 15, p. 289-299, 1992.
- SINGH, S. Guttation: path, principles and functions. **Australian Journal of Botany**, v. 61, n. 7, p. 497-515, 2013.
- SINGH, S. Guttation: mechanism, momentum and modulation. **The Botanical Review**, v. 82, n. 2, p. 149-182, 2016.
- SZAREK, I.; TREBACZ, K. The role of light-induced membrane potential changes in guttation in gametophytes of *Asplenium trichomanes*. **Plant and Cell Physiology**, v. 40, n. 12, p. 1280-1286, 1999.
- SZE, H.; SCHUMACHER, K.; MULLER, M. L.; PADMANABAN, S.; TAIZ, L. A simple nomenclature for a complex proton pump: VHA genes encode the vacuolar H(+)-ATPase. **Trends in Plant Science**, v. 7, n. 4, p. 157-161, 2002.

TENSÃO SUPERFICIAL

(Tensionamento da película de água no mesofilo foliar)

INTRODUÇÃO

A tensão superficial conseguiu intrigar vários estudiosos através dos tempos, afinal todos buscavam uma razão pela qual a água conseguia ascender através de finos condutos de maneira natural e sem evidentes aplicações de forças (BHATNAGAR; FINN, 2018). Convicto de que chegaria a uma explicação, Laplace propôs um experimento que consistia em posicionar placas com diferentes configurações angulares sob a água e observar a interação que ocorria entre as mesmas. Por vezes era possível observar a formação de meniscos, os quais conforme ocorresse alterações no ângulo entre as placas apresentavam distintas configurações (YANG et al., 2008). Essa característica possibilitou a descoberta das duas propriedades da água: adesão e coesão. As quais estão diretamente relacionadas a esse processo (YANG et al., 2008).

Hoje sabemos que a tensão superficial, caracterizada pela resistência ao tensionamento do espelho líquido de massas de água é produto das interações intermoleculares entre suas moléculas. Por apresentar diferentes estados de energia, a fase líquida tende a manter poucas interações com a fase gasosa, o que promove o redirecionamento das interações para o interior da massa líquida promovendo maior grau de agregação entre as moléculas de água (LAUTRUP, 2011).

De forma análoga ao que foi demonstrado por Laplace, as plantas promovem um tensionamento na massa de água contínua que inicia no mesofilo foliar, estendendo-se até as raízes, por meio das interações ocorrentes entre a água e as paredes celulares que compõem seus tecidos internos (BUTRINOWSKI et al., 2013). Através destas tensões geradas nas folhas, a água move-se do xilema para o mesofilo foliar, com posterior saída na forma de vapor através dos estômatos. Isso permite a criação de um gradiente que proporciona o vapor superar a camada limítrofe de ar e a difusão do CO₂ na direção oposta (HOLBROOK, 2017).

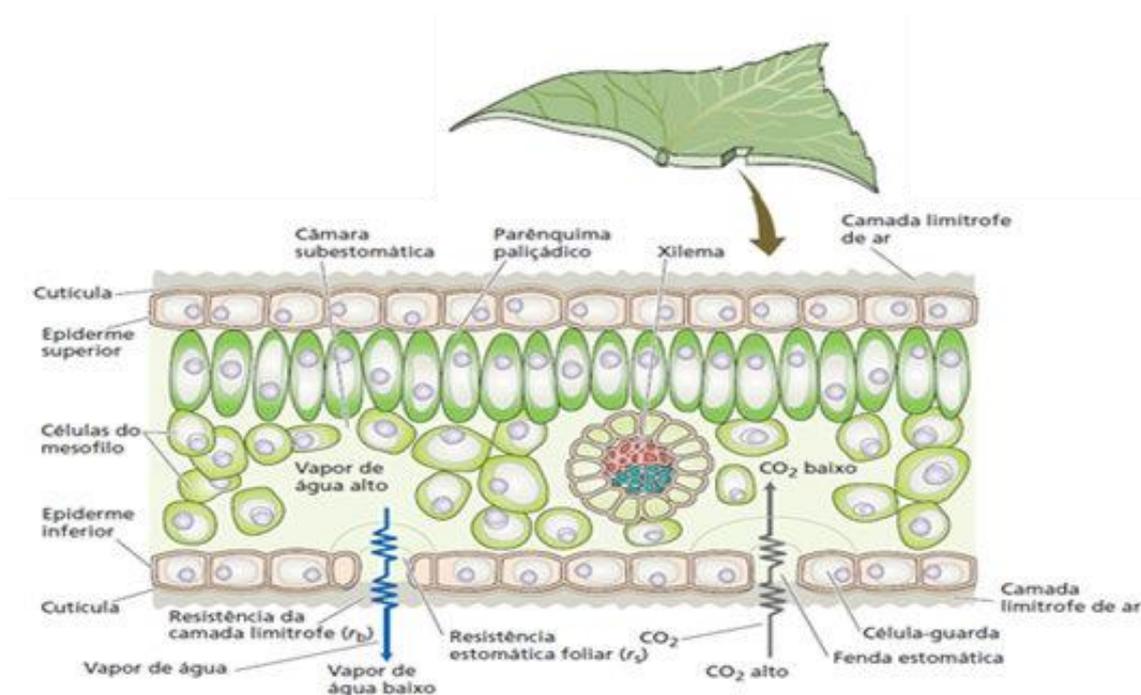


Figura 3. Representação esquemática da anatomia de Kranz (TAIZ et al., 2017).

OBJETIVO

Observar as propriedades físicas da água, especialmente a tensão superficial.

MATERIAL

Para realização da aula prática serão necessários os seguintes materiais:

- Recipiente de vidro, com capacidade de 250 mL;
- Água;
- Detergente;
- Agulha.

PROCEDIMENTO

Siga atentamente o passo a passo para obter sucesso na prática.

Passo 1

Inicialmente, coloque 250 mL de água no recipiente de vidro.



Passo 2

Insira cuidadosamente a agulha sobre a superfície da água, de modo que a mesma não afunde.



Passo 3

Posteriormente, adicione 4 gotas de detergente no recipiente e observe se a agulha afundará. Caso a agulha não afunde de imediato, acrescente mais gotas de detergente até isto ocorrer.



Passo 4

Por fim, elabore uma apresentação em slide composta com uma breve introdução a respeito do tema, bem como registros fotográficos da prática. Este relatório deve ser entregue na aula.



APÓS A PRÁTICA VOCÊ SERÁ CAPAZ DE:

- 1) Explicar o que é a tensão superficial.
- 2) Explicar o porquê de a agulha não afundar. E responder também qual o efeito de substâncias surfactantes solubilizadas, levando em consideração a densidade da agulha *versus* a densidade da água.
- 3) Explicar qual a importância da tensão superficial no mesófilo foliar ao longo do processo de transpiração

REFERÊNCIAS

- BHATNAGAR, R.; FINN, R. The laplace parallel plates problem in capillarity theory. **Journal of Mathematical Fluid Mechanics**, v. 20, n. 1, p. 1681-1690, 2018.
- BUTRINOWSKI, R. T.; BUTRINOWSKI, I. T.; SANTOS, E.L.; PICOLOTTO, P.R.; PICOLOTTO, R. A.; SANTOS, R. F. Disponibilidade hídrica no desenvolvimento inicial de mudas de *Eucalyptus grandis* em ambiente protegido. **Acta Iguazu**, v. 2, n. 3, p. 84-90, 2013.
- HOLBROOK, N. M. Água e células vegetais. In: TAIZ, L.; ZEIGER, E.; MOLLER, I. M.; MURPHY, A. **Fisiologia e desenvolvimento vegetal**. 6ª ed. Porto Alegre: Artmed, p. 83-96, 2017.
- LAUTRUP, B. **Physics of Continuous Matter: Exotic and Everyday Phenomena in the Macroscopic World**. 2ª ed. New York: CRC Press, p. 69-72, 2011.
- TAIZ, L.; ZEIGER, E.; MOLLER, I. M.; MURPHY, A. **Fisiologia e desenvolvimento vegetal**. 6ª ed. Porto Alegre: Artmed, 2017, 858 p.
- YANG, J. M. H.; FLEMING III, P. D.; GIBBS, J. H. Molecular theory of surface tension. **The Journal of Chemical Physics**, v. 64, n. 9, p. 3732-3738, 2008.

TRANSPIRAÇÃO VEGETAL

INTRODUÇÃO

A água apresenta estrutura e composição que lhe garantem propriedades singulares, as quais desempenham importante papel nos seres vivos, tornando-a a molécula inorgânica mais abundante (BARTZ; BRECHT, 2003). Os vegetais têm uma grande demanda por água e estima-se que 95% do conteúdo absorvido é liberado para a atmosfera na forma de vapor pelo processo de transpiração, enquanto a outra parte é destinada ao crescimento e metabolismo vegetal (BARTZ; BRECHT, 2003).

A transpiração pode ocorrer em várias estruturas morfológicas vegetais, entretanto a maior parte deste processo ocorre nas folhas devido à sua arquitetura, o que permite maior exposição solar. Isto ocasiona um aumento da temperatura foliar, induzindo à perda de água por transpiração, para regulação e sobrevivência da planta. Enquanto que as outras partes, menos expostas ao sol, realizam a transpiração em magnitudes menores, através de lenticelas encontradas no caule e ramos jovens (JONES, 1998).

A transpiração possui função de arrefecimento, ou seja, reduz os efeitos negativos da exposição solar e altas temperaturas sobre os tecidos vegetais. Uma vez sob forte ação da irradiação solar, a água que se encontra em estado líquido no interior dos tecidos vegetais adquire status energético suficiente para que possa passar para o estado gasoso e ser liberado ao ambiente em decorrência do gradiente de concentração. Isso permite romper a camada limítrofe de ar presente sobre a folha, promovendo a entrada de CO₂ em sentido contrário à transpiração. É, portanto, um fenômeno fisiológico de extrema importância também para fotossíntese (TAIZ; ZEIGER, 2017).

A liberação de água na forma de vapor ocorre através dos estômatos, localizados nas faces abaxial e adaxial da folha. Os estômatos permitem que a planta tenha um controle eficiente do seu conteúdo de água sem comprometer o suprimento interno de dióxido de carbono e a regulação térmica (CARDOSO; COSTA, 2012). Como outros processos fisiológicos, a transpiração é influenciada por fatores bióticos e abióticos, como a espécie vegetal, idade da planta, clima, solo e atmosfera (SOUZA et al., 2011).

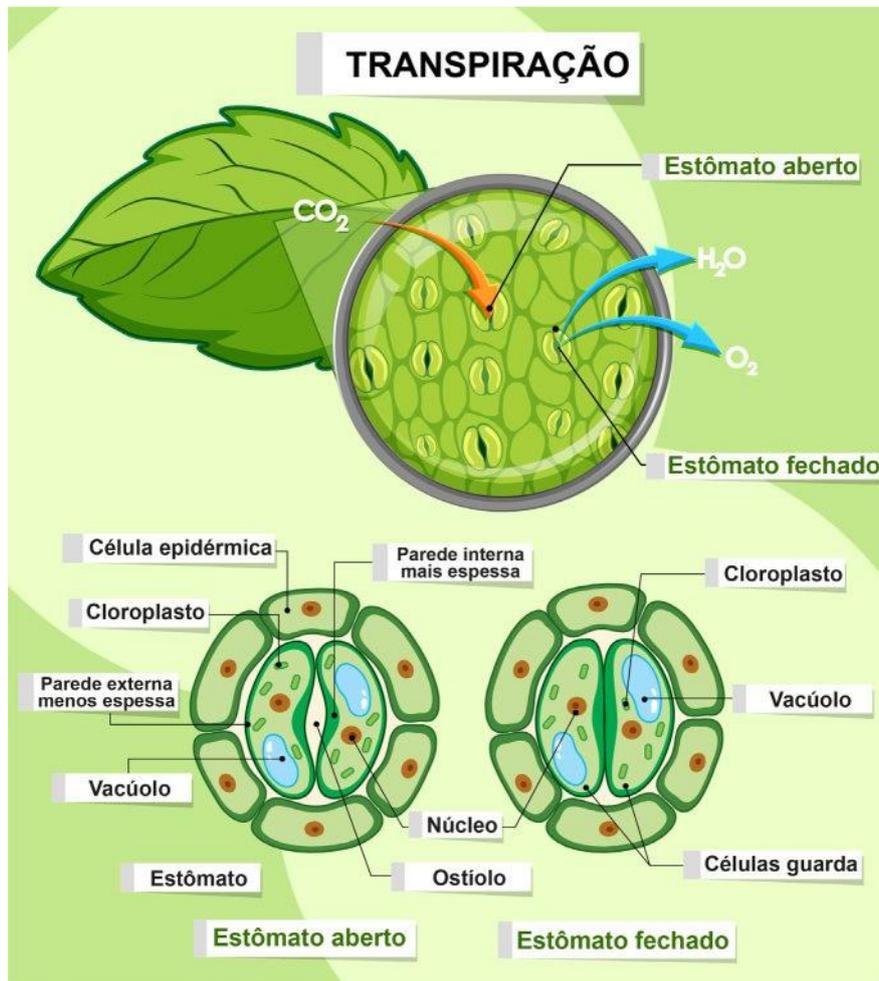


Figura 4. Mecanismo de abertura e fechamento de estômatos, destacando as estruturas envolvidas no processo de transpiração vegetal, onde as células-guarda atuam regulando o ostíolo, de acordo com a turgescência das mesmas. Representação esquemática ilustrada pelo aluno Tiago Vieira da Costa.

OBJETIVO

Determinar o processo transpiratório em plantas com processos fotossintéticos distintos.

MATERIAL

Para realização da aula prática serão necessários os seguintes materiais:

- Saco plástico;
- Planta com metabolismo CAM;
- Planta com metabolismo C₃;
- Barbante.

PROCEDIMENTO

Siga atentamente o passo a passo para obter sucesso na prática.

Passo 1

Vá em direção a uma planta C_3 e outra CAM e insira os seus ramos em sacos plásticos.



Passo 2

Feche o saco plástico e amarre-as com um pedaço de barbante, para que o mesmo fique completamente vedado.



Passo 3

Exponha as plantas ao sol por um período médio de quatro horas cada, durante 24 horas (1 dia).



Passo 4

Após esse intervalo retire o saco plástico cuidadosamente para não perder o conteúdo nele existente. Leve-o ao laboratório, pese-o e anote sua massa.



Passo 5

Por fim, elabore um relatório composto com uma breve introdução a respeito do tema, metodologia e resultados, bem como registros fotográficos da prática. Este relatório deve ser entregue na aula seguinte.



APÓS A PRÁTICA VOCÊ SERÁ CAPAZ DE:

- 1) Explicar o que é coeficiente de transpiração (CT).
- 2) Explicar quais os fatores que influenciam a transpiração vegetal.
- 3) Explicar de que maneira esses fatores influenciam na transpiração das plantas.
- 4) Descrever quais funções indiretas existem da transpiração sobre a fotossíntese.

REFERÊNCIAS

- BARTZ, J. A.; BRECHT, J. K. **Postharvest Physiology and Pathology of Vegetables**. 2ª ed. Florida: Marcel Dekker, p. 111-114, 2003.
- CARDOSO, V. J. M.; COSTA, F. A. L. Por que as plantas transpiram? **Naturalia**, v. 35, p. 1-6, 2012.
- JONES, H. G. Stomatal control of photosynthesis and transpiration. **Journal of Experimental Botany**, v. 49, n. 1, p. 387-398, 1998.
- SOUZA, C. D.; FERNANDES, D. P.; BARROSO, M. R.; PORTES, A. T. Transpiração de espécies típicas do Cerrado medida por transpirômetro de equilíbrio e porômetro. **Cerne**, v. 17, n 4, p. 509- 515, 2011.
- TAIZ, L.; ZEIGER, E.; MOLLER, I. M.; MURPHY, A. **Fisiologia e desenvolvimento vegetal**. 6ª ed. Porto Alegre: Artmed, 2017, 858 p.

TRANSLOCAÇÃO DE SOLUTOS

INTRODUÇÃO

O modo pelo o qual os açúcares presentes nas células fotossintéticas do mesofilo são transportadas para as células condutoras do floema, é denominado de carregamento do floema. Já a forma como os açúcares dos elementos condutores do floema são deslocados para as células dos sumidouros, é chamado de descarregamento do floema (CORREIA, 2014).

No floema, os produtos gerados pela fotossíntese são translocados do seu local de síntese, o qual é chamado de fonte, para um local de metabolismo ou de reserva, denominado dreno (TAIZ et al., 2017). Segundo Correia (2014), o sentido de movimento da seiva elaborada mantém-se livre de qualquer influência da gravidade, pois acontece sempre das fontes para os sumidouros, através do fluxo em massa, por gradiente de pressão. Sendo assim, o movimento pode ser ascendente ou descendente.



Figura 5. Representação da pigmentação de uma rosa branca por meio da translocação de solutos. Foto tirada pela monitora Jaine Araújo na disciplina de Fisiologia Vegetal, ministrada para os alunos de Agronomia do CCAA/UFMA.

Os solutos translocados estão diluídos em água e consistem em carboidratos, aminoácidos, hormônios, íons inorgânicos, RNAs, proteínas e metabólitos secundários que são responsáveis pela defesa e proteção vegetal (DUNFORD, 2013).

OBJETIVO

Evidenciar a translocação de solutos na pigmentação da parte floral.

MATERIAL

Para realização da aula prática serão necessários os seguintes materiais:

- Dois recipientes com 250 mL cada;
- Água;
- Dois corantes alimentícios (cores ficam a sua escolha);
- Flor com pétalas brancas.

PROCEDIMENTO

Siga atentamente o passo a passo para obter sucesso na prática.

Passo 1

Adicione 150 mL de água em cada recipiente.



Passo 2

Adicione os corantes separadamente, de modo que os dois recipientes com água fiquem tingidos de cores diferentes.



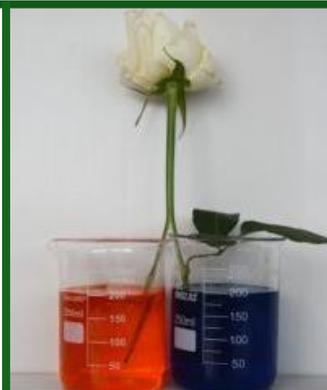
Passo 3

Faça um corte longitudinal no centro do pedúnculo floral, separando-o em dois lados iguais.



Passo 4

Insira a flor nos recipientes, de modo que cada um receba o pedúnculo floral.



Passo 5

Coloque os recipientes em ambiente sombreado para observação dos resultados finais, cuja coloração ocorrerá pelo movimento do corante no xilema.



Passo 6

Por fim, elabore um relatório composto com uma breve introdução a respeito do tema, metodologia e resultados, bem como registros fotográficos da prática. Este relatório deve ser entregue na aula seguinte.



APÓS A PRÁTICA VOCÊ SERÁ CAPAZ DE:

- 1) Explicar qual a diferença entre fontes e drenos;
- 2) Explicar o porquê a força da gravidade não interfere no fluxo floemático;
- 3) Explicar o porquê a flor apresentou colorações diferentes em ambos os lados.

LEITURA SUPLEMENTAR

- 1 – MOURA, A. R.; NOGUEIRA, R. J. M. C.; SILVA, J. A. A.; LIMA, T. V. Relações hídricas e solutos orgânicos em plantas jovens de *Jatropha curcas* l. sob diferentes regimes hídricos. **Ciência Florestal**. v. 26, n. 2, p. 345-354, 2016.
- 2 – PILAU, F. G.; BONNECARRÈRE, R. A. G.; NETO, D. D.; FANCELLI, A. L.; MARTIN, T. N.; PEREIRA, C. R.; MANFRON, P. A. Transpiração e condutância foliar à difusão de vapor de feijoeiro irrigado em função da temperatura da folhagem e variáveis ambientais. **Acta Scientiarum. Agronomy**. v. 29, n. 1, p. 127-131, 2007.

VÍDEOS AUXILIARES

- 1 – How Do Trees Transport Water from Roots to Leaves?

Canal: California Academy of Sciences

Disponível em:

<https://www.youtube.com/watch?v=9-dicqNoODg>

- 2 – Transportation in Plants

Canal: SymBios

Disponível em:

<https://www.youtube.com/watch?v=JFb-CWlz7kE>

REFERÊNCIAS

- CORREIA, S. Hipótese do fluxo de massa. **Revista de Ciência Elementar**, v. 2, n. 1, p.14-15, 2014.
- DUNFORD, S. Translocação no floema. In: TAIZ, L.; ZEIGER, E. **Fisiologia Vegetal**. 5ª ed. Porto Alegre: Artmed, 2013. p. 272-299.

TAIZ, L.; ZEIGER, E.; MOLLER, I. M.; MURPHY, A. **Fisiologia e desenvolvimento vegetal**. 6ª ed. Porto Alegre: Artmed, 2017, 858 p.

CAPÍTULO



FOTOSSÍNTESE

Rosilene Oliveira Mesquita
Edmilson Igor Bernardo Almeida
Tiago Vieira da Costa
Jordean Costa dos Santos
Leonardo Rocha Rodrigues
Maria Gomes da Silva Neta

ANATOMIA DE KRANZ

INTRODUÇÃO

A maioria das plantas que conhecemos realizam o ciclo fotossintético C_3 . Entretanto, ao longo do tempo, houve o surgimento das plantas com metabolismo C_4 , o qual permitiu uma melhor adaptação às adversidades climáticas, principalmente altas temperaturas. Este metabolismo propicia uma elevação na concentração de CO_2 próximo à ribulose- 1,5-bifosfato carboxilase/oxigenase (Rubisco) e reduz o déficit energético ocorrente com a fotorrespiração, comparativamente às plantas C_3 (BEAR; RINTOUL et al., 2018). Tal evento é caracterizado por mudanças nas reações químicas, mas também pelo surgimento de uma nova estrutura anatômica denominada de anatomia de Kranz. Esta nomenclatura apresenta derivação alemã dada a semelhança da estrutura com uma “coroa” (em alemão, kranz) (APPEZZATO-da- GLORIA; CARMELLO-GUERREIRO, 2006).

A aparência semelhante a uma “coroa”, deve-se a uma dupla deposição de camadas de clorênquima concêntricas, formadas por uma bainha contendo cloroplastos, circundada por uma camada externa constituída por células mesofílicas (GUIMARÃES, 2010).

A anatomia de Kranz é vital para o funcionamento do ciclo C_4 , pois garante a divisão espacial entre as etapas de fixação e carboxilação. Isso proporciona que a concentração relativa de CO_2 se eleve perto da Rubisco, diminuindo sua atividade de oxigenase (APPEZZATO-da-GLORIA; CARMELLO-GUERREIRO, 2006).

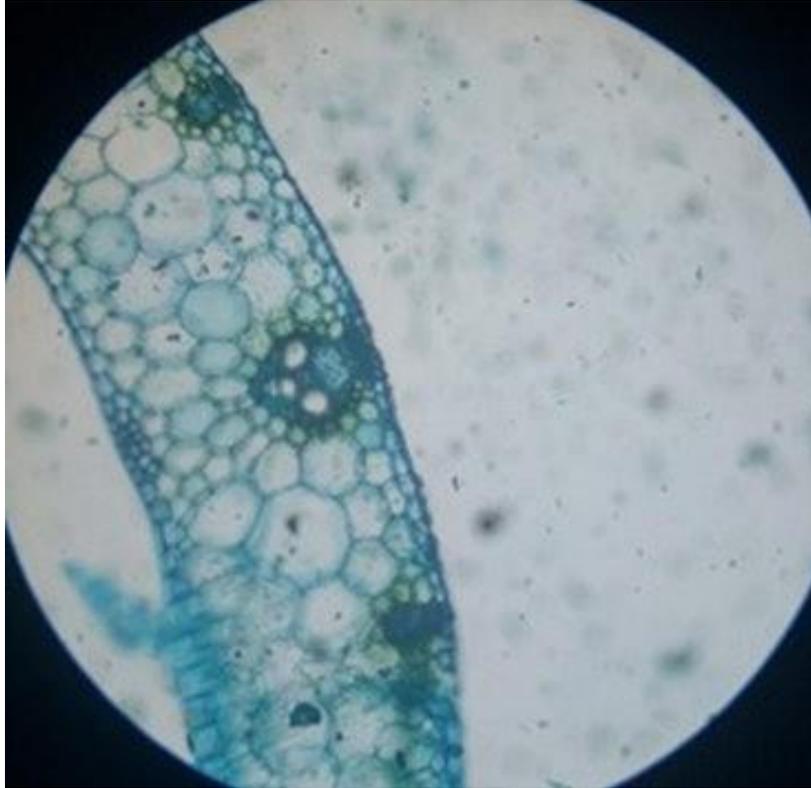


Figura 1. Representação da anatomia de Kranz. Foto tirada pela monitora Jaine Araújo na disciplina de Fisiologia Vegetal, ministrada para os alunos de Agronomia do CCAA/UFMA. Microscópio óptico, lente de aumento 10.000x.

OBJETIVO

Visualizar a disposição das células do mesofilo e da bainha perivascular (anatomia Kranz) em milho (*Zea mays*), cujo metabolismo é C₄.

MATERIAL

Para realização da aula prática serão necessários os seguintes materiais:

- Lâmina;
- Lamínula;
- Corante (azul de metileno);
- Microscópico;
- Plantas de milho ou que possua metabolismo C₄.

PROCEDIMENTO

Siga atentamente o passo a passo para obter sucesso na prática.

Passo 1

Inicialmente, faça um corte transversal na bainha do pseudocaule, situada na folha do milho, com auxílio de uma lâmina cortante (gilete).



Passo 2

Coloque a parte cortada sobre uma lâmina de vidro e acrescente uma gota do corante azul de metileno.



Passo 3

Posicione a lamínula sobre o material e leve ao microscópio óptico, utilizando a lente de aumento 10.000x para a observação das estruturas anatômicas de Kranz.



Passo 4

Por fim, elabore um relatório composto com uma breve introdução a respeito do tema, metodologia e resultados, bem como registros fotográficos da prática. Este relatório deve ser entregue na aula seguinte.



APÓS A PRÁTICA VOCÊ SERÁ CAPAZ DE:

- 1) Desenvolver um esquema simplificado, apresentando as principais alterações morfofisiológicas abordadas ao longo desta prática e que possibilitam a ocorrência do ciclo de Hatch-Slack e explicar também as suas funções.
- 2) Citar três diferenças existentes entre as plantas C₃ e C₄, e comentar a importância destas alterações sobre a transpiração vegetal (coeficiente de transpiração).
- 3) Explicar o que é fotorrespiração.

REFERÊNCIAS

- APPEZZATO-da-GLORIA, B.; CARMELLO-GUERREIRO, S. M. **Anatomia Vegetal**. 2^a ed. Viçosa: Editora da Universidade Federal de Viçosa, 2006. 430 p.
- BEAR, R.; RINTOUL, D.; SNYDER, B.; SMITH-CALDAS M.; HERREN C.; HORNE E. Principles of biology: photosynthetic pathways. **Creative Commons**, p. 535-540, 2018.
- GUIMARÃES, A. K.V. Anatomia comparada com o valor nutritivo de gramíneas forrageiras. **PUBVET**, v. 4, n. 3, p. 723-729, 2010.

EFEITO DA CLOROFILA E LUZ SOBRE A SÍNTESE DE AMIDO

INTRODUÇÃO

A fotossíntese consiste em um processo biológico no qual, nos cloroplastos, ocorre a absorção da radiação (energia física) e conversão da energia luminosa em energia química, através de um complexo sistema de proteínas de membrana. A energia química é utilizada na fixação do CO₂ atmosférico, que é transformado em compostos orgânicos (fotoassimilados ou fotossintatos). Dentre os produtos formados nesse processo, o amido é um carboidrato que se apresenta como uma das principais reservas energéticas para o ciclo de vida da planta (BASSHAM; BENSON; CALVIN, 1950; SOUZA et al., 2011; MILLER et al., 2020).

O amido é composto por dois tipos de polissacarídeos, a amilopectina e amilose (STREB; ZEEMAN, 2012). Na maioria dos vegetais, este polímero é sintetizado e armazenado no cloroplasto, podendo ser aproveitado como fonte energética em processos metabólicos, mesmo quando há insuficiência fotossintética ocasionada pela ausência da luz (BIOCHEM, 2007).

A biossíntese de amido é influenciada pelos mecanismos fisiológicos da planta, os quais estão sujeitos a uma diversidade de variáveis (MELO et al., 2013). Um estudo publicado por Ribeiro et al., (2018) enfatiza os efeitos da combinação de fatores ambientais com a ecofisiologia de *Erythroxylum simonis* Plowman, mostrando que a taxa fotossintética da espécie é limitada quando submetida a estresse hídrico. Portanto, ter um conhecimento amplo sobre os mecanismos da síntese de amido pode nos fornecer novas estratégias para aumentar sua biomassa no vegetal, bem como melhorar a qualidade e quantidade deste polímero (BUSI et al., 2013).

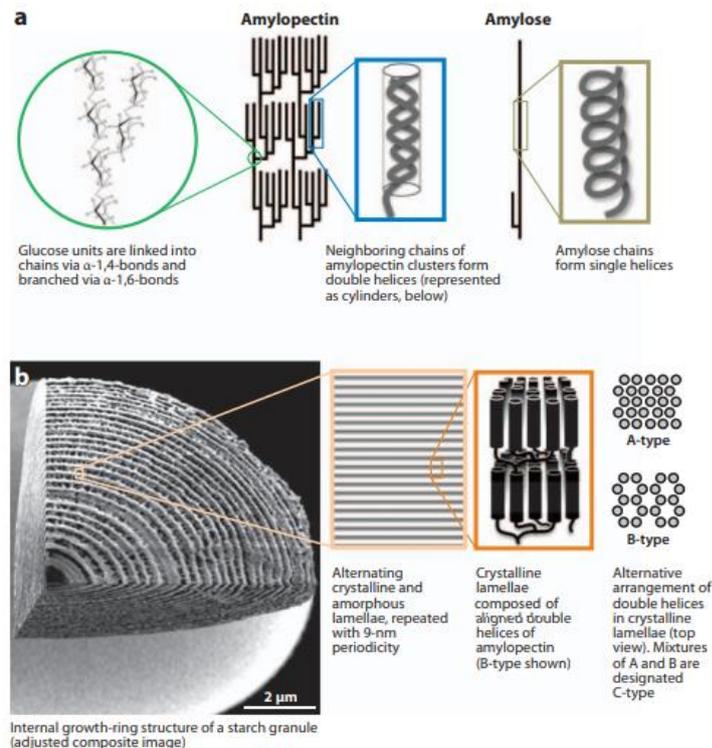


Figura 2. Em 2010, os pesquisadores Zeeman, Kossman e Smith publicaram o artigo “Starch: Its Metabolism, Evolution, and Biotechnological Modification in Plants”, apresentando os mais recentes avanços da pesquisa relacionados à síntese de amido. Neste trabalho, podemos observar a figura acima (figura 1, página 211 do artigo) representando de forma esquemática grânulos de amido e sua estrutura.

OBJETIVO

Verificar os efeitos da clorofila e luz sobre a síntese de amido na planta.

MATERIAL

Para realização da aula prática serão necessários os seguintes materiais:

- Folhas variegadas de *Coleus sp.* (Tapete, Lamiaceae) ou de outras espécies com folhas variegadas e folhas totalmente verdes (feijão);
- Solução de lugol (Preparo: 15 g de KI + 3 g de I₂ em 1 litro de água. Atenção: essa solução é tóxica; não respire os vapores durante a preparação);
- Azulejo branco ou vidro de relógio ou placa de Petri;
- Álcool etílico comercial e fogareiro (lâmparina);
- Béqueres de 250 mL;
- Papel alumínio

PARTE A – EFEITO DA CLOROFILA

PROCEDIMENTO

Siga atentamente o passo a passo para obter sucesso na prática.

Passo 1

Obtenha uma folha de planta variegada e/ou uma folha de milho ou feijão. No caso da folha variegada faça um desenho desta folha, mostrando a forma das manchas e a cor.



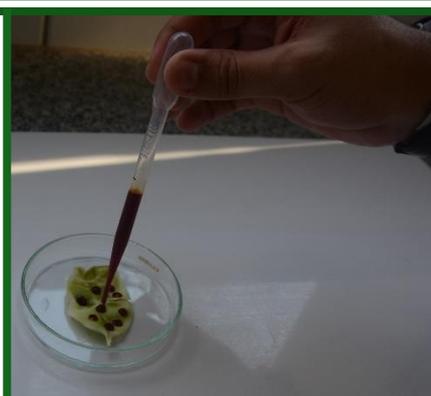
Passo 2

Determine a presença do amido em toda a folha, pelo seguinte processo: Mergulhe a folha pelo período de 30 a 60 segundos, em água fervente; em seguida transfira para um copo contendo álcool etílico em banho-maria até a sua despigmentação completa.



Passo 3

Posteriormente, coloque-a com a face abaxial para cima sobre uma placa de Petri e trate-a com 12 a 15 gotas de lugol de forma que a folha fique totalmente coberta pela solução. Uma coloração azulada, quase preta, indica a presença de amido.



PARTE B - EFEITO DA LUZ

Passo 1

Inicialmente pegue uma folha de planta variegada de um ramo que tenha permanecido de 24 a 48 horas no escuro, e coloque a sua extremidade cortada dentro d'água. Pode-se utilizar também uma folha de milho/feijão, cujas plantas tenham sido mantidas no escuro também por 24 a 48 horas.



Passo 2

Tome uma folha de espécie anteriormente empregada, cujo ramo ou planta tenha permanecido sob luz intensa. Procedendo da forma anterior para o efeito da clorofila, faça o teste do amido para os dois tratamentos e compare os resultados.



Passo 3

Por fim, elabore um relatório composto com uma breve introdução a respeito do tema, metodologia e resultados, bem como registros fotográficos da prática. Este relatório deve ser entregue na aula seguinte.



APÓS A PRÁTICA VOCÊ SERÁ CAPAZ DE:

- 1) Esquematizar em quais partes da folha utilizada foi caracterizada e presença de amido.
- 2) Explicar a relação existente entre cloroplastídeos e amido.
- 3) Citar tecidos ou órgãos vegetais que não possuem clorofila, mas que acumulam amido.
- 4) Explicar como tecidos ou órgãos vegetais não fotossintetizantes acumulam amido.
- 5) Explicar a integração do metabolismo nos carboidratos “sacarose e amido” nas folhas durante o dia e noite.

LEITURA SUPLEMENTAR

- 1 - KLUGE, R. A.; TEZOTTO-ULIANA, J. V.; DA SILVA, P. P. M. Aspectos Fisiológicos e Ambientais da Fotossíntese. **Revista Virtual de Química**. Vol. 7, nº 1, p. 56-73, 2015.
- 2 – GONÇALVES, J. F. C.; SILVA, C. E. M.; GUIMARÃES, D. G. Fotossíntese e potencial hídrico foliar de plantas jovens de andiroba submetidas à deficiência hídrica e à reidratação. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**., v. 44, nº1, p.8-14, 2009.

VÍDEOS AUXILIARES

- 1 – STD 06 _ Science - Amazing Process Of Photosynthesis

Canal: Designmate Pvt. Ltd. - Official

Disponível em:

https://www.youtube.com/watch?v=pFaBpVoQD4E&feature=emb_err_woyt

- 2 – Travel Deep Inside a Leaf - Annotated Version

Canal: California Academy of Sciences

Disponível em:

<https://www.youtube.com/watch?v=pwymX2LxnQs>

REFERÊNCIAS

- BASSHAM, J. A.; BENSON, A. A.; CALVIN, M. The Path of carbonin photosynthesis. **The Journal of Biological Chemistry**, v. 185, n. 2, p. 781-787, 1950.
- BIOCHEM, J. The diurnal metabolism of leaf starch. **The Biochemical Society**, v. 401, n 1, p. 13-14, 2007.
- BUSI, M. V.; BARCHIESI, J.; MARTIN, M.; GOMES-CASATI, D. F. Starch metabolism in green algae. **Starch-starke**, v. 66, n. 1-2, p. 28- 40, 2013.
- MELO, R.P.; CESAR P.; NASCIMENTO, R. Fotossíntese: estudo interdisciplinar para investigar a influência da cor no crescimento de plantas. In: **JORNADA DE ENSINO, PESQUISA E ESTENSÃO XIII**, Recife: UFRPE, 2013.
- MILLER, T. E.; BENEYTON, T.; SCHWANDER, T.; DIEHL, C.; GIRAULT, M.; MCLEAN, R.; CHOTEL, T.; CLAUS, P.; CORTINA, N. S.; BARET, J. C.; ERB, T. J. Light-powered CO₂ fixation in a chloroplast mimic with natural and synthetic parts. **Science**, v. 368, n. 6491, p. 649-654, 2020.
- RIBEIRO, J. E. S.; BARBOSA, A. J. S.; LOPES, S. F.; PEREIRA, W. E.; ALBUQUERQUE, M. B. Seasonal variation in gas exchange by plants of *Erythroxyllum simonis* Plowman. **Acta Botanica Brasilica**, v. 32, n. 2, p. 287-296, 2018.
- SOUZA, R. P.; MACHADO, E. C.; SILVEIRA, J. A. G.; RIBEIRO, R. V. Fotossíntese e acúmulo de solutos em feijoeiro caupi submetido à salinidade. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 46, n. 6, p. 587-592, 2011.
- ZEEMAN, S. C.; KOSSMANN, J.; SMITH, A. M. Starch: Its Metabolism, Evolution, and Biotechnological Modification in Plants. **Annu. Rev. Plant Biol.** v.61, p. 209-234, 2010.

CAPÍTULO



SEMENTES

Paulo Alexandre Fernandes Rodrigues de Melo

Janaína Marques Mondego

Rosilene Oliveira Mesquita

Matheus Eduardo de Carvalho Lima

Myllenna da Silva Santana

Raissa Rachel Salustriano da Silva-Matos

FORÇA MECÂNICA CAUSADA PELA EMBEBIÇÃO DE SEMENTES

INTRODUÇÃO

Aqui entre nós, vocês sabem por que o milho de pipoca não pode ser deixado ao relento, ou seja, exposto a umidade? Pois bem, deixá-lo ao relento poderá acarretar a essa semente uma possível germinação. Mas porque isso ocorre? Bem, isso acontece, pelo fato de que materiais porosos tendem a captar água de maneira espontânea, e essa capacidade de captação de água de forma espontânea, denominamos de embebição. Todavia nem só de poros se faz a embebição, seu “motor” se dá na forma do potencial mátrico (Ψ_m). Este Ψ_m , também presente nos solos, está relacionado com as forças de interação que aparecem em decorrência dos colóides hidrofílicos ou de moléculas grandes, dotadas de cargas elétricas (positivas ou negativas) na sua superfície. Deste modo, quanto maior a superfície e o número de cargas, mais moléculas de água são retidas ou absorvidas. Nas sementes, as paredes celulares constituem a principal fonte de força mátrica responsável pelo processo de embebição (CARVALHO; NAKAGAWA, 2012).

Tratando-se de um processo natural, a embebição é afetada por vários fatores sendo eles bióticos; espécie e permeabilidade do tegumento, e abióticos; temperatura, disponibilidade de água, pressão hidrostática, entre outros (AKINROLUYO et al., 2019). A temperatura é um dos principais fatores, que, em condições extremas, causa danos às sementes (MATOS et al., 2015).

Estudos mostram que em sementes menores, a embebição é mais rapidamente integralizada devido ao aumento da área de superfície em relação ao volume, logo, aumentará a absorção de água e conseqüentemente acarretará numa germinação mais rápida (SCHNEIDER, 1998; SOUZA; FAGUNDES, 2014). Quando os tecidos de reserva, que estavam secos, passam a ser hidrolisados, a semente inicia o acúmulo de solutos. Assim, a pressão hidrostática de turgor pode aumentar através do acúmulo de substâncias que reduzem o potencial osmótico, permitindo que a radícula cresça e ultrapasse os tecidos que a envolvem (BRADFORD, 1995).

Uma vez na semente, a água tende a realizar interações com os colóides hidrofílicos presentes em seu interior, como hidrocarbonetos e compostos proteicos, por meio de pontes de hidrogênio. Ao mesmo tempo a água preenche todos os espaços existentes dentro das sementes (capilares e espaços intermicelares), assim reduzindo a energia cinética de suas moléculas e aprisionando-se. Com toda essa hidratação, a semente tende a sofrer uma alteração em seu volume, o que aumenta consideravelmente a pressão interna

(ao tegumento) o que gera forças extremas que podem chegar a 101,325 Mpa (1000 atm), cujas quais denominam-se de “pressão de embebição” (VEIHMEYER; HENDRICKSON, 1931 *apud* MAESTRI et al., 1995). Conforme o que foi abordado acima, o gesso que utilizaremos nessa prática será quebrado, pois as sementes desenvolverão uma pressão de embebição.

E para você que ainda está pensando na pipoca lá do início, lembre-se que o armazenamento correto permite tornar a experiência de comer pipoca muito mais prazerosa.



Figura 1. Ruptura no solo causada pela força mecânica da semente no processo de embebição. Foto tirada pela monitora Nayara Silva, na disciplina de Fisiologia Vegetal, ministrada para os alunos de Agronomia do CCAA/UFMA.

OBJETIVO

Demonstrar o desenvolvimento de forças mecânicas decorrentes da embebição de sementes e evidenciar as consequências da atuação dessas forças durante a germinação.

MATERIAL

Para realização da prática serão necessários os seguintes materiais:

- Sementes de feijão;
- Béquer de 250 mL;
- Bastão de vidro;
- Gesso em pó;

- Funil de vidro ou de plástico;
- Papel-filtro (15 cm de diâmetro);
- Placa de Petri.

PROCEDIMENTO

Siga atentamente o passo a passo para obter sucesso na prática.

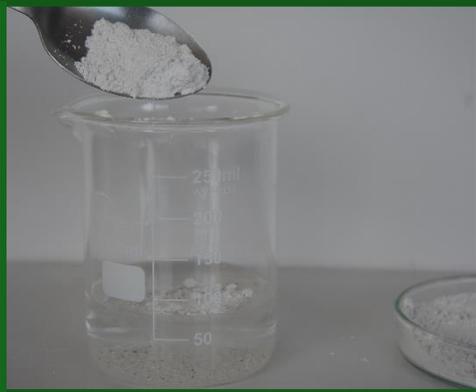
Passo 1

Caso seja utilizado um funil de vidro, pegue uma folha de papel-filtro, dobrando-a para que a mesma tome o formato cônico e coloque o papel-filtro no interior do funil de vidro para que o gesso não grude nas paredes.



Passo 2

Para a obtenção da massa de gesso, utilize um béquer de 250 mL, adicione 75 mL de água destilada ou de torneira no béquer e em seguida o pó de gesso em pequenas frações.



Passo 3

Com um bastão de vidro ou espátula, mexa vigorosamente a massa, adicionando gesso até a mistura obter uma consistência pastosa e plástica uniforme e com a massa de gesso preparada, encha o funil de plástico ou de vidro (revestido com papel- filtro) até a metade de seu volume.



Passo 4

Coloque entre 10 a 15 sementes de feijão sobre a massa que cobre a metade do volume do funil. Em seguida, complete imediatamente o volume do funil com o restante da massa de gesso, cobrindo totalmente as sementes. O volume formado é um cone de gesso com sementes no seu interior.



Passo 5

Faça pequenos movimentos batendo levemente com o funil para que o gesso fique completamente uniforme. Espere a massa de gesso endurecer. O cone geralmente esquenta no início do processo de secagem. Quando estiver seco, retire-o do funil, descartando o papel-filtro em volta do cone.



Passo 6

Coloque a base do cone de gesso sobre uma placa de Petri com um pouco de água. O volume de gesso formado é poroso e a água entrará nos poros do cone, embebendo-o. As sementes que estão no cone também serão embebidas pela água que sobe através dos capilares de gesso.



Passo 7

Deixe o cone de gesso com a base submersa em água na placa de Petri no mínimo uma hora. Observe a ocorrência de rachaduras no gesso.



Passo 8

Após 1-2 horas, retire a água da placa de Petri e espere a ocorrência de rachaduras maiores. Mantenha o cone de gesso próximo a uma fonte de luz em uma placa de Petri com água por uma a duas semanas e acompanhe o desenvolvimento das plântulas de feijão.



Passo 9

Por fim, elabore um relatório composto com uma breve introdução a respeito do tema, metodologia e resultados, bem como registros fotográficos da prática. Este relatório deve ser entregue na aula seguinte.



APÓS A PRÁTICA VOCÊ SERÁ CAPAZ DE:

- 1) Explicar por que uma matriz de celulose, presente em sementes, folhas de sulfite ou uma camisa de algodão, apresenta elevada facilidade para realizar o processo de embebição. Levando em consideração a Dica: Observe a fórmula estrutural da celulose e a posição dos átomos de oxigênio.
- 2) Fazer uma correlação do modo que as moléculas de água são “presas” (adsorvidas) às matrizes de celulose com a matriz do solo. Leve em consideração a dica: Na matriz do solo uma rede cristalina pode ser formada por átomos de oxigênio e silício. Verifique a posição destes átomos para auxiliar sua correlação.
- 3) Explicar como a matriz dos endospermas das sementes e a matriz das paredes celulares influenciam no potencial mátrico.
- 4) Explicar os reduzidos valores de capacidade de campo observados em solos arenosos comparados a solos siltosos ou argilosos.

REFERÊNCIAS

- AKINROLUYO, O. K.; URBANAVIČIŪTĖ, I.; JAŠKŪNĖ, K.; KEMEŠYTĖ, V.; STATKEVIČIŪTĖ G. Differences in salt tolerance between diploid and autotetraploid lines of *Lolium multiflorum* at the germination and vegetative stages. **Zemdirbyste-Agriculture**, v. 106, n. 4, p. 329- 336, 2019.
- BRADFORD, K. J. Water relations in seed germination. In: KIJEL, J.; GALILI, G. **Seed development and germination**. 1ª ed. New York: Marcel Dekker, p. 351-395, 1995.
- CARVALHO, N. M. & NAKAGAWA, J. **Sementes: ciência, tecnologia e produção**. 5ª ed. Jaboticabal: Funep, 2012. 590p.
- MAESTRI, M.; ALVIM, P. T.; SILVA, M. A. P.; PUSCHMANN, R.; CANO, M. A. O.; BARROS, R. S. **Fisiologia Vegetal - Exercícios práticos de laboratório**. 1ª ed. Viçosa: UFV, 1995. 195 p.
- MATOS, A. C. B.; BORGES, E. E. L.; SILVA, L. J. Fisiologia da germinação de sementes de *Dalbergia nigra* (Vell.) Allemão ex Benth. DREAMS TIME. **A planta pequena e verde cresce através da terra urbana do asfalto**. Disponível em: <https://pt.dreamstime.com/planta-pequena-e-verde-cresce-atrav%C3%A9s-da-terra-urbana-do-asfalto-image122496321>. Acesso em: 7 jun. 2020.
- SCHNEIDER, A. Variability of maize seed imbibition rates as influenced by seed size distribution and coating application. **Agronomy**, v. 18, n. 4, p. 247-260, 1998.
- SOUZA M.; FAGUNDES M. Seed size as key factor in germination and seedling development of *Copaifera langsdorffii* (Fabaceae). **American Journal of Plant Sciences**, v. 5, n. 17, p. 2566-2573, 2014.

EMBEBIÇÃO

INTRODUÇÃO

A embebição de água pela semente é um processo que permite que sementes viáveis e não dormentes, estimulem uma sequência de eventos metabólicos que resultem com a protusão da radícula (CARVALHO; NAKAGAWA, 2012). É um processo fundamental para a germinação de sementes por permitir a retomada da atividade metabólica, o que contribui para os processos de mobilização e assimilação de reservas e posterior crescimento (MARCOS FILHO, 2005). A absorção de água pela semente é um processo que ocorre em três fases distintas (BEWLEY; BLACK, 1994), e o tempo de duração de cada fase é dependente da temperatura e das características das sementes (SILVA et al., 2018). Assim, a velocidade desta absorção pelas sementes é afetada por alguns fatores que a condicionam, dentre eles, as características morfológicas e composição química do tegumento (POPINIGIS, 1985).

No modelo trifásico classificado por Bewley e Black (1994), a primeira fase acontece de forma rápida devido ao diferente potencial hídrico entre a semente e o meio. Na segunda fase, a absorção ocorre mais lentamente quando comparado com a primeira. Por fim, na terceira fase, ocorre um aumento no grau de umidade, permitindo assim que o eixo embrionário se desenvolva. Assim, com o estudo do processo de embebição, será possível determinar o deslocamento de água relacionado ao potencial mátrico (Ψ_m) e início do processo de germinação nas sementes de arroz e feijão.

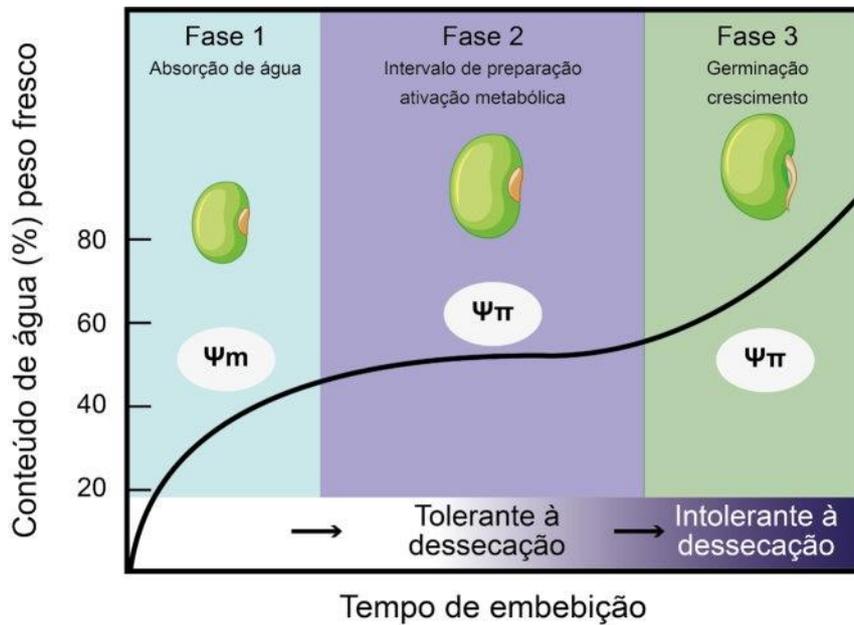


Figura 1. Representação gráfica das fases da germinação, apresentando a variação de conteúdo de água nas três fases. Representação esquemática ilustrada pelo aluno Tiago Vieira da Costa.

OBJETIVO

Determinar o deslocamento de água relacionado ao potencial mátrico (Ψ_m) e início do processo de germinação nas sementes de arroz e feijão.

MATERIAL

Para realização da prática serão necessários os seguintes materiais:

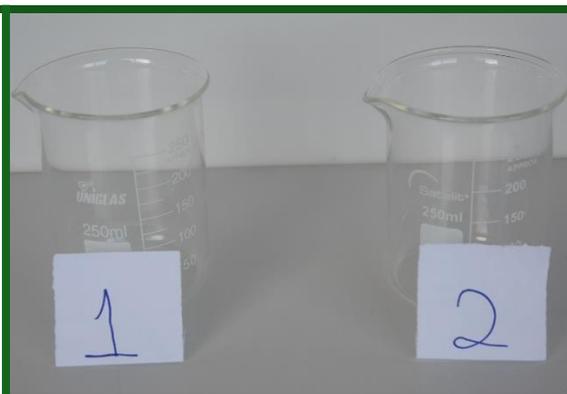
- 04 Béqueres (ou garrafas PET com volume numerado);
- 100 mL de sementes de arroz e feijão;
- 100 mL de água.

PROCEDIMENTO

Siga atentamente o passo a passo para obter sucesso na prática.

Passo 1

Separe 2 béqueres (ou corte a parte de cima da garrafa PET) e em seguida os enumere.



Passo 2

Seguidamente coloque as sementes de feijão e arroz nos béqueres (ou nas garrafas numeradas).



Passo 3

Em seguida cubra a massa de sementes com água.



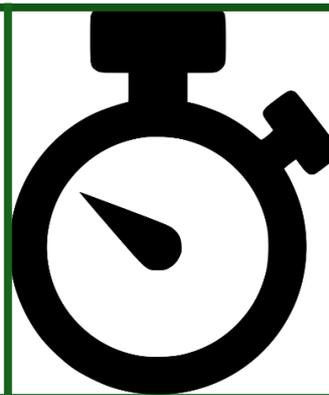
Passo 4

Realize as leituras de alteração de volume a cada 5 minutos, durante 60 minutos em sala de aula.



Passo 5

Efetuar novas leituras às 24, 48 e 72 horas após o início do experimento (monitores serão responsáveis pelas leituras às 24, 48 e 72 horas, digitação dos dados, tirar fotos da protusão radicular e envio digital).



Passo 6

Por fim, elabore um relatório composto com uma breve introdução a respeito do tema, metodologia e resultados, bem como registros fotográficos da prática. Este relatório deve ser entregue na aula seguinte.



APÓS A PRÁTICA VOCÊ SERÁ CAPAZ DE:

- 1) Fazer um desenho esquemático da “curva trifásica” da germinação, apresentando os principais eventos fisiológicos e metabólicos, abordados durante a aula prática.
- 2) Apresentar detalhadamente o que é embebição.
- 3) Explicar, quais valores do potencial mátrico (Ψ_m) podemos observar em uma semente quiescente.
- 4) Descrever a importância da capacidade de adsorção da água por colóides para as plantas.

REFERÊNCIAS

BEWLEY, J. D.; BLACK, M. **Seeds: physiology of development and germination**. 2^a ed. New York: Plenum Press, 1994. 445 p.

CARVALHO, N. M.; NAKAGAWA, J. **Sementes: ciência, tecnologia e produção**. 5^a ed. Jaboticabal: FUNEP, 2012. 590p.

MARCOS FILHO, J. **Dormência de sementes**. In: MARCOS FILHO, J. **Fisiologia de sementes de plantas cultivadas**. 1^a ed. Piracicaba: FE- ALQ, p. 253-289, 2005.

POPINIGIS, F. **Fisiologia da semente**. 2^a ed. Brasília: AGIPLAN, 1985. 289 p.

SILVA, A. R.; LEÃO-ARAÚJO, E. F.; REZENDE, B.R.; SANTOS, W. V.; SANTANA, H. A.; SILVA, S. C. M.; FERNANDES, N. A.; COSTA, D. S.; MESQUITA, J. C. P. Modeling the three phases of the soaking kinetics of seeds. **Agronomy Journal**, v. 110, n. 1, p. 164-170, 2018.

GERMINAÇÃO

INTRODUÇÃO

A germinação é uma das fases cruciais do ciclo das plantas e, em sua essência, determina a qualidade fisiológica das sementes. Este processo começa com a embebição, seguida pela reativação do metabolismo: reparação de proteínas como enzimas e ácidos nucleicos, remobilizar reservas, gerar energia, iniciar a síntese proteica e protrusão radicular (BEWLEY et al., 2013).

Durante a germinação, ocorrem mudanças fisiológicas acompanhadas de taxas respiratórias altas e liberação de calor, resultante da utilização das reservas para o crescimento embrionário. Entretanto, as funções metabólicas da respiração não são apenas gerar ATP para biossíntese, mas também fixar carbono para o metabolismo germinativo da semente (Figura 2). Contudo, para que o processo respiratório ocorra há a necessidade de O₂ disponível no substrato, já que a maioria das sementes germina em condições aeróbicas. Como os substratos respiratórios são provenientes das reservas degradadas da semente, após a embebição a semente perde massa e libera CO₂ (MARCOS FILHO, 2015; HUANG et al., 2020).

No entanto, algumas sementes germinam mesmo na ausência de oxigênio, onde as condições de germinação são praticamente anaeróbicas e a obtenção de energia e liberação de calor se dá pelo processo de fermentação. Como o metabolismo fermentativo é menos eficiente quanto à produção de ATP, existe uma relação positiva entre o conteúdo de ATP e a taxa de germinação para várias espécies. Apoiando a visão de que o fornecimento de energia respiratória pode servir para determinar a qualidade das sementes (CARVALHO; NAKAGAWA, 2012; TAIZ et al., 2017).

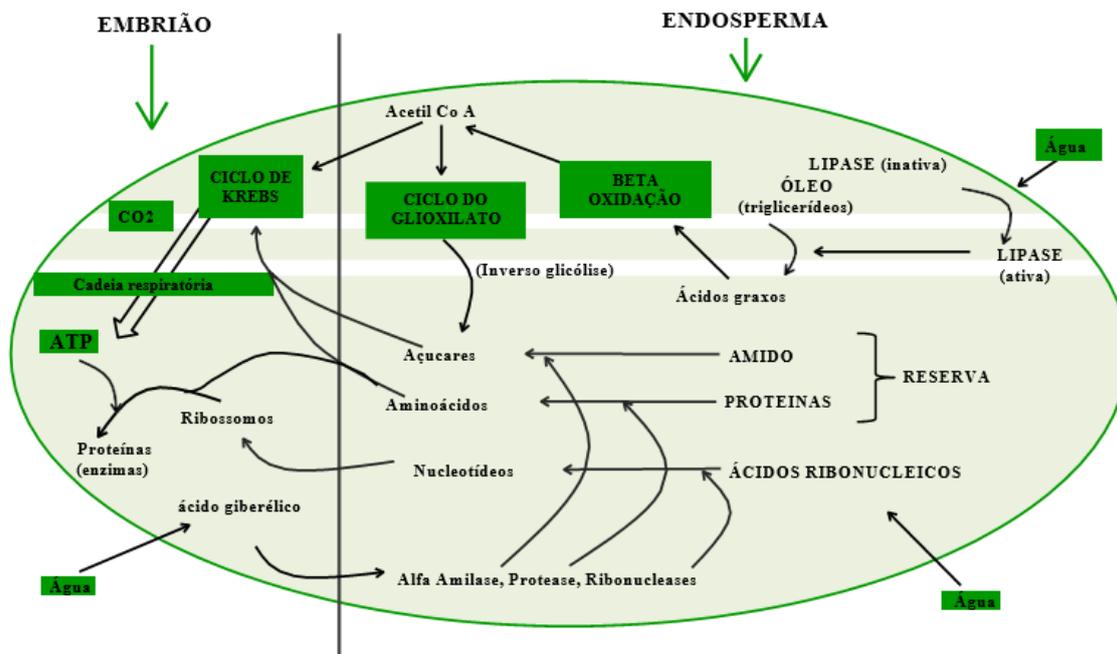


Figura 2. Metabolismo da germinação. Fonte: TAIZ et al. (2016).

OBJETIVO

Mostrar experimentalmente que o dióxido de carbono e energia são liberados durante a respiração do metabolismo germinativo em sementes.

MATERIAL

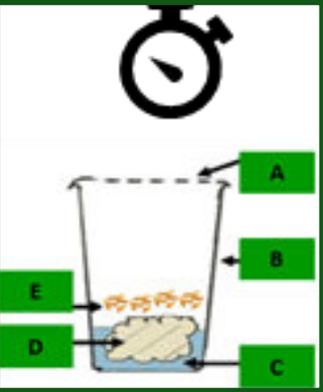
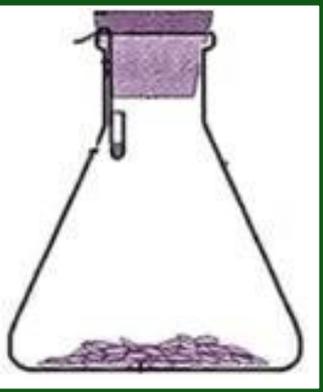
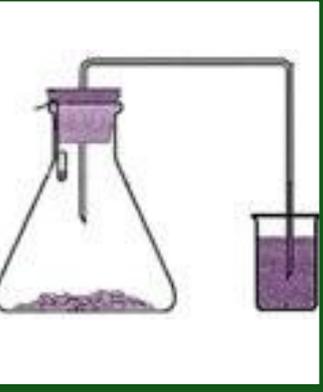
Para realização da prática serão necessários os seguintes materiais:

- Erlenmeyer;
- Tubos de ensaio;
- Tubo de vidro em forma de U;
- Micro tubo;
- 02 termômetros;
- Algodão;
- Água;
- Fio;
- Copo, tubo de ensaio;
- Cortiça de borracha com orifício;
- KOH 20% preparada na hora;
- Ca (OH)₂;
- Vaselina para vedação hermética dos sistemas;

- Filme plástico;
- Sementes de arroz de terras altas.

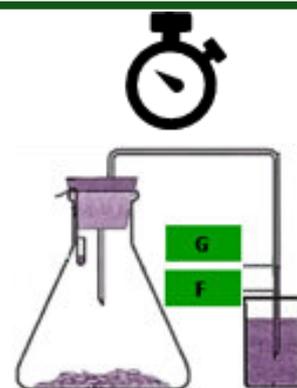
PROCEDIMENTO

Siga atentamente o passo a passo para obter sucesso na prática.

<h3>Passo 1</h3> <p>Pegue 50 sementes de arroz germinadas, em algodão úmido por 3-4 dias. A – fechar com filme plástico; B – copo descartável; C – água destilada; D – algodão; E – sementes de arroz germinadas.</p>	
<h3>Passo 2</h3> <p>Coloque as sementes germinadas em um erlenmeyer com um pouco de água. Colocar solução de KOH a 20% e pendure-o no erlenmeyer com um fio, além de fechá-lo com rolha de borracha perfurada.</p>	
<h3>Passo 3</h3> <p>Através do orifício da rolha de borracha, insira uma extremidade do tubo de distribuição de vidro em forma de “U” no erlenmeyer e coloque a outra extremidade em um béquer com água.</p>	

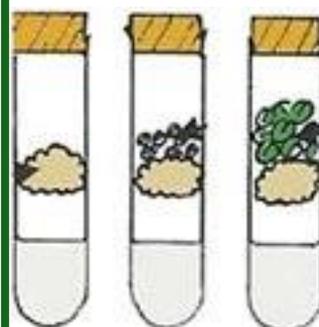
Passo 4

Marque o nível inicial (F) de água no tubo de entrega em forma de “U”. Manter o sistema por 2 horas na luz e observe a mudança no nível de água no tubo (G).



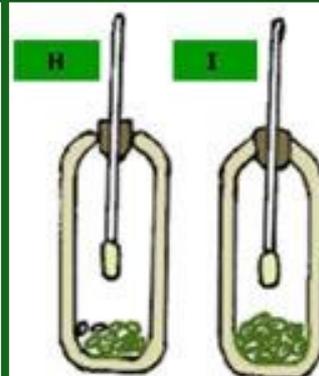
Passo 5

Adicione a solução de $\text{Ca}(\text{OH})_2$ sem tocar o algodão. Coloque as sementes após a embebição (Passo 1) em um tubo de ensaio sobre algodão úmido com água e deixar durante três dias.



Passo 6

Usar frascos ou erlenmeyers com rolha perfurada e termômetro: H – sementes secas e I – sementes após embebição (Passo 1). Medir a temperatura do interior dos frascos térmicos por 3 dias.



Passo 7

Por fim, elabore um relatório composto com uma breve introdução a respeito do tema, metodologia e resultados, bem como registros fotográficos da prática. Este relatório deve ser entregue na aula seguinte.



APÓS A PRÁTICA VOCÊ SERÁ CAPAZ DE:

Utilizando como base o texto a baixo:

A entrada de oxigênio corre paralelamente como entrada de água durante a embebição. O incremento da atividade respiratória sugere que ao menos uma parte do sistema de enzimas mitocondriais são preexistentes nas mitocôndrias dos embriões.

No experimento, sementes de arroz germinadas através da interpretação da seguinte equação: $2\text{KOH} + \text{CO}_2 = \text{K}_2\text{CO}_3 + \text{H}_2\text{O}$ pode-se concluir: a reação cria um vácuo no erlenmeyer que causa movimento ascendente da água no tubo de entrega, levando a alterações no nível de água no tubo de entrega.

Por outro lado, a solução de $\text{Ca}(\text{OH})_2$ é indicadora de dióxido de carbono deixando-a com a coloração leitosa.

- 1) Apresentar o conceito de respiração.
- 2) Descrever quais os tipos de respiração.
- 3) Explicar como o uso de KOH ajuda a mostrar que um gás é absorvido por este composto. E responder também se a germinação das sementes libera CO_2 durante a respiração no experimento acima (justifique a sua resposta).
- 4) Explicar se a água ficar com uma cor branca leitosa no final deste experimento, o que significa quanto ao processo de respiração durante a germinação de sementes.

LEITURA SUPLEMENTAR

- 1 – ALMEIDA, L. G.; BRANDÃO, A. S.; ROSSETTO, C. A. V. Embebição e qualidade fisiológica de sementes de tremoço branco tratadas com micronutrientes. **Ciência Rural**. v. 45, n. 4, p. 612-618, 2015.
- 2 - SANTOS-MOURA, S. S.; GONÇALVES, E. P.; VIANA, J. S.; PAIVA, L. G.; MOURA, M. F. Potencial fisiológico de sementes de feijão tratadas com micronutrientes. **Diversitas Journal**. v. 4, n. 3, p. 1119-1129, 2019.

VÍDEOS AUXILIARES

- 1 – Imbibition | 11th Std | Biology | Science | CBSE Board

Canal: Home Revise

Disponível em:

<https://www.youtube.com/watch?v=PlobtjsRRto>

2 – Imbibition Experiment

Canal: ThomasTKtungnung

Disponível em:

<https://www.youtube.com/watch?v=T5FhDDZzRMs>

REFERÊNCIAS

- BEWLEY, J.D., BRADFORD, K., HILHORST, H., NONOGAKI, H. **Seeds: physiology of development, germination and dormancy**. 3ª ed. Davis: Springer, 2013, 408p.
- CARVALHO, N. M.; NAKAGAWA, J. **Sementes: ciência, tecnologia e produção**. 5ª ed. Jaboticabal: FUNEP, 2012. 590 p.

CAPÍTULO



GERMINAÇÃO

Cristiano André Steffens

Adriana Lugaresi

Angélica Schmitz Heinzen

Cristhian Leonardo Fenili

Tiago Miqueloto

Cassandro Vidal Talamini do Amarante

TESTE DE TETRAZÓLIO

INTRODUÇÃO

Os testes rápidos para avaliar a qualidade das sementes são fundamentalmente importantes para agilizar a tomada de decisões referente ao manejo de lotes de sementes durante as etapas de pós-colheita (RODRIGUES et al., 2015). Nesse sentido, o teste de tetrazólio (Tz) tem-se mostrado uma ferramenta muito interessante, uma vez que identifica a viabilidade e o vigor das sementes de forma rápida (de modo geral, obtém-se resultados em períodos inferiores a 24 horas) e eficiente (DIAS; ALVES, 2008).

O Tz é fundamentado na atividade de enzimas desidrogenases (em especial a malato desidrogenase) (BULAT, 1961; MOORE, 1973), que catalisam reações bioquímicas nas mitocôndrias durante as etapas da glicólise e ciclo de Krebs do processo respiratório. Mais especificamente, o Tz determina de forma indireta a atividade respiratória dos tecidos que compõe as sementes como, por exemplo, o embrião, a radícula e o escutelo.

As enzimas desidrogenases presentes nos tecidos vivos das sementes quando imersos em solução incolor de tetrazólio reduzem o cloreto de 2,3,5-trifeniltetrazólio (TTC) a trifenilformazan, substância de coloração vermelha, estável e indifusível (PETERS, 2007). Dessa forma, a mudança de cor do tecido do embrião para a vermelha indica que há atividade respiratória e, portanto, considera-se que as sementes estão vivas/viáveis. Além disso, a tonalidade de cor vermelha resultante da reação é indicativo do vigor da semente. Nesse sentido, se o tecido for vigoroso, ele apresentará cor vermelha clara. Se for de baixo vigor, o tecido exibirá cor vermelha intensa decorrente da rápida difusão do TTC por meio das membranas celulares danificadas. Por outro lado, os tecidos de sementes não viáveis, não reagem com o TTC e, portanto, não mudam de cor.

OBJETIVO

Determinar a viabilidade das sementes de milho e de soja por meio do teste de tetrazólio.

MATERIAL

Para realização da prática serão necessários os seguintes materiais:

- Semente de milho (*Zea mays*);
- Semente de soja (*Glycine max*);
- Estilete ou lâmina de barbear;

- Béqueres (ou copos plásticos);
- Solução de TTC (cloreto de 2,3,5-trifeniltetrazólio) a 1%;
- 1 frasco de vidro, cor âmbar, para armazenar a solução de tetrazólio*.

***Observação:** Não armazenar a solução de tetrazólio em frascos transparentes, uma vez que se degrada com a luz ou armazená-la em recipientes de metais, visto que o TTC pode ser reduzido a trifenílformazan pela ação dos íons metálicos (BULAT, 1961).

PROCEDIMENTO

Siga atentamente o passo a passo para obter sucesso na prática.

Passo 1

Em 2 béqueres (ou copos plásticos) deixe as sementes de milho e de soja embebidas em água na temperatura ambiente, por 12 a 24 horas.



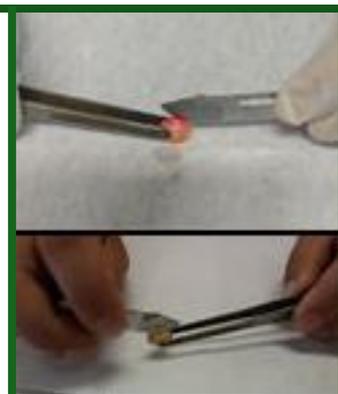
Passo 2

Para cada espécie, coloque de 10 a 15 sementes previamente embebidas em água em dois béqueres e em um deles adicione água fervente e aguarde por 5 minutos.



Passo 3

Com um estilete ou com uma lâmina, corte as sementes longitudinalmente, expondo o embrião das sementes de milho e da soja.



Passo 4

Coloque as sementes em béqueres com solução de tetrazólio a 1%, fervidas e não fervidas, em béqueres separados. Após alguns minutos, verifique as alterações da cor das sementes.



Passo 5

Observe e compare as sementes que ficaram sob água fervente (imagens à esquerda) com aquelas que não passaram por este procedimento (imagens à direita).



Passo 6

Por fim, elabore um relatório composto com uma breve introdução a respeito do tema, metodologia e resultados, bem como registros fotográficos da prática. Este relatório deve ser entregue na aula seguinte.



APÓS A PRÁTICA VOCÊ SERÁ CAPAZ DE:

- 1) Descrever a reação que está envolvida no aparecimento da cor vermelha e indicar em que tecidos da semente ela não se desenvolve.
- 2) Explicar as razões da diferença de coloração observada entre os grãos que foram aquecidos em água quente e os grãos que não foram aquecidos.
- 3) Indicar a importância prática de se realizar o teste de tetrazólio.

REFERÊNCIAS

- BULAT, H. Reduction processes in living tissue, formazan, tetrazolium salts and their importance as reduction-oxidation indicators in resting seed. **Proceedings of the International Seed Testing Association**, v. 26, p. 686-696, 1961.
- DIAS, M. C. L. L.; ALVES, S. J. Avaliação da viabilidade de sementes de *Panicum maximum* Jacq pelo teste de tetrazólio. **Revista Brasileira de Sementes**, v. 30, n. 3, p. 152-158, 2008.
- MOORE, R.P. Tetrazolium staining for assessing seed quality. In: HEYDECKER, W. (Ed.). **Seed Ecology**. London: Butterworth, p. 347- 366, 1973.
- PETERS, J. **Tetrazolium testing handbook**. Ithaca: Association of Official Seed Analysts, 2007. 88p. (AOSA. Contribution to the Handbook on Seed Testing, 29).
- RODRIGUES, A. P. M. dos S.; MENDONÇA JUNIOR, A. F.; TORRES, S. B.; NOGUEIRA, N. W.; FREITAS, R. M. O. Teste de tetrazólio para avaliação da qualidade fisiológica de sementes de *Vigna unguiculata* (L.) Walp. **Revista Ciência Agronômica**, v. 46, n. 3, p. 638-644, 2015.

GERMINAÇÃO DE SEMENTES FOTOBLÁSTICAS

INTRODUÇÃO

Em condições ambientais não favoráveis, as sementes viáveis podem permanecer em um estado quiescente por longos períodos e germinar somente quando as condições forem restauradas (FINCH-SAVAGE; LEUBNER-METZGER, 2006). A umidade e temperatura são fatores abióticos essenciais para a germinação. Além destes, algumas espécies também são sensíveis as variações de luminosidade, uma vez que são caracterizadas por apresentar fotoblastia, ação na qual a luz exerce influência no processo de germinação.

Em espécies fotoblásticas, os estímulos luminosos são percebidos por pigmentos fotorreceptores, onde um deles, denominado de fitocromo (apoproteína covalentemente ligada a um cromóforo linear) é responsável pela percepção e absorção de luz nos comprimentos de onda do vermelho (660 nm) e vermelho-distante (730 nm) (BRIGGS; HUALA, 1999; BRIGGS; CHRISTIE, 2002). Além disso, estes são encontrados sob formas fotoconversíveis denominadas de Fv e Fvd. A mudança de forma de Fv para Fvd está associada com a mudança na configuração estrutural e que corresponde a alterações na absorção de comprimentos de ondas de 660 nm (Fv) para 730 nm (Fvd) (QUAIL, 1997).

Especificamente para as espécies que são caracterizadas como fotoblásticas negativas, o Fv quando exposto a luz vermelha é convertido para a sua forma ativa, o Fvd, (QUAIL, 1997). Tal mudança desencadeia reações bioquímicas que podem resultar na germinação das sementes, desde que os fatores abióticos, água e temperatura, não sejam limitantes.

Vale ressaltar ainda que há evidências de que o Fv também apresenta atividade biológica relevante (REED, 1999).

OBJETIVO

Observar a influência de diferentes condições luminosas e de ausência de luz na germinação de sementes de girassol e de alface e identificar o tipo de fotoblastismo que as espécies possuem.

MATERIAL

Para a realização da prática serão necessários os seguintes materiais:

- Sementes de alface (*Lactuca sativa*)*;

- Sementes de girassol (*Helianthus annuus*);
- Papel germinativo;
- Caixa plástica gerbox;
- Água destilada;
- Papel celofane nas cores azul, verde e vermelho;
- Papel alumínio;
- Estufa incubadora “Biochemical Oxygen Demand” (BOD).

***Observação:** Dependendo da temperatura e cultivar de alface pode não haver fotoblastimo das sementes (MENEZES et al., 1999).

PROCEDIMENTO

Siga atentamente o passo a passo para obter sucesso na prática.

Passo 1

Forre o fundo de cinco caixas gerbox com papel para germinação (Germitest) e umidifique. Em seguida distribua as sementes de girassol e de alface ao longo de sua extensão (pode ser utilizado placas de petri e papel filtro).



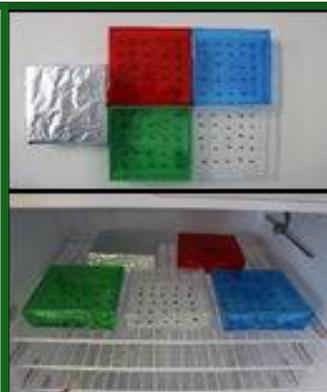
Passo 2

Envolva caixas gerbox com papel celofane, nas cores verde, azul e vermelho, e uma com papel alumínio e mantenha uma caixa sem cobertura.



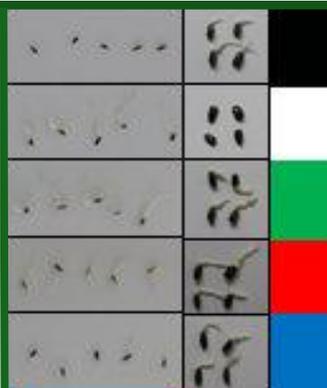
Passo 3

Coloque as caixas gerbox em uma BOD com temperatura de 23 °C e fotoperíodo de 12 horas. Aguarde a germinação das sementes (umidificar se necessário).



Passo 4

Ao sétimo dia, retire as caixas gerbox da BOD e avalie a porcentagem de germinação das sementes de alface e de girassol.



Passo 5

Por fim, elabore um relatório composto por breve introdução a respeito do tema, metodologia e resultados, bem como registros fotográficos da prática. O relatório deverá ser entregue na aula seguinte.



APÓS A PRÁTICA VOCÊ SERÁ CAPAZ DE:

- 1) Explicar a importância da luz na germinação de sementes em espécies fotoblásticas.
- 2) Em situações de preparo do solo, em que é realizado o revolvimento, informar o que pode acontecer com as sementes de plantas daninhas.
- 3) Informar o que poderia ser feito para aumentar a eficiência no controle de germinação de plantas daninhas.
- 4) Explicar o fato das sementes de girassol praticamente não germinarem em condições de disponibilidade de luz.

REFERÊNCIAS

- BRIGGS, W. R.; CHRISTIE, J. M. Phototropins 1 and 2: versatile plant blu-light receptors. **Trends Plant Science**, v. 7, n. 5, p. 204-210, 2002.
- BRIGGS, W. R.; HUALA, E. Blue-light photoreceptors in higher plants. **Annual Review of Cell and Developmental Biology**, v. 15, p. 33-62, 1999.
- FINCH-SAVAGE, W. E.; LEUBNER-METZGER, G. Seed dormancy and the control of germination. **New Phytologist**, n. 171, p. 501-523, 2006.
- MENEZES, N. M.; SANTOS, O.S.; NUNES, E. P.; SCHMIDT, D. Qualidade fisiológica de sementes de alface submetidas a diferentes temperaturas na presença e ausência de luz. **Ciência Rural**, v. 30, n. 6, p. 941-945, 1999.
- QUAIL, P. An emerging molecular map of the phytochromes. **Plant, Cell and Environment**, n. 20, p. 657-666, 1997.
- REED, J.W. Phytochromes are Pr-iptetic kinases. **Current Opinion in Plant Biology**, v. 2, n. 5, p. 393-397, 1999.

EFEITO DA UMIDADE E TEMPERATURA SOBRE A GERMINAÇÃO

INTRODUÇÃO

Uma semente viável é definida como quiescente quando inicia e completa o processo de germinação em cenários onde os fatores abióticos (água, temperatura e em algumas situações a luz) não são limitantes (FINCH-SAVAGE; LEUBNER–METZGER, 2006). Dessa forma, tais sementes, em condições restritas de fatores de crescimento, podem sobreviver por longos períodos de tempo no solo (a exemplo das sementes de plantas daninhas) ou armazenadas (plantas ornamentais, espécies de interesse agrícola, entre outras), uma vez que são hábeis em manter a sua atividade metabólica em níveis mínimos.

Uma das funções da água no processo de germinação é a ativação da enzima alfa-amilase que tem por finalidade degradar as moléculas de amido em açúcares, que são utilizados pelo embrião para o seu crescimento (ARTECA, 1995). A quantidade de água necessária para ativar o processo germinativo é variável entre as espécies. Nesse sentido, para uma mesma condição de campo, expressa em termos de potencial osmótico, pode resultar em porcentagens singulares de germinação, conforme observado por Boyd e Van Acker (2004).

Além da umidade, a temperatura também atua como um fator chave no processo de germinação. Cada espécie apresenta uma amplitude térmica onde o processo germinativo ocorre, denominada de temperaturas cardinais (mínima, ótima e máxima) (BEWLEY et al., 2013). Tais faixas de temperaturas representam capacidades potenciais de germinação (SIMON et al., 1976). Além disso, vale ressaltar que sementes mais vigorosas apresentam maior potencial de germinação em maiores amplitudes de temperatura (SBRUSSI; ZUCARELI, 2014).

OBJETIVO

O objetivo desta prática será avaliar a germinação das sementes de milho e de aveia submetidas a diferentes condições de temperatura e umidade.

MATERIAL

Para realização da prática serão necessários os seguintes materiais:

- Sementes de milho (*Zea mays*);
- Sementes de aveia (*Avena sativa*);
- Papel para germinação;

- Caixa plástica gerbox;
- Água destilada;
- 02 estufas incubadora “Biochemical Oxygen Demand” (BOD).

PROCEDIMENTO

Siga atentamente o passo a passo para obter sucesso na prática.

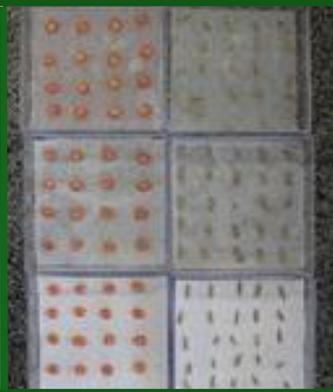
Passo 1

Distribuir, separadamente, as sementes de milho e de aveia em seis caixas gerbox com papel germinativo (seis caixas de gerbox para cada espécie).



Passo 2

Separe as caixas gerbox em três duplas (cada dupla será composta por gerbox contendo sementes de milho e de aveia). Em uma caixa gerbox umidifique o papel de germinação, em outra encharque o papel de germinação e em outra não umidifique.



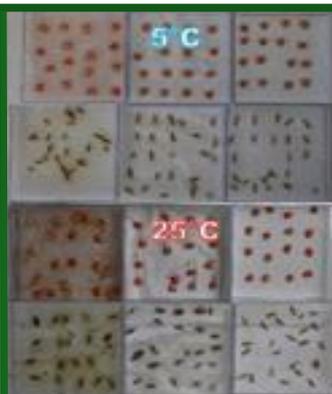
Passo 3

Levar para as BOD's, uma em temperatura de 5 °C e outra a 25 °C, ambas com fotoperíodo de 12 horas, uma gerbox de cada condição de umidade (alta, baixa e ausência de umidade), com sementes de ambas as espécies.



Passo 4

Aproximadamente após 7 dias, avalie a germinação das sementes de milho e de aveia nas caixas gerbox mantidas em temperaturas de 25 °C e 5 °C.



Passo 5

Após a germinação das sementes (aproximadamente 7 dias), observar as diferenças entre as sementes nas gerbox sem umidificação, com pouca e bem umidificadas, em cada espécie; e entre as gerboxes que ficaram a 25 °C e 5 °C.



Passo 6

Por fim, elabore um relatório composto com uma breve introdução a respeito do tema, metodologia e resultados, bem como registros fotográficos da prática. Este relatório deve ser entregue na aula seguinte.



APÓS A PRÁTICA VOCÊ SERÁ CAPAZ DE:

- 1) Descrever a importância da água no processo de germinação das sementes.
- 2) Explicar a relação da temperatura com a taxa de absorção de água pelas sementes.
- 3) Citar os problemas na germinação de sementes por conta da exposição das sementes a baixas temperaturas, além do atraso ou inibição da germinação.
- 4) Citar os efeitos de temperaturas muito altas (considere a temperatura do solo) na germinação de sementes.
- 5) Com base apenas na influência da temperatura sobre a germinação, informar se em locais onde o inverno é severo, a semeadura das culturas de verão deve ser realizada na mesma época que em locais onde o inverno é menos severo, bem como explicar a sua resposta.

LEITURA SUPLEMENTAR

- 1 – CATÃO, H. C. R. M.; GOMES, L. A. A.; SANTOS, H. O.; GUIMARÃES, R. M.; FONSECA, P. H. F.; CAIXETA, F. Aspectos fisiológicos e bioquímicos da germinação de sementes de alface em diferentes temperaturas. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v.49, n. 4, p. 316-322, 2014.
- 2 – FRANÇA-NETO, J. B.; KRZYŻANOWSKI, F. C. Tetrazolium: an important test for physiological seed quality evaluation. **Journal of Seed Science**, v.41, n.3, p.359-366, 2019.

VÍDEOS AUXILIARES

- 1 – Laboratório de Análise de Sementes

Canal: Cooperativa Regional Agropecuária de Campos Novos Ltda

Disponível em:

<https://www.youtube.com/watch?v=NVNmhQxBJOU>

- 2 – Assista Informações sobre germinação de sementes

Canal: Sementes Boi Gordo

Disponível em:

<https://www.youtube.com/watch?v=xF00LZEOdU8>

REFERÊNCIAS

- ARTECA, R. N. **Plant growth substances: principles and applications**. Pennsylvania State University: Chapman e Hall, 1995. 332 p.
- BEWLEY, J. D.; BRADFORD, K. J.; HILHORST, H. W. M.; NONOGAKI, H. **Seeds: physiology of development, germination and dormancy**. London: Plenum Press, 2013. 408 p.
- BOYD, N.; VAN ACKER, R. Seed germination of common weed species as affected by oxygen concentration, light, and osmotic potential. **Weed Science**, v. 52, n. 4, p. 589-596, 2004.
- FINCH-SAVAGE, W.E.; LEUBNER-METZGER, G. Seed dormancy and the control of germination. **New Phytologist**, v. 171, n. 3, p. 501- 523, 2006.
- SBRUSSI, C. A. G.; ZUCARELI, C. Germinação de sementes de milho com diferentes níveis de vigor em resposta à diferentes temperaturas. **Ciência Agrária**, v. 35, n. 1, p. 215-226, 2014.
- SIMON, E.W.; MINCHIN, A.; MCMENAMIN, M.M.; SMITH, J.M. The low temperature limit for seed germination. **New Phytologist**, v. 77, n. 2, p. 301-311, 1976.



CAPÍTULO

ENERGÉTICA E DIFERENCIAÇÃO

Marcos Vinicius Bohrer Monteiro Siqueira

Andrya Suzanny Bezerra

Yuri Brenndon Carvalho Cirino

Raiane de Sousa Andrade

Matheus Edhuardo de Carvalho Lima

Jordean Costa dos Santos

DESDIFERENCIAÇÃO CELULAR

INTRODUÇÃO

Você sabia que a indústria de biotecnologia, a partir de suas múltiplas técnicas, movimentava milhões de dólares em todo o mundo? Esse mercado tem crescido e continua em expansão. A tecnologia da cultura de células, protoplastos e tecidos de plantas, constitui uma das áreas de maior sucesso, como parte do complexo da biotecnologia e vem sendo ampliada dia a dia. Seja para criar variedades de plantas melhoradas ou para outros fins. A desdiferenciação (conversão de células diferenciadas em células não diferenciadas, ou seja, meristemáticas) de tecidos e proliferação de massa de calo é uma das ferramentas usadas por pesquisadores a muitos anos (CARVALHO; VIDAL, 2003).

As plantas são capazes de formar diferentes tecidos de maneira contínua ao longo da vida, tendo a capacidade de gerar novos órgãos de acordo com os estímulos recebidos e necessidades intrínsecas (SRIVASTAVA, 2002; VERNOUX; BENFEY, 2005). Esta capacidade fisiológica e morfológica permite ilustrar que as plantas possuem características de organismos sésseis e de grande sensibilidade às mudanças ambientais e também de adaptação aos predadores que as atacam continuamente (BIRNBAUM; ALVARADO, 2008; DINNENY; BENFEY, 2008). Os tecidos que são responsáveis por conferir tal capacidade evolutiva são chamados de meristemas, podendo ser apicais e laterais.

Até o momento foram identificados e descritos diferentes tipos de meristemas na parte aérea e no sistema radicular das plantas, com destaque para os dois meristemas primários definidos durante a embriogênese: o meristema apical caulinar e o meristema apical radicular. Além destes, também foi verificado o estabelecimento de outros meristemas de origem pós-embriônica, tais como meristemas axilares do caule, meristemas formadores de raízes laterais, entre outros (RODRIGUES; KERBAUY, 2009).

O meristema apical caulinar apresenta estrutura muito parecida entre as dicotiledôneas, sendo constituído por três camadas celulares distintas e um centro de divisões celulares muito lentas, estando entre as camadas (DOERNER, 2003). Essa lenta atividade de divisão celular provavelmente está relacionada com a prevenção de mutações genéticas (FURNER; PUMFREY, 1992; IRISH; SUSSEX, 1992; WOODRICK et al., 2000).

Já o meristema radicular, por sua vez, possui uma organização radial um tanto quanto parecida com à organização do meristema apical caulinar (DOERNER, 2003). Entretanto, as células pluripotentes envolvem o centro quiescente impedindo assim que as células meristemáticas sofram diferenciação (VAN DER BERG et al., 1997).

Os meristemas possuem a capacidade de alterar sua atividade celular conforme os sinais provenientes do meio em que estão, de modo a flexibilizar suas respostas celulares à fatores do meio externo (SHINOZAKI; DENNIS, 2003). Ainda segundo os autores, tais sinais celulares são transmitidos por vias relacionadas à fatores proteicos, hormonais e também de mensageiros secundários.

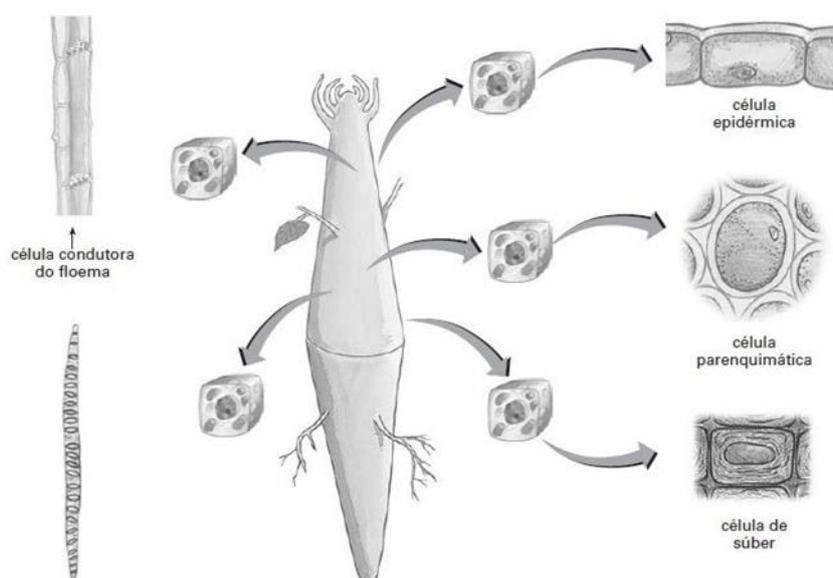


Figura 1. Representação esquemática do processo de dediferenciação celular (RAVEN, 2012).

OBJETIVO

Observar a dediferenciação celular na parte aérea de algumas plantas e/ou surgimento de raízes em partes da planta de manjeriço.

MATERIAL

Para a realização da prática serão necessários os seguintes materiais:

- Plantas de eucalipto (*Eucalyptus globulus*);
- Parte de plantas de manjeriço (*Ocimum basilicum*);
- Recipientes de plástico ou vidro;
- Água.

PROCEDIMENTO

Siga atentamente o passo a passo para obter sucesso na prática.

Passo 1

Com o auxílio de uma tesoura corte um pedaço do ramo do manjericão.



Passo 2

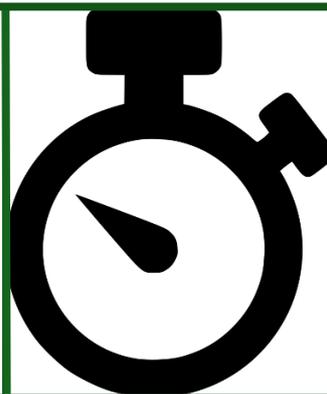
Em seguida coloque o pedaço retirado do ramo em um recipiente com água.



Passo 3

Observe o desenvolvimento do experimento durante 3 a 5 dias.

Durante esses dias algumas células dos tecidos meristemáticos do manjericão irão se desdiferenciar, produzindo outras estruturas/órgãos da planta (raízes).



Passo 4

Por fim, elabore um relatório composto com uma breve introdução a respeito do tema, metodologia e resultados, bem como registros fotográficos da prática. Este relatório deve ser entregue na aula seguinte.



APÓS A PRÁTICA VOCÊ SERÁ CAPAZ DE:

- 1) Explicar se existem diferenças entre a diferenciação e a dediferenciação celular.
- 2) Explicar de que forma a dediferenciação celular pode ser induzida.
- 3) Explicar a função da totipotência no trabalho desenvolvido.

REFERÊNCIAS

- BIRNBAUM, K. D.; ALVARADO, A. S. Slicing across kingdoms: regeneration in plants and animals. **Cell**, v. 132, n. 4, p. 697-710, 2008.
- Biologia Vegetal: como as plantas crescem (parte 3). 2012. Disponível em: <<http://infovegetal.blogspot.com/2012/11/como-as-plantas-crescem-parte-3.html>>. Acesso em: 13 jan. 2020.
- CARVALHO, J. M. F. C.; VIDAL, M. S. **Noções de Cultivo de Tecidos Vegetais**. Embrapa Algodão: Campina Grande, 2003. 39 p. (Documentos, 116).
- DINNENY, J. R.; BENFEY, P. N. Plant stem cell niches: standing the test of time. **Cell**, v. 132, n. 4, p. 553-557, 2008.
- DOERNER, P. Plant Meristems: a merry-go-round of signals. **Current Biology**, v. 13, n. 9, p. 368-374, 2003.
- FURNER, I.; PUMFREY, J. Cell fate in the shoot apical meristema of *Arabidopsis thaliana*. **Development**, v. 115, n.3, p. 755-764, 1992.
- IRISH, V. F.; SUSSEX, I. M. A fate map of the Arabidopsis embryonic shoot apical meristem. **Development**, v. 115, v. 3, p. 745-753, 1992.
- RODRIGUES, M. A.; KERBAUY, G. B. Meristemas: fontes de juventude e plasticidade no desenvolvimento vegetal. **Hoehnea**, n. 36, v. 4, p. 525-549, 2009.
- SHINOZAKI, K.; DENNIS, E. S. Cell signaling and gene regulation global analyses of signal transduction and gene expression profiles. **Current Opinion in Plant Biology**, v. 6, n. 5, p. 405-409, 2003.
- SRIVASTAVA, L. M. Special Features of Plant Development. In: SRIVASTAVA L. M. **Plant growth and development-Hormones and environment**. Academic Press: New York, p. 3-22, 2002.
- VAN DER BERG, C.; WILLEMSSEN, V.; HENDRIKS, G.; WEISBEEK, P.; SCHERES, B. Short-range control of cell differentiation in the Arabidopsis root meristem. **Nature**, v. 390, n. 6657, p. 287-289, 1997.

CICLOSE

INTRODUÇÃO

Se você já observou aquários, certamente já deve ter visto uma planta chamada *Elodea*. Esta é uma ornamental facilmente adquirida em lojas especializadas. É uma monocotiledônea pertencente à família *Hydrocharitaceae*. As folhas são ótimas para observação de ciclose, o nosso próximo tema a ser estudado.

As células vegetais possuem paredes celulares constituídas por polissacarídeos, não podendo mudar nem sua forma e posição. Entretanto, nessas células, é observado o movimento das organelas pelo fluxo citoplasmático, ocasionado pelo sistema de actina e miosina (SHIMMEN; YOKOTA, 2004).

Para que ocorra o movimento das organelas, os micro filamentos tanto proteicos de actina e miosina estão em constante interações, possibilitando o movimento citoplasmático. Desta forma, a miosina funciona como um motor molecular, onde desliza sobre os filamentos de actina, utilizando a hidrólise de ATP (SHIMMEN; YOKOTA, 2004). Essa relação entre os micro filamentos proteicos, muito se assemelha com a interação proteica que acontece durante a contração muscular nos animais (TAIZ; ZEIGER, 2004).

Esse fluxo citoplasmático, também chamado de ciclose ou corrente citoplasmática, é um fenômeno bastante diversificado, podendo ser encontrado em diversos organismos, variando entre amebas, algas, plantas e fungos. Nas células vegetais, a ciclose varia de acordo com as espécies de plantas, como também conforme o estágio de desenvolvimento e o tipo de célula (VERCHOT-LUBICZ; GOLDSTEIN, 2010).

A ciclose é um movimento do hialoplasma, que ocorre principalmente em dias ensolarados, formando uma corrente que carrega as diversas organelas e distribui substâncias ao longo do citoplasma. Nesse movimento, são arrastados os cloroplastos para um local de maior intensidade luminosa da célula. A ciclose pode ser bem observada no endoplasma de muitas células vegetais, uma vez que os cloroplastos são grandes e possuem apenas duas camadas de células (TAIZ; ZEIGER, 2004; KUHN et al., 2010).

Diferentemente de algumas algas como *Chara* e *Nitella*, a ciclose em plantas aquáticas como *Elodea* e *Vallisneria*, pode ser induzida por efeitos ambientais como temperatura, luz, nutrientes, substrato e movimento da água (correntes, ondas e marés), entre outros, e também às características intrínsecas de cada espécie, que podem ser

enumeradas como comportamento reprodutivo e tempo de viabilidade (dos gametas, dos propágulos, etc) (HENRIQUE et al., 2008; VERCHOT- LUBICZ; GOLDSTEIN, 2010).

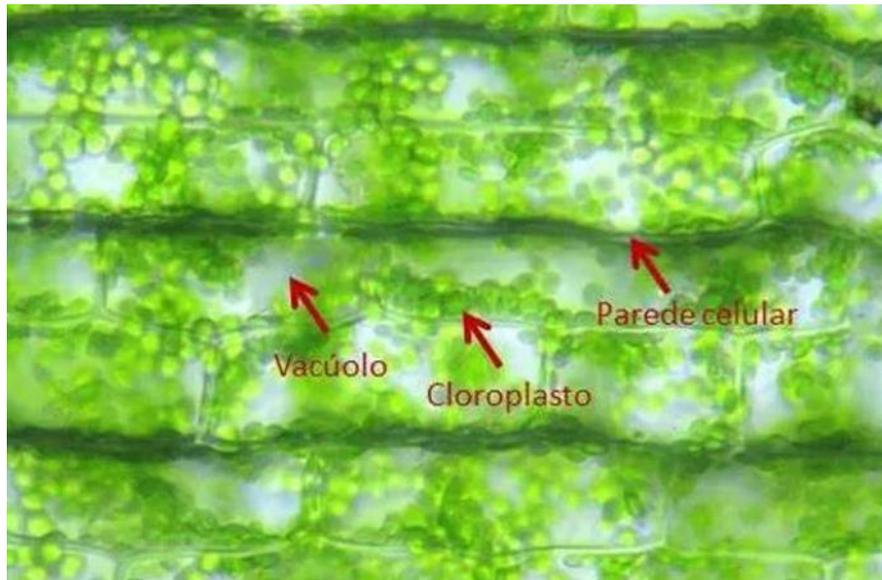


Figura 2. Imagem microscópica do processo de ciclose (LEITÃO et al., 2020).

OBJETIVO

Observar e descrever o movimento citoplasmático (ciclose) em células vegetais da planta aquática *Elodea sp.*

MATERIAL

Para a realização da aula prática, serão necessários os seguintes materiais:

- Microscópio de luz;
- Folíolos de *Elodea sp.*;
- Lâmina e lamínula;
- Pinça, papel toalha ou higiênico;
- Conta gotas;
- Água.

PROCEDIMENTO

Siga atentamente o passo a passo para obter sucesso na prática.

Passo 1

Posicione um folíolo (retirado inicialmente da planta *Elodea sp.*) sobre uma lâmina.



Passo 2

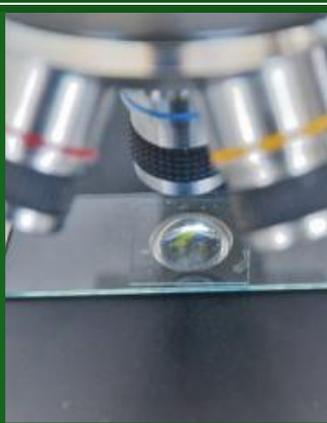
Em seguida coloque uma a duas gotas de água, sem encharcar a lâmina. Posteriormente coloque a lamínula sobre a lâmina, evitando a formação de bolhas de ar. Caso haja excesso de água, retirar com o papel toalha ou higiênico.



Passo 3

Posicione a lâmina no microscópio, e observe com lente de maior aumento, o movimento dos cloroplastos nas células de *Elodea sp.*

Observação: Com o auxílio de um aparelho fotográfico, registre os movimentos dos cloroplastos realizados pela ciclose e anexe no relatório.



Passo 4

Por fim, elabore um relatório composto com uma breve introdução a respeito do tema, metodologia e resultados, bem como registros fotográficos da prática. Este relatório deve ser entregue na aula seguinte.



APÓS A PRÁTICA VOCÊ SERÁ CAPAZ DE:

- 1) Descrever detalhadamente como ocorre a ciclose.
- 2) Explicar detalhadamente, quais estruturas são responsáveis pelo movimento do citoplasma (ciclose).
- 3) Explicar quais os fatores que influenciam na ciclose, e como esses fatores funcionam.
- 4) Explicar o que determina o movimento dos cloroplastos no citoplasma.
- 5) Explicar e justificar se o movimento citoplasmático ocorre ao acaso ou segue uma mesma direção.

REFERÊNCIAS

- HENRIQUE, A. B.; CALLADO, C. H.; RIZZINI, C. M.; REINERT, F.; CUNHA, M.; VALENTIN, Y. Y. **Botânica I**. 3ª ed. Rio de Janeiro:Fundação CECIERJ, v. 1, 2008. 248 p.
- KUHN, B.; SARTOR, C. C.; ZENZEN, J. A.; SILVA, M. M.; SÁ, R. F. ELODEA (*Elodea* sp.): movimentos citoplasmáticos, a atividade dos cloroplastos, mudanças no metabolismo celular vegetal e sua relação com a taxa de oxigênio dissolvido em água. **Bioensaio**, v. 2, p. 9-11; 2010.
- LEITÃO, C. A. E.; CARMO, E. M.; SILVA, K. F. **Visualização de cloroplastos e ciclose**. Disponível em: <<https://candreel.wixsite.com/anatomianaescola/visualizacao-de-cloroplastos>>. Acesso em: 14 fev. 2020.
- SHIMMEN, T. YOKOTA, E. Cytoplasmic streaming in plants. **Current Opinion in Cell Biology**, v. 16, n. 1, p. 68-72, 2004.
- TAIZ, L.; ZEIGER, E. **Fisiologia Vegetal**. 3ª ed. Porto Alegre: Ed. Artmed, 2004. 719p.
- VERCHOT-LUBICZ, J.; GOLDSTEIN, R. E. Cytoplasmic streaming enables the distribution of molecules and vesicles in large plant cells. **Protoplasma**, v. 240, n. 1-4, p. 99-107, 2010.

PROCESSO DA CATALASE

INTRODUÇÃO

Vem cá, você já se machucou? Aquela “ralada” no joelho, que a princípio não dói tanto, mas é capaz de lhe arrancar algumas lágrimas quando na falta de um Merthiolate a única opção é passar a boa e velha água oxigenada. Já notou que ao entrar em contato com o ferimento ela parece borbulhar, além é claro de doer demais?

Isso acontece devido a ação de uma enzima que ao reagir com o peróxido de hidrogênio (H_2O_2) libera gás oxigênio (O_2) e água (H_2O) (CHELIKANI et al., 2004). Essa enzima chama-se catalase e está presente na maioria dos organismos. Seu papel principal é acelerar reações, com menor custo energético e sem ser consumida na reação. A catalase é considerada uma das enzimas mais eficazes encontrada nas células. Isso porque uma única molécula de catalase pode decompor milhões de moléculas de peróxido de hidrogênio. A importância dessa função consiste no fato do peróxido de hidrogênio ser uma substância tóxica para as células. A catalase produz água e oxigênio, duas substâncias que não trazem prejuízos ao organismo. Ao realizar a decomposição, a catalase neutraliza a ação tóxica do peróxido de hidrogênio e equilibra a sua produção no organismo (GILL; TUTEJA, 2010; NOVAES et al., 2013).

Em altos níveis o H_2O_2 pode ser tóxico, porém, em baixas concentrações, exerce relevante função na transdução de sinal nas plantas atacadas e nos seus estressores bióticos, como fungos e insetos (PRASAD et al., 1994, *apud* LESHEM, 1984; MARKHART, 1986; ASADA; TAKAHASHI, 1987). Sua decomposição ocorre de maneira natural, mas pode ser acelerada por metais, pela alcalinidade (aumento do pH), pelo aumento da temperatura, pela presença de catalisadores, como a catalase, dentre outros fatores (MATTOS et al., 2003).

Acreditamos que você deva se lembrar do “complexo chave e fechadura” onde a afinidade com o substrato está diretamente relacionada ao formato da enzima. Desta forma em casos de desnaturação (perda do formato da enzima), sua função estará comprometida, reforçando-se aqui, que a enzima precisa estar em condições ideais para que possa atuar com máxima eficiência (VOLLHARDT, 2004).

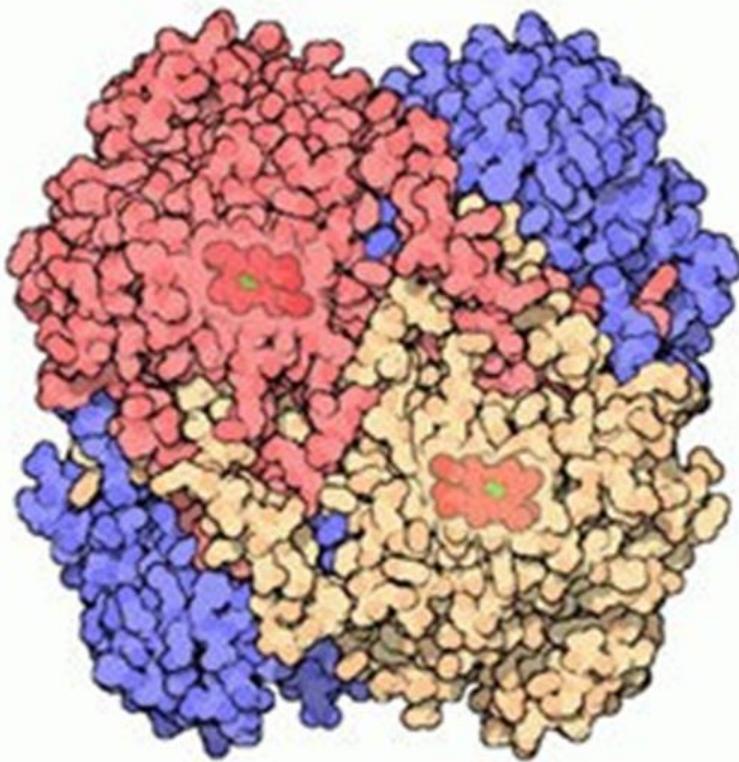


Figura 3. Estrutura enzimática da catalase (CHELIKANI et al., 2004).

OBJETIVO

Observar a resultante da catalase em batatas cruas e cozidas condicionadas ao peróxido de hidrogênio (H_2O_2).

MATERIAL

Para a realização da aula prática serão necessários os seguintes materiais:

- 04 tubos de ensaio;
- Lâmina de barbear;
- Batata crua e cozida;
- Água;
- Peróxido de hidrogênio (água oxigenada).

PROCEDIMENTO

Siga atentamente o passo a passo para obter sucesso na prática.

Passo 1

Inicialmente, corte um total de quatro amostras das batatas cruas e cozidas em pequenos pedaços.



Passo 2

Seguidamente, faça a distribuição dos pedaços de batatas (cruas e cozidas) nos quatro tubos de ensaio.

Tubo 1: batata crua + água;

Tubo 2: batata crua + peróxido de hidrogênio;

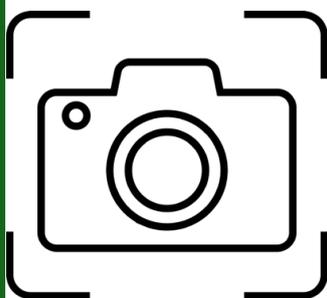
Tubo 3: batata cozida + água;

Tubo 4: batata cozida + peróxido de hidrogênio.



Passo 3

Depois de distribuí-las, observe as diferentes reações provocadas em cada porção de batata e tire fotos.



Passo 4

Por fim, elabore um relatório composto com uma breve introdução a respeito do tema, metodologia e resultados, bem como registros fotográficos da prática. Este relatório deve ser entregue na aula seguinte.



APÓS A PRÁTICA VOCÊ SERÁ CAPAZ DE:

- 1) Explicar o que indica o desprendimento de bolhas de oxigênio, visualizado no experimento, por meio da formação de espuma.
- 2) Explicar qual o papel da catalase no experimento desenvolvido.

REFERÊNCIAS

- CHELIKANI, P.; FITA, I. E.; LOEWEN, P. C. Diversity of structures and properties among catalases. **Cellular and Molecular Life Sciences**, v. 61, p. 192-208, 2004.
- GILL, S. S.; TUTEJA, N. Reactive oxygen species and antioxidant machinery in abiotic stress tolerance in crop plants. **Plant Physiology and Biochemistry**, v. 48, p. 909-930, 2010.
- MATTOS, I.L.M.; SHIRAISHI, K.A.; BRAZ, A.D. e FERNANDES, J. R. Peróxido de hidrogênio: importância e determinação. **Química Nova**, v. 26, n. 3, p. 373-380, 2003.
- NOVAES, F. J. M.; AGUIAR, D. L. M.; BARRETO, M. B.; AFONSO, J. C. Atividades experimentais simples para o entendimento de conceitos de cinética enzimática: *Solanum tuberosum* uma alternativa versátil. **Química Nova na Escola**, n. 1, p. 27-33, 2013.
- PRASAD, T. K.; ANDERSON, M. D.; MARTIN, B. A.; STEWART, C. R. Evidence for chilling-induced oxidative stress in maize seedlings and a regulatory role for hydrogen peroxide. **The Plant Cell**, v. 6, p. 65-74, 1994.
- VOLLHARDT, K. P. C.; SCHORE, N.E. **Química orgânica: estrutura e função**. 4ª ed. Porto Alegre: Bookman, 2004.

EXSUDAÇÃO DE SEIVA DO FLOEMA

INTRODUÇÃO

Você sabia que algumas plantas, quando arrancamos um galho ou uma folha liberam um líquido, que dependendo da espécie pode ser branco. Neste caso isso acontece devido ao fluxo existente das raízes (fonte) para as folhas (dreno). As células do xilema, chamadas traqueídes, são células cilíndricas, alongadas e com numerosos poros, tanto nas paredes laterais, como nas apicais. Essas células dispõem-se topo a topo, e as paredes celulares transversais desaparecem, formando-se vasos xilémicos.

O fenômeno conhecido como pressão positiva da raiz permite observar a exsudação da seiva, saindo pela superfície do corte do caule como, por exemplo, quando se poda plantas como as videiras ou as coníferas. Esta exsudação é proveniente de uma resposta causada devido o acúmulo de solutos nos tecidos da planta (MOREIRA, 2015).

O fluxo de massa é o movimento que explica o transporte de assimilados pelas raízes, que na maioria das vezes responde a um gradiente de pressão. Esses assimilados são nutrientes que foram absorvidos pelas raízes, que podem entrar na planta por diferentes maneiras, sendo por osmose, difusão, fluxo de massa e interceptação radicular. Uma vez estando esses elementos dentro da planta, estes podem ser ou não transformados em moléculas orgânicas para serem translocados. A direção a qual esses elementos irão seguir será determinado conforme a relação fonte-dreno da planta. Assim, os nutrientes fornecidos para esse movimento através das raízes dependem de alguns fatores como por exemplo, a transpiração e a concentrações de nutrientes na solução do solo (TAIZ et al., 2017).

A relação fonte e dreno na planta pode ser mudada conforme a necessidade e/ou estágio da planta. Dessa forma, a relação fonte e dreno pode ser mudada, como quando o CO₂ é assimilado na fotossíntese. Os produtos desta assimilação serão direcionados para os órgãos fotossintetizantes como as folhas, chamadas de fontes e para as demais partes da planta, que são importadoras de fotoassimilados chamados de drenos, envolvendo assim o transporte de materiais por curta e longa distância (OLIVEIRA et al., 2012).

OBJETIVO

Observar a exsudação da seiva ao fazer um corte no caule da planta.

MATERIAL

Para a realização da aula prática serão necessários os seguintes materiais:

- Folhas de aboboreira com pecíolo;
- Álcool etílico comercial;
- Tubos de ensaio grande (1,5 x 12,5 cm);
- Lâmina de barbear.

PROCEDIMENTO

Siga atentamente o passo a passo para obter sucesso na prática.

Passo 1

Para iniciar conserve as folhas de aboboreira dentro de um recipiente com água.



Passo 2

Nos tubos de ensaio adicione álcool até a metade do tubo.



Passo 3

Após isso, faça um corte na base do pecíolo de uma das folhas e a coloque rapidamente no tubo.



Passo 4

Quando a exsudação diminuir, repita novamente este procedimento. O observe utilizando uma folha murcha da mesma planta. Para observar melhor a seiva do exsudato coloque os tubos de ensaio contra a luz.



Passo 5

Por fim, elabore um relatório composto com uma breve introdução a respeito do tema, metodologia e resultados, bem como registros fotográficos da prática. Este relatório deve ser entregue na aula seguinte.



APÓS A PRÁTICA VOCÊ SERÁ CAPAZ DE:

1. Citar de quais regiões do pecíolo sai o exsudato.
2. Explicar o porquê da exsudação ser paralisada após alguns minutos.
3. Explicar qual é o estado normal da seiva do floema, sob pressão ou sob tensão. Justificando sua resposta.
4. Explicar se podemos visualizar a exsudação da seiva do floema nas folhas murchas. E também o porquê a intensidade da exsudação é menor que na folha túrgida.

LEITURA SUPLEMENTAR

- 1 – CARVALHO, S. J. P.; MACHADO, E. C. R.; MARQUES, B. S.; SILVA, A. P. P. LIMA, R. S. O.; COSTA, R. Atividade relativa da catalase de losna-branca (*Parthenium hysterophorus*) comparada à de outras espécies daninhas. **Planta Daninha**, v. 30, n. 2, p. 395-400, 2012.
- 2 – NOVAES, F. J. M.; AGUIAR, D. L. M.; BARRETO, M. B.; AFONSO, J. C. Atividades Experimentais Simples para o Entendimento de Conceitos de Cinética Enzimática: *Solanum tuberosum* – Uma Alternativa Versátil. **Química na Escola**. v. 35, n. 1, p. 27-33, 2013.

VÍDEOS AUXILIARES

1 – Differentiation, Dedifferentiation & Redifferentiation | Section 4

Canal: Edupedia World

Disponível em:

<https://www.youtube.com/watch?v=YrsCnCZgTKc>

2 – Como as Enzimas Funcionam

Canal: RCSBProteinDataBank

Disponível em:

<https://www.youtube.com/watch?v=yk14dOOvwMk>

REFERÊNCIAS

MOREIRA, C. Transporte no xilema. **Revista Ciência Elementar**, v. 3, n. 2, p.101, 2015.

OLIVEIRA, D.; CARDOSO, M. Experimento1. Exsudação da seiva do floema. Biologia 1 –UAPI Buriti dos Lopes-PI, 2012. Disponível em: <<http://biologia1uapi.blogspot.com/2012/04/ministerio-da-educacao-universidade.html>>. Acesso em: 12 jan. 2020.

TAIZ, L.; ZEIGER, E.; MOLLER, I. M.; MURPHY, A. **Fisiologia e Desenvolvimento Vegetal**. 6ª ed. Porto Alegre: Artmed, 2017. 858 p.

REALIZAÇÃO:



UDESC
UNIVERSIDADE
DO ESTADO DE
SANTA CATARINA



**UNIVERSIDADE
ESTADUAL DO
MARANHÃO**



**UNIVERSIDADE
FEDERAL DO CEARÁ**

