

PRÓ-REITORIA ACADÊMICA

EDITAL Nº 16/2023

Divulga o edital de conteúdo do Desafio Integrador para o curso de Agronomia.

O Pró-Reitor Acadêmico da Ugv - Centro Universitário, no uso das atribuições que lhe são conferidas por lei, **DIVULGA** o edital de conteúdo do Desafio Integrador para o curso de Agronomia, cito: **I MOSTRA DE EXPERIENCIAS AGRONÔMICAS EM SALA DE AULA**

1. OBJETIVO

será um evento de natureza científica, com o objetivo de incentivar a pesquisa científica no âmbito acadêmico, disseminando a socialização do conhecimento entre alunos do curso de Engenharia Agrônômica e professores.

2. O EVENTO

A I MOSTRA DE EXPERIENCIAS AGRONÔMICAS EM SALA DE AULA acontecerá no dia 05 de junho de 2023, nas sala de aula do Centro Universitário UGV em União da Vitória- PR.

3. PÚBLICO PARTICIPANTE

O público será dividido em: **expositores, orientadores e avaliadores.**

Como **expositores** deverão participar os acadêmicos do 1º ao 5º período do curso de Engenharia Agrônômica com exposição e apresentações de experimentos. Como **avaliadores/orientadores** deverão participar os acadêmicos do 7º período do curso de Engenharia Agrônômica (Tabela 01). Os trabalhos dos alunos do 1º período serão avaliados pelos professores convidados dos cursos de Engenharia Civil e Arquitetura.

Tabela 1. Divisão das turmas por grupo de trabalhos.

Avaliadores/ Orientadores	Orienta	Avalia
Grupo 1- 7º período	Grupo 1- 3º período/ Grupo 1- 5º período	Grupo 10- 3º período/ Grupo 9- 5º período
Grupo 2- 7º período	Grupo 2- 3º período/ Grupo 2- 5º período	Grupo 9- 3º período/ Grupo 8- 5º período
Grupo 3- 7º período	Grupo 3- 3º período/ Grupo 3- 5º período	Grupo 8- 3º período/ Grupo 7- 5º período
Grupo 4- 7º período	Grupo 4- 3º período/ Grupo 4- 5º período	Grupo 7- 3º período/ Grupo 6- 5º período
Grupo 5- 7º período	Grupo 5- 3º período/ Grupo 5- 5º período	Grupo 6- 3º período/ Grupo 10- 5º período
Grupo 6- 7º período	Grupo 6- 3º período/ Grupo 6- 6º período	Grupo 5- 3º período/ Grupo 4- 5º período
Grupo 7- 7º período	Grupo 7- 3º período/	Grupo 4- 3º período/

	Grupo 7- 5º período	Grupo 3- 5º período
Grupo 8- 7º período	Grupo 8- 3º período/ Grupo 8- 5º período	Grupo 3- 3º período/ Grupo 2- 5º período
Grupo 9- 7º período	Grupo 9- 3º período/ Grupo 9- 5º período	Grupo 2- 3º período/ Grupo 1- 5º período
Grupo 10- 7º período	Grupo 10- 3º período/ Grupo 10- 5º período	Grupo 1- 3º período/ Grupo 5- 5º período

4. CRONOGRAMA

4.1 Lançamento

O lançamento da *I MOSTRA DE EXPERIENCIAS AGRONÔMICAS EM SALA DE AULA* será feito no dia 09/05 às 21 horas no salão nobre do Centro Universitário UGV.

4.2 Organização de equipes expositoras

Após o lançamento da *I MOSTRA DE EXPERIENCIAS AGRONÔMICAS EM SALA DE AULA*, as equipes são formadas por cinco integrantes para o 1º e 5º período e por três integrantes para o 5º período.

4.3 Organização das duplas de orientadores

A apresentação e o sorteio das duplas orientadoras às equipes expositoras será realizado no mesmo dia do lançamento da *I MOSTRA DE PRÁTICAS AGRÍCOLAS CAMPO REAL*.

4.4 Definição de temas

As turmas serão divididas em 10 grupos, cada grupo do 3º e 5º período será sorteado um roteiro de experimento, e cada grupo do 7º período será sorteado para orientar dois trabalhos e avaliar mais dois trabalhos (ANEXO 01 e 02).

4.5 Desenvolvimento do trabalho

Equipes do 1º deverão desenvolver as maquetes para apresentação na mostra para os professores avaliadores.

As equipes do 3º e 5º períodos deverão desenvolver o trabalho com orientação dos alunos dos 7º períodos, para apresentar no dia da mostra.

4.6 Apresentação do trabalho

As equipes expositoras juntamente com seus orientadores irão realizar a apresentação do trabalho no dia 05/06/2023 na *I MOSTRA* em salas de aula (Tabela 01), por meio de maquetes, experimentos e projetos.

Sala 15	Grupos 1,2,3,4 e 5 – 7º período Grupos 6,7,8,9 e 10- 5º período Grupos 6, 7, 8, 9 e 10- 3º período
Sala 16	Grupos 6,7,8,9 e 10- 7º período Grupos 1,2,3,4 e 5- 5º período Grupos 1,2,3,4 e 5- 3º período

5.0 Critérios de avaliação

Os trabalhos serão avaliados pelos alunos do 7º período do curso de Engenharia Agrônômica da IES, garantindo a imparcialidade da avaliação.

Seguindo os seguintes critérios:

- Relevância da temática abordada;
- Clareza;
- Apresentação

5.1 Atribuição das notas

Aos expositores: a nota total do desafio integrador é de 3,0 pontos de um total de 10,0 pontos na nota bimestral do 2º bimestre para todas as disciplinas cursados no semestre letivo de 2023-1, portanto as etapas abaixo citadas deverão somar 3,0 pontos.

- Tempo de apresentação = 0,5 ponto
- desenvolvimento do trabalho = 0,5 ponto
- apresentação do trabalho = 1,0 pontos
- relevância= 0,5 ponto
- Atingiu o objetivo proposto= 0,5 ponto

Aos orientadores/organizadores: a nota total do desafio integrador é de 3,0 pontos de um total de 10,0 pontos na nota bimestral do 2º bimestre para todas as disciplinas cursados no semestre letivo de 2023-1, portanto as etapas abaixo citadas deverão somar 3,0 pontos.

- Marcar e realizar no mínimo 2 encontros presenciais até o dia do evento = 1,0
- Atingiu o objetivo proposto= 1,0 ponto
- Avaliação dos trabalhos= 1,0 ponto

Sem mais para o momento.

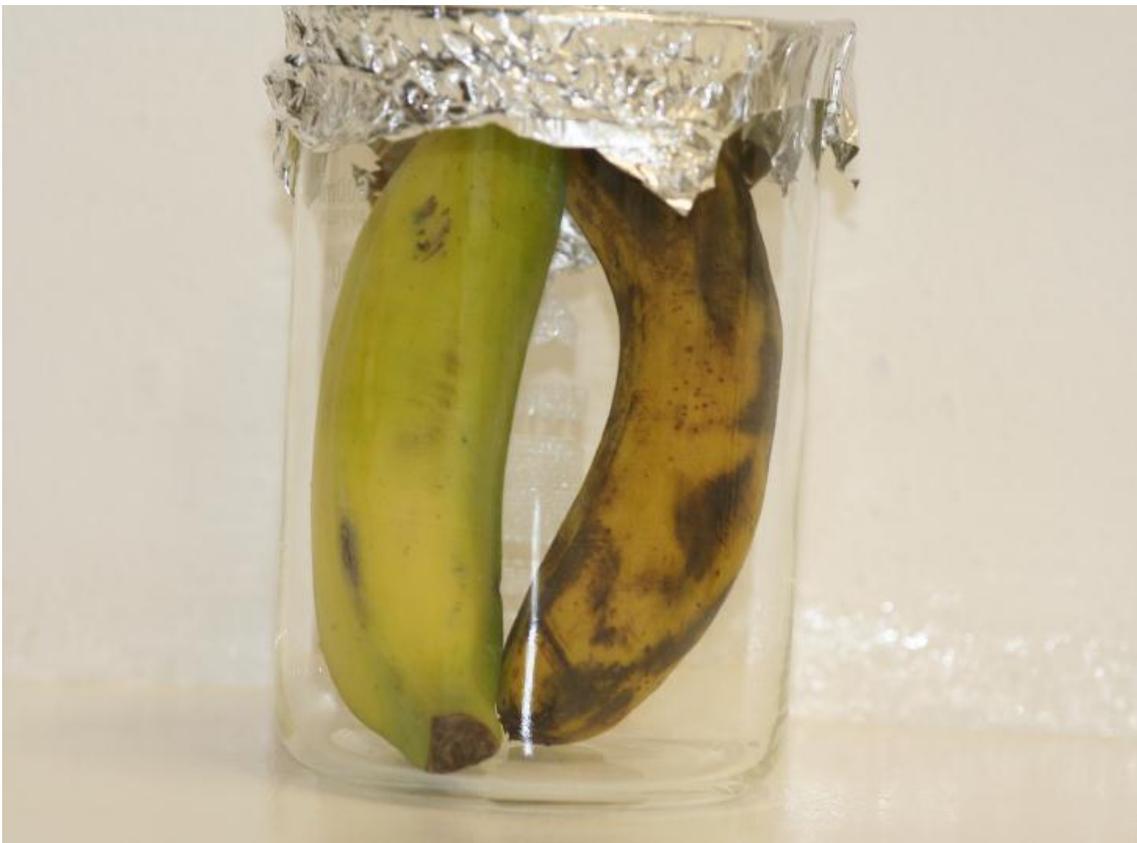
União da Vitória, 12 de abril de 2023.



Prof. Mateus Cassol Tagliani
Pró-Reitor Acadêmico
Ugv - Centro Universitário

ANEXO 01- Roteiro dos experimentos 3º Período

Experimento 01-Hormônio - Etileno



Os hormônios vegetais são substâncias orgânicas que desempenham uma importante função na regulação do crescimento. O gás etileno, sintetizado a partir da metionina, na região do periciclo, é o único hidrocarboneto com efeito pronunciado sobre as plantas. Sua biossíntese ocorre em muitos tecidos em resposta ao estresse, especialmente em tecidos submetidos à senescência ou amadurecimento. Ele pode ser produzido por todas as partes das plantas superiores e sua taxa de produção depende do tipo de tecido e do estágio de desenvolvimento.

Os tecidos vegetais convertem o 1-[¹⁴C]metionina em [¹⁴C]etileno, sendo o etileno derivado dos carbonos 3 e 4 da metionina. O grupo CH₃-S da metionina é reciclado pelo ciclo de Yang, pois sem tal reciclagem, a quantidade de enxofre reduzida limitaria a disponibilidade de metionina e a síntese de etileno. A S-adenosilmetionina (AdoMet) é um intermediário na rota de biossíntese do etileno e o precursor imediato deste hormônio é o ácido 1-aminociclopropano-1-carboxílico (ACC).

Em geral, quando o ACC é suplementado de forma exógena ao tecido vegetal, a produção do etileno aumenta de maneira substancial, indicando que a síntese do ACC é em geral a etapa biossintética que limita a produção do etileno nos tecidos vegetais. A catalisação do etileno é realizada pelas enzimas ACC sintase e ACC oxidase. A ACC sintase é responsável pela conversão do S-adenosilmetionina e é caracterizada em muitos tipos de tecidos de várias plantas. A ACC oxidase catalisa a última etapa na síntese do etileno: a conversão do ACC em etileno. Em tecidos

que apresentam altas taxas de produção de etileno, como frutos em amadurecimento, a atividade da ACC oxidase pode ser o fator limitante na etapa de síntese.

A síntese do etileno é estimulada por vários fatores que vão desde o estágio de desenvolvimento da planta, condições ambientais, outros hormônios vegetais até lesões físicas e químicas. A biossíntese do etileno também varia de maneira circadiana, ocorrendo picos durante o dia e atingindo o mínimo durante a noite.

O gás etileno é ativo mesmo em concentrações muito baixas e pode causar efeito no amadurecimento de frutos, germinação de sementes, expansão e diferenciação celular, florescimento, senescência das folhas e flores, abscisão das folhas e frutos. A exposição de plântulas de algumas espécies a este gás provoca o crescimento horizontal dos caules.

O amadurecimento dos frutos envolve numerosas transformações. Sob uma perspectiva da planta, o amadurecimento do fruto indica que as sementes estão prontas para a dispersão, tanto com recursos mecânicos quanto com qualquer outro método dispersivo, tendo como resultado a desidratação e abertura de sementes.

O termo amadurecimento de frutos pode ainda referir-se a mudanças no fruto que o tornam pronto para ser consumido. Quando o fruto amadurece, a taxa do ACC e a biossíntese do etileno aumentam. A atividade enzimática, das enzimas ACC oxidase e ACC sintase é aumentada, bem como os níveis de mRNA de subgrupos gênicos codificadores de cada enzima.

Nos frutos carnosos, a clorofila é degradada e outros pigmentos podem formar-se alterando sua coloração. Simultaneamente, a parte carnosa do fruto amolece como resultado da digestão enzimática da pectina, o componente principal da lamela média da parede celular.

Durante esse mesmo período o amido, ácidos orgânicos e óleos são metabolizados em açúcares. Há ainda o desaparecimento de ácidos orgânicos e de compostos fenólicos, incluindo os taninos. Como consequência dessas transformações, os frutos tornam-se visíveis, saborosos. Essas características podem frequentemente ser atribuídas ao acúmulo de antocioninas e carotenoides na epiderme desses frutos, o que os tornam atrativos para os animais que se alimentam dos frutos e então disseminam as sementes. Porém, a avaliação de um grande número de frutos tem demonstrado que nem todos respondem ao etileno.

Todos os frutos que amadurecem em resposta ao etileno exibem, antes da fase de amadurecimento, um aumento característico da respiração celular, chamado de climatério. Tais frutos também apresentam um pico na produção do etileno, imediatamente antes do aumento da respiração. Maçãs, bananas, abacates e tomates são exemplos de frutos climatéricos. Em contraste, frutos cítricos e uvas não exibem aumento na respiração e na produção do etileno e são chamados de não climatéricos.

Quando frutos não-maduros e climatéricos são tratados com etileno, o início do climatério é acelerado. Quando frutos não-climatéricos são tratados da mesma forma, a magnitude do aumento respiratório ocorre em função da concentração do etileno, porém o tratamento não desencadeia a produção endógena do etileno nem acelera o amadurecimento.

O etileno tem sua síntese aumentada quando as plantas estão sob condições estressantes, como seca, inundação, resfriamento e exposição ao ozônio. O aumento na sua produção resulta, em parte, de um aumento na transcrição do mRNA da ACC sintase. Esse “etileno de estresse” está envolvido no início da resposta ao estresse, como, por exemplo, a abscisão foliar, senescência, regeneração de lesões e aumento na resistência a moléstias. A senescência foliar é um processo geneticamente programado que afeta todos os tecidos do

vegetal e tem sua taxa aumentada devido ao etileno. O aumento na produção do etileno está associado à perda da clorofila e o desaparecimento gradual da cor, que são aspectos característicos da senescência das folhas e flores.

O uso de inibidores de síntese ou ação de hormônios são úteis para o estudo das rotas biosintéticas assim como dos papéis fisiológicos de tais substâncias. Os inibidores são principalmente úteis nos casos em que é difícil distinguir entre diferentes hormônios que apresentam efeitos idênticos nos tecidos vegetais ou quando um hormônio afeta a síntese ou a ação de outro hormônio.

Por exemplo, o etileno mimetiza altas concentrações de auxina (composto que induz a formação do etileno através do aumento da atividade da ACC sintase), provocando a epinastia (curvatura das folhas para baixo) e a inibição do crescimento do caule. A utilização de inibidores da biossíntese e da ação do etileno possibilita distinguir entre as ações das auxinas e do etileno.

Os estudos utilizando inibidores mostram que o etileno é o agente primário da epinastia e que a auxina age indiretamente, causando um aumento substancial na produção do etileno. Algumas respostas atribuídas anteriormente à auxina na verdade devem-se à produção do etileno em resposta à auxina. Provavelmente essa atribuição errônea se dê ao fato de, em alguns casos, as respostas provocadas nas plantas, tanto pelo etileno quanto pela auxina serem semelhantes.

Roteiro experimentação Etileno

OBJETIVO: Verificar a formação do etileno em frutos climatéricos

MATERIAL: 15 bananas no mesmo estágio inicial de “amadurecimento”; 15 laranjas no mesmo estágio inicial de “amadurecimento”; 4 maçãs maduras; 4 embalagens de plástico; 4 embalagens de papel; fita crepe para vedar as embalagens; geladeira.

PROCEDIMENTOS:

- 1) Deixe três bananas e três laranjas em temperatura ambiente que serão utilizadas como controle;
- 2) Coloque três bananas e uma maçã numa embalagem plástica, três bananas e uma maçã numa embalagem de papel, três laranjas e uma maçã em outra embalagem plástica e três laranjas e uma maçã numa outra embalagem de papel. Vede com fita crepe as quatro embalagens e coloque-as na geladeira.
- 3) Repita o procedimento acima mantendo as embalagens em temperatura ambiente (caso seja possível a temperatura ambiente poderá ser simulada em uma câmara de germinação com o objetivo de evitar grandes mudanças de temperatura).
É importante utilizar embalagens padronizadas e verificar se as mesmas não possuem orifícios.
- 4) Observe após 4 dias.

Responder:

Comparando as embalagens com a exposição ao ambiente, em qual ocorreu maior amadurecimento?

O que levou a serem diferentes?

Experimento 02- Gutação



Allium cepa - Foto do processo de gutação em plântula de capim-annoni (*Eragrostis plana* Ness.)
Foto: Claudete Abreu

O acúmulo de solutos no xilema pode gerar a pressão de raiz. As raízes geram pressão hidrostática positiva absorvendo íons da solução diluída do solo e os transportam para o xilema. O acúmulo de solutos na seiva do xilema leva a um decréscimo no potencial osmótico (Ψ_s) e no potencial hídrico (Ψ_w) do xilema, que proporciona a força propulsora para a absorção de água, gerando uma pressão hidrostática positiva.

A pressão da raiz tem maior ocorrência quando os potenciais hídricos do solo são altos e as taxas de transpiração são baixas. Quando as taxas de transpiração são altas, a água é rapidamente absorvida pelas folhas e perdida para a atmosfera e uma pressão positiva acaba nunca se desenvolvendo no xilema. As plantas que desenvolvem pressão na raiz frequentemente produzem gotículas líquidas nas margens de suas folhas, um fenômeno conhecido como gutação. A pressão positiva no xilema provoca a saída da seiva do xilema pelos poros presentes na epiderme das folhas denominados hidatódios. O soluto passa através dos espaços intercelulares do parênquima do hidatódio indo para o exterior através de poros especiais (estomas) que permanecem sempre abertos.

As “gotas de orvalho”, que podem ser vistas sobre a lâmina foliar de gramíneas e ao longo da margem de algumas folhas de plantas herbáceas pela manhã, são na verdade gotículas de gutação exsudadas dos estomas. A gutação é mais perceptível quando a transpiração é suprimida e a umidade relativa do ar e do solo é alta, o que geralmente ocorre durante a noite.

Roteiro experimentação Gutação

OBJETIVO: Observar a gutação em plantas jovens de milho.

MATERIAL: 3 plantas jovens de milho, água quente, água gelada, 3 potes de vidro transparente grande.

PROCEDIMENTO:

Regar cada vaso, etiquetando com: solo seco; água quente; água gelada.

Cobrir cada planta com o pote grande.

Observar o comportamento de cada planta.

Responder:

Qual das plantas realizou gutação?

Em qual região da folha foi observada a gutação?

Experimento 03- Geotropismo



Tropismo é uma resposta de crescimento envolvendo a curvatura de uma parte de uma planta na mesma direção (positiva) ou em direção oposta (negativa) a um estímulo externo. O geotropismo, ou gravitropismo é o crescimento em resposta à gravidade. Os amiloplastos (estatólitos), presentes em muitas células vegetais, servem como sensores à gravidade. As células especializadas em perceber o estímulo gravitacional nas quais eles ocorrem são chamadas estatócitos.

Se uma plântula é colocada na posição horizontal, suas raízes crescerão para baixo (geotropismo positivo) e seu sistema caulinar crescerá para cima (geotropismo negativo), comportamento é extremamente crítico nos estágios iniciais de germinação. Isso se deve ao fato de as raízes serem mais sensíveis a auxina do que os caules, e em altas concentrações de auxina, o crescimento das raízes é inibido.

Os tecidos abaixo do ápice também são capazes de responder à gravidade. Ao contrário da luz unilateral, a gravidade não forma um gradiente entre as metades inferiores e superiores de um órgão. Todas as partes da planta percebem igualmente um estímulo gravitacional. A parte inferior do caule colocado na posição horizontal é estimulada pela auxina e cresce mais rapidamente do que o respectivo lado superior. O resultado disso é uma curvatura dos caules para cima. Para a raiz, o nível relativamente elevado de auxina no lado inferior inibe o crescimento, ocasionando assim o encurvamento deste órgão para baixo.

Roteiro experimentação geotropismo

OBJETIVO: Observar o movimento da planta em direção a luz

MATERIAL: Planta envasada de crescimento rápido (feijão, batata, etc)

PROCEDIMENTOS:

- 1) Escolha uma planta que esteja na fase vegetativa e deixe o vaso de modo que a planta fique na posição horizontal. Mantenha o substrato umedecido.
- 2) Coloque o vaso em câmara escura.
- 3) Observe diariamente durante uma semana o que está ocorrendo, marque em folha de papel as curvaturas que a planta seguiu.

Responder:

O que foi observado com o ângulo da planta?

Como você explica o que observou?

Por que o experimento foi realizado no escuro?

Experimento 04- Osmose

A osmose é a modalidade de transporte passivo, na qual, o solvente é transportado do meio de maior concentração para o meio menos concentrado.

A classificação das soluções pode ser diferenciada quanto ao teor de soluto do meio exterior à célula:

- Solução Isotônica: Quando a concentração de soluto intracelular é igual ao do meio extracelular;
- Solução hipertônica: Solução que está mais concentrada em soluto em relação ao meio intracelular;
- Solução hipotônica: Solução que está menos concentrada em soluto em relação ao meio intracelular.



Materiais: duas batatas grandes com aproximadamente o mesmo tamanho, faca, panela, água, fogão ou fonte de calor, açúcar ou sal (soluto).

Procedimento:

- Inicialmente descasque as duas batatas;
- Em seguida coloque uma delas para cozinhar, sem que esta se desmanche (mais ou menos durante 15 minutos).
- Após o resfriamento da bata cozida, faça uma cova (uma abertura) em ambas as batatas (a cozida e a crua), tendo o cuidado de não transpassar para o outro lado de sua superfície, e também que as cavidades realizadas sejam de igual dimensão.
- Feito isso, coloque-as no interior de um recipiente (cada uma em um prato fundo) contendo água (devem ser posicionadas com abertura voltada para cima sem ter contato com a água).
- Preencha a cova de ambas com a mesma quantidade de açúcar;
- Aguarde 24 horas.

Observação:

O experimento permite analisar o mecanismo de absorção de água.

Análise:

A cavidade da batata crua com açúcar terá adsorvido água durante esse tempo, enquanto que a batata cozida não.

Ao longo do experimento, a batata crua, constituída por células vivas, permanece absorvendo água e trocando nutrientes, enquanto que na batata cozida isto não aconteceu, pois as células não resistiram ao processo de cozimento, impedindo absorção de água.

Experimento 05- Fotoperiodismo



O fotoperíodo é o comprimento relativo do dia e da noite. Já o fotoperiodismo representa a habilidade de um organismo, em detectar e responder às variações do comprimento dos dias, ou seja, é uma resposta biológica a uma mudança nas proporções de luz e escuro num ciclo diário de 24 horas.

As respostas das plantas controladas pelo comprimento do dia são numerosas, incluindo a iniciação do florescimento, a reprodução assexuada, a formação de órgãos de reserva e a indução de dormência. Talvez todas as respostas fotoperiódicas das plantas utilizem os mesmos fotorreceptores, com rotas de transdução de sinais subsequentes específicas que regulam respostas diferentes.

A classificação das plantas de acordo com suas respostas fotoperiódicas está baseada no florescimento, embora muitos outros aspectos do desenvolvimento das plantas possam também ser afetados pelo comprimento do dia. Elas podem ser agrupadas em três tipos gerais, plantas de dias longos, plantas de dias curtos e plantas neutras. A distinção essencial entre as plantas é que o florescimento nas plantas de dias longos é estimulado somente quando o comprimento do dia excede uma certa duração, chamada de comprimento crítico do dia, em cada ciclo de 24 horas, enquanto a estimulação do florescimento nas plantas de dias curtos requer um comprimento de dia menor do que o comprimento crítico do dia. O valor do comprimento crítico do dia varia amplamente entre as espécies.

As plantas de dias longos florescem somente em dias em que o período de luz for mais longo ou tem florescimento acelerado por dias longos. Estas tem ocorrência principalmente no

verão. Por muitos anos, os fisiologistas vegetais acreditaram que a correlação entre os dias longos e o florescimento era uma consequência da acumulação de produtos da fotossíntese sintetizados durante aqueles dias. As plantas de dias curtos florescem apenas em dias curtos, ou tem florescimento acelerado por dias curtos. São características do início da primavera ou outono, pois passam por um período de luz menor do que um comprimento crítico. Tem-se ainda as plantas de dias neutros, que florescem independentemente da condição de fotoperíodo, são insensíveis ao comprimento do dia. Seu florescimento está tipicamente sob regulação autônoma, isto é, controle do desenvolvimento interno.

O fator mais importante para o desenvolvimento de uma planta não é o comprimento absoluto do fotoperíodo, mas sim se este é mais longo ou curto do que um certo intervalo crítico. As plantas exibem várias adaptações para evitar a ambiguidade do sinal do comprimento do dia. Uma delas é a ligação da exigência de temperatura a uma resposta fotoperiódica. Certas espécies de plantas não respondem ao fotoperíodo, até que tenha ocorrido um período de frio.

Sob condições naturais, os comprimentos do dia e da noite configuram um ciclo de 24 horas de luz e escuro. Em princípio, uma planta poderia perceber um comprimento crítico do dia pela medição da duração tanto da luz quanto do escuro. É possível induzir o florescimento nessas plantas com períodos de luz mais longos do que o valor crítico, desde que os mesmos sejam seguidos por noites suficientemente longas. Da mesma forma, tais plantas não florescem quando dias curtos são seguidos por noites curtas, após tal indução. As plantas de dias longos florescem em dias curtos, desde que o comprimento da noite seja também curto, por indução. Contudo, um regime de dias longos seguidos por noites longas não surge efeito em tais plantas induzidas.

O período de escuro pode se tornar não efetivo pela interrupção com uma curta exposição à luz, chamada de quebra da noite. Por outro lado, a interrupção de um dia longo com um breve período de escuro não cancela o efeito do dia longo. Tratamentos de quebra da noite de apenas poucos minutos são efetivos no impedimento do florescimento de muitas espécies de dias curtos, mas exposições muito mais longas são necessárias para promover o florescimento em plantas de dias longos

Roteiro experimentação fotoperiodismo

OBJETIVO: Discutir eventos fisiológicos influenciados pela luz

MATERIAL: Sementes de feijão e milho, potes de plástico, areia lavada.

PROCEDIMENTOS:

- 1) Coloque 5 sementes de feijão em cada pote contendo areia lavada com no mínimo oito repetições.
- 2) Mantenha quatro potes em luz plena e os outros no escuro total.
- 3) Repita o mesmo procedimento com as sementes de milho.
- 4) Observar após cinco dias o efeito da luz (presença e ausência) sobre o desenvolvimento das plântulas, destacando a mudança no padrão do desenvolvimento.
- 5) Comparar as plântulas de feijão crescidas na presença e ausência de luz, o mesmo deverá ser feito com as plântulas de milho.

Experimento 06- Germinação



A palavra germinação refere-se ao conjunto de processos associados à fase inicial ou retomada do crescimento de uma estrutura da planta. O crescimento do embrião é o mesmo que a germinação da semente. Durante a fase inicial do processo de desenvolvimento, que inicia com a entrada de água na semente (embebição), o metabolismo será ativado, e quando há o rompimento do tegumento, a respiração que até então era anaeróbica passa a ser aeróbica, requerendo oxigênio. De acordo com o critério fisiológico, a germinação é completa quando uma parte do embrião, em geral a radícula, penetra e trespassa os tecidos que o envolvem.

As sementes normalmente germinam no solo em ausência de luz. Se as sementes são germinadas no escuro, os proplastídeos se diferenciam em estioloplastos, os quais apresentam arranjos semicristalinos tubulares de membranas conhecidos como corpos pró-lamelares. Em vez da clorofila, os estioloplastos contêm um pigmento precursor, de cor verde-amarelada, o protoclorofilida.

Embora muitas sementes germinem dentro de uma ampla faixa de temperatura, elas geralmente não germinarão abaixo ou acima de uma certa faixa específica de temperatura para a espécie. Algumas não germinam mesmo quando as condições externas são favoráveis, sendo chamadas dormentes. Essa dormência pode muitas vezes ser quebrada pela aplicação de giberelina (grupo de hormônios associados à promoção do crescimento do caule). Visto que as mudanças nos níveis de giberelinas são frequentemente, mas não sempre, observadas em resposta ao resfriamento, elas podem representar um regulador natural de um ou mais processos envolvidos na germinação entre elas: a ativação do crescimento vegetativo do embrião, o

enfraquecimento da camada do endosperma que envolve o embrião e restringe seu crescimento e a mobilização das reservas energéticas do endosperma.

Cada espécie de semente tem um certo período de viabilidade. Algumas espécies possuem sementes que precisam germinar no máximo duas semanas após sua dispersão. Outras (gênero *Lótus*) são conhecidas por terem até 2000 anos de idade e ainda serem capazes de germinar. No caso de uma semente ainda ser viável, o embrião dentro dela necessita algo para que seu metabolismo se mantenha ativo e inicie o processo de crescimento.

Roteiro experimentação germinação

OBJETIVO: Observar como a água influencia na germinação das sementes

MATERIAL: vasilhames de suco, água ou vasos;



- sementes que germinem rápido: feijão, alpiste, alface;
- terra adubada;
- água da torneira

PROCEDIMENTOS:

- 1) Espalhe a terra adubada (na mesma quantidade) em dois recipientes idêntico (é muito importante que eles sejam iguais para que isso não interfira nos resultados). Depois plante com cuidado as sementes, deixando-as um pouco cobertas de terra 3 sementes de feijão por vaso. Depois identifique os dois recipientes: A – regue 3X por semana; B- regue 1 X por semana. Deixe os recipientes onde tenha luz solar indireta e seja arejado.
- 2) Acompanhe os resultados por pelo menos 2 semanas e você verá a diferença na quantidade de sementes germinadas e no crescimento (em altura).

Experimento 07- Erosão Hídrica do Solo



Roteiro experimentação:

OBJETIVO: a) Demonstrar o que é a erosão entre sulcos (ou laminar) no solo; b) Discutir a importância da cobertura do solo na redução da erosão entre sulcos (ou laminar);

Materiais

- a) 3 garrafas plásticas (PET) de água de 5 L; b) 3 garrafas plásticas (PET) de 2 L; c) Aproximadamente 4 kg de solo destorroado; d) Touceira de grama do tamanho da garrafa PET de 5 L, que pode ser cortada com o auxílio de uma pá cortadeira (pá reta) em um jardim; e) Restos de plantas para ser utilizado como palhada morta (folhas, raízes, caules em decomposição). Podem ser usadas folhas varridas do jardim, restos de grama cortada ou de poda de árvores; f) Tesoura;
- g) Peça de madeira com aproximadamente 90 cm de comprimento, 10 cm de largura e 5 cm de altura; h) Regador.

Procedimento

- 1) Cortar um retângulo na parte lateral das três garrafas plásticas de água 5 L com o auxílio da tesoura.
- 2) Cortar as 3 garrafas PET 2 L no meio, preservando a parte inferior.
- 3) Na primeira garrafa plástica de água 5 L, coloca-se uma touceira de grama com solo. Procure colocar com cuidado a grama, procurando conservar ao máximo a touceira, ou cultive plantas de cobertura de ciclo rápido.
- 4) Na segunda garrafa colocar 2 kg de solo até aproximadamente na altura da tampa da garrafa e, em seguida, colocar os restos de plantas na superfície até cobrir completamente o solo, ficando uma boa camada de resíduos. Esses resíduos podem ser palhadas ou cascalhos.
- 5) Na terceira garrafa apenas colocar cerca de 2 kg de solo, e manter somente o solo sem nenhuma cobertura.
- 6) Preparar as 3 garrafas e levar no dia da Mostra, montar de maneira que as garrafas fiquem inclinadas.



7) Posicionar as três garrafas pets de 2L embaixo da boca de cada uma das garrafas plásticas de 5L, de modo que possam receber a água escoada pelas garrafas maiores.



8) Regar a garrafa com planta até o dia da amostra, e no dia, levar uma garrafa com água para fazer a demonstração.



9) Apresentar os resultados e a diferença de cada garrafa.

Experimento 08- Xilema e Floema



O sistema vascular das plantas apresenta basicamente dois componentes: o floema, sistema pelo qual o alimento fabricado nas folhas ou outras regiões fotossintetizantes é transportado pelo vegetal e o xilema, através do qual a água ascende pelo corpo da planta. Esse sistema de transporte originou o maior grupo vegetal, denominado plantas vasculares. As duas rotas de transporte de longa distância – o floema e o xilema – estendem-se por toda a planta

O floema é o principal tecido condutor de seiva elaborada das plantas vasculares. Esse tecido é, em geral, encontrado na face externa dos tecidos vasculares, primário e secundário. Nas plantas com crescimento secundário, o floema constitui a casca viva. É responsável por translocar os produtos da fotossíntese e das folhas maduras para as áreas de crescimento e armazenagem, incluindo as raízes. Ele também redistribui a água e os vários compostos através do corpo da planta. As células do floema que conduzem açúcares e outros compostos orgânicos através da planta são chamadas de elementos crivados. Em alguns casos, o tecido do floema também inclui fibras e esclereídes. Porém apenas os elementos crivados estão envolvidos diretamente na translocação.

O xilema é um tecido vascular complexo por onde a maior parte da água e sais minerais são conduzidos a partir do sistema radicular até as partes aéreas dos vegetais. Trata-se do principal tecido condutor de água nas plantas vasculares e na maioria das plantas, constitui a porção mais longa da rota de transporte de água. É também envolvido na condução de minerais, substâncias de reserva e sustentação. Junto com o floema, o xilema forma um sistema contínuo de tecido vascular que se estende pelo corpo da planta.

O xilema é caracterizado pela presença de elementos traqueais, suas principais células condutoras. As células condutoras têm uma anatomia especializada que lhes permite transportar grandes quantidades de água com grande eficiência. Existem dois tipos importantes de elementos traqueais no xilema: traqueídes e elementos de vaso. Elementos de vaso são encontrados somente em um pequeno grupo de angiospermas e talvez em algumas pteridófitas. Traqueídes estão presentes tanto em angiospermas quanto em gimnospermas, assim como em pteridófitas e outros grupos de plantas vasculares.

A maturação tanto de traqueídes quanto de elementos de vaso envolve a “morte” da célula. Assim, células condutoras de água funcionais não têm membranas e organelas. O que permanece são paredes celulares lignificadas e grossas, que formam tubos ocos através dos quais a água pode fluir com resistência relativamente baixa.

Em teoria, os gradientes necessários para mover água por meio do xilema poderiam resultar da geração de pressões positivas na base da planta ou de pressões negativas no topo da planta. Algumas raízes podem desenvolver pressões hidrostáticas positivas em seus xilemas – a chamada pressão de raiz. Em vez disso, a água no topo de uma árvore desenvolve uma grande tensão (pressão hidrostática negativa), a qual puxa a água pelo xilema. Esse mecanismo é chamado de teoria coesão-tensão de ascensão da seiva, por requerer as propriedades de coesão da água para suportar grandes tensões nas colunas de água do xilema.

O floema transporta metabolitos da parte aérea para a raiz e o xilema transporta água e solutos para a parte aérea. O floema desenvolve-se mais rapidamente que o xilema, evidenciando o fato de que a função do floema é crítica junto ao ápice radicular. Grandes quantidades de carboidratos devem fluir através do floema em direção às zonas apicais em crescimento, para sustentar a divisão e o alongamento celular. É na zona de maturação o local onde o xilema

desenvolve a capacidade de transportar quantidades substanciais de água e solutos para a parte aérea.

Roteiro experimentação xilema e floema

OBJETIVO: Observar a ascensão de diferentes soluções coradas em caule de Angiospermas.

MATERIAL: 4 frascos plásticos ou de vidros (de preferência transparentes), 4 Flores brancas com caule (pode ser qualquer planta de flor branca, de preferência Copo-de-leite), 3 corantes de cores diferentes, estilete e colher.

PROCEDIMENTO:

- 1) Colocar em três frascos 200 ml de água mineral e pingar em três frascos corantes (cada frasco uma cor diferente) e mexer até que o corante dilua totalmente na água, e em um pote apenas água.
- 2) Cortar as 4 plantas e deixar aproximadamente 10 cm do caule, colocando-os verticalmente na água com corante e uma das planta apenas na água.
- 3) Corte longitudinalmente uma das extremidades de cada caule.
- 4) Deixe por aproximadamente 7 dias.
- 5) Observar o que aconteceu.
- 6) Identifique os vasos condutores.

Experimento 09- Diferenças morfológicas das Monocotiledôneas e Dicotiledôneas

As monocotiledôneas e dicotiledôneas são duas classes de vegetais que pertencem às plantas angiospermas (plantas com sementes contidas no interior dos frutos) e também fanerógamas (plantas com flores), atualmente classificadas como magnoliófitas, reunindo aproximadamente 230 mil espécies.

Monocotiledôneas

Grupo de vegetais cuja principal característica é a manifestação de apenas um cotilédone compondo a semente.

Dicotiledôneas

Grupo de vegetais contendo dois cotilédones envolvidos pela semente.

Cotilédone → Substância de reserva energética transferida ao desenvolvimento do embrião durante a germinação.

Roteiro Experimento

Objetivo: Cultivar embriões de milho e feijão.

Materiais: sementes de feijão e milho.

Procedimentos: Germinar no mínimo 10 sementes de cada culturas no mesmo dia e sob as mesmas condições.

Acompanhar todo o desenvolvimento da germinação de cada semente, e anotar os as principais diferenças.

Apresentar duas sementes germinadas no dia da mostra.

Experimento 10- Microorganismos Eficientes

As bactérias, fungos e leveduras são os menores seres vivos existentes, mas de grande relevância, especialmente para boas condições do solo e bom desenvolvimento das cultivares. Eles que fazem a decomposição da matéria orgânica, aumentando a fertilidade da terra. Chamados de eficientes por agirem muito rápido, proporcionam uma melhoria nas propriedades químicas, físicas e biológicas do solo e podem garantir uma colheita com excelentes resultados.

Passo a passo para coleta:

- **Selecione um local de mata nativa:** Muito pequenos, os microrganismos são invisíveis a olho nu e encontrados em abundância em regiões de mata. Em aproximadamente 1cm³ de solo existem cerca de 1 milhão deles. Para a coleta, dê preferência a locais sem interferência humana.
- **Materiais:** Para coletar estes seres é possível utilizar materiais simples, que os produtores encontram em suas casas, como o arroz cozido. Este pode ser branco ou integral (sem sal, pois podem prejudicar o desenvolvimento dos microrganismos). É necessário cozinhar o arroz e colocá-lo em um recipiente, que será depositado no local selecionado para a coleta. O ideal é que o processo seja feito em calhas de bambu ou em outro material orgânico.
- **Quantas calhas usar?** Quantas forem necessárias para suprir as necessidades de sua lavoura! É possível utilizar mais de uma calha por vez, realizando múltiplas coletas.
- **Atraindo e proliferando microrganismos:** Após preencher a calha com arroz, deposite o recipiente no solo. É importante que ele fique em contato direto com o solo e coberto com serapilheira (camada formada na mata com matéria orgânica: restos de folhas e plantas).
- **Coletando o material:** Após 15 dias é possível observar como ficou a captura de microrganismos. É natural que macroorganismos que degradam a matéria orgânica também estejam no recipiente. Você observará a colonização de microrganismos de variadas colorações, como vermelho, amarelo e laranja. Neste momento, já terá à disposição o material para produzir seu próprio composto.

Preparando a solução com microrganismos para o campo:

Você precisará:

- Arroz com microrganismos coletados
- Água
- Açúcar mascavo ou melado

Após os 15 dias citados acima, é importante verificar a coloração do arroz. Em caso de manchas escuras neste, como o mofo, não é indicada a utilização. Colorações normais são amareladas, alaranjadas e em tons de vermelho.

O preparo é simples! **Basta misturar o material coletado com a água e acrescentar uma fonte de energia para os microrganismos, para que eles sigam a reprodução.**

Adicione cerca de **100g de açúcar mascavo ou melado por litro de água utilizado**, colocando primeiro o arroz, depois o açúcar/melado e por último a água. O indicado é utilizar água que não é tratada e que não apresente traços de cloro, pois este mata os microrganismos. **Misture tudo e coloque em um recipiente** que pode ser **fechado**, como uma garrafa pet. O importante é que o composto não tenha contato com o ar, já que a respiração se dá em ambiente anaeróbico.

Deixe o material fechado de dez a quinze dias. O arroz, açúcar e microrganismos passarão por processo de fermentação e estarão prontos quando não houver mais gás dentro do recipiente. Caso você abra e perceba que há gás, é indicativo que o ainda está ocorrendo o processo de fermentação e o composto precisa de mais tempo para estar pronto para uso.

O passo final é **peneirar o conteúdo e retirar o arroz**, que também pode ser usado no solo! Na lavoura existem várias formas de utilizar a solução. Ela pode ser usada no pré-plantio para recuperação de solo (em uma concentração de 20ml para 20l, que é o que cabe no pulverizados de água). Pode ser aplicada no solo e também para pulverizar as plantas, pois acaba sendo um fortificante.

Após preparada, **a solução pode ser usada por muito tempo**, pois os microrganismos não tem prazo de validade e seguem vivos para vivificar o solo.

Levar no dia do Evento a solução e uma amostra dos microorganismos coletados em mata nativa, assim como pesquisar e apresentar as formas de utilização da solução na agricultura.

ANEXO 02- Roteiro dos experimentos 5º Período

01. OBTENÇÃO DE CLONES DO BAMBU-DA SORTE A PARTIR DE FRAGMENTOS DO CAULE

Dracaena sanderiana é um arbusto perene, classificado na família das Ruscaceae, que pode alcançar uma altura de 1,5m. De origem africana, se adapta bem aos climas quentes e úmidos. Com o nome de bambu-da sorte, *Dracaena* é considerada uma planta de interior pouco exigente que se multiplica facilmente por estacas e cresce bem a uma temperatura entre 20 e 30 graus Celsius, com iluminação indireta.

O CULTIVO NA ÁGUA

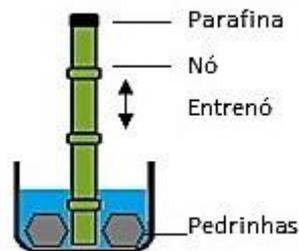
Mudar a água semanalmente. Evitar a água da torneira, rica em cloretos e fluoretos aos quais a planta é sensível, e substituir por água mineral. Como escolhas alternativas, considerar a água de chuva e a água destilada. Se tiver que usar água da torneira, deixar que repouse 24 horas antes de fazer a troca. A cada dois ou três meses, adicionar 2 gotas de fertilizante de plantas para aquários. Colocar pedrinhas no fundo para sustentar a haste. Manter fechada com algodão a boca dos frascos, para evitar a proliferação de mosquitos.

Se tiver que usar água da torneira, deixar que repouse 24 horas antes de fazer a troca. A cada dois ou três meses, adicionar 2 gotas de fertilizante de plantas para aquários. Colocar pedrinhas no fundo para sustentar a haste. Manter fechada com algodão a boca dos frascos, para evitar a proliferação de mosquitos



O CULTIVO NA TERRA

Manter o solo úmido mas não encharcado. Adicionar fertilizante de tanto em tanto, mas sem exageros.



OBTENÇÃO DE MUDAS POR ESTAQUIA

Cortar a rama na metade dos entrenós para separar estacas com pelo menos um nó. Selar a parte superior com parafina para evitar o crescimento bacteriano. Colocar as estacas em um recipiente com água cobrindo 1/3 do comprimento e com pedrinhas em redor para mantê-las em posição vertical. Uma vez desenvolvidas as raízes, transferir a terra.

OBJETIVO

Propagar, por estaquia, uma rama de *Dracaena sanderiana*.

MATERIAL

Uma rama grande de *Dracaena sanderiana*, 1 faca, recipientes adequados, pedrinhas de aquário ou equivalentes, água mineral, parafina derretida.

PROCEDIMENTO

1. Retirar as folhas da rama de *Dracaena*, deixando só algumas folhas no extremo superior.
2. Cortar a rama de *Dracaena* de modo a obter estacas de aproximadamente 15 a 20 cm. O corte deve ser feito na metade de um entrenó e cada estaca deve incluir pelo menos um nó. Manter a posição original das estacas.
3. Molhar o corte superior das estacas na parafina. O selado evitará a contaminação bacteriana mas, obviamente, o tratamento não se aplica à estaca da extremidade superior da rama.
4. Colocar as estacas em um recipiente, mantendo-as em posição vertical com as pedrinhas de aquário.
5. Adicionar água mineral verificando que a camada de água chegue a 1cm ou 2cm acima das pedrinhas e cubra aproximadamente 1/3 da estaca.
6. Trocar a água semanalmente e, quando se formem raízes, transplantar a terra.

NOSSO COMENTÁRIO

O bambu-da-sorte se propaga com muita facilidade. As figuras abaixo mostram o brotamento de estacas com um único nó, colocadas horizontalmente no solo. Para enraizar diretamente as estacas no solo, aconselha-se que sejam plantadas verticalmente, deixando sempre um nó dentro da terra.

COMO MONTAR UM PROJETO

Comparar o crescimento das raízes em estacas de *Dracaena*, sem tratamento e tratadas com hormônio de enraizamento.

Comparar o crescimento das estacas de *Dracaena* separadas da parte inferior e da parte superior da rama.



02. OBTENÇÃO DE CLONES DE VIOLETA AFRICANA A PARTIR DA FOLHA

O gênero *Saintpaulia* conta com 6 espécies, denominadas habitualmente violetas africanas em homenagem ao barão Walter von Saint Paul St Claire, quem as descobriu a finais do século XIX nas montanhas de Usambara, Província do Cabo, Sul África.

As violetas africanas são plantas relativamente fáceis de cultivar. As folhas não devem ser molhadas e a rega costuma ser feita desde baixo, duas vezes por semana. A forma mais simples de multiplicação é por enraizamento das folhas.

A edição especial da Revista dos Amantes da Natureza VIOLETAS indica que o método mais fácil de propagar (=clonar) violetas é o de enraizar folhas na água. “Com este objetivo, selecione folhas de tamanho médio e remova-as da planta-mãe deixando pecíolos (cabinhos) de 3 a 5 centímetros. No pecíolo de cada folha faça um corte transversal com uma lâmina bem afiada. Encha um copo com água e prenda um pedaço de papel alumínio na boca do copo. Faça uma fenda no alumínio e insira a folha, de modo que uma parte do pecíolo fique mergulhada na água. Coloque o copo em uma janela bem iluminada, porém não ensolarada. Em circunstâncias normais, a partir daí, as raízes se formarão entre duas e quatro semanas. Quando as novas folhas, devidamente enraizadas, tiverem aproximadamente 3 cm de comprimento, você já pode transplantar a mudinha para um vaso contendo solo. “

Também podem ser colocadas na terra, depois de colocar no pecíolo um pouco de hormônio de enraizamento, adquirido no comércio. Para que as mudas se desenvolvam bem, diversos fatores devem ser levados em conta: temperatura, irrigação, umidade ambiente, iluminação, composição do solo, adubação. As condições ideais são detalhadas a seguir:

TEMPERATURA: 22 a 24 graus Celsius.

IRRIGAÇÃO: À temperatura ambiente, evitando a água clorada ou alcalina. O solo nunca deve ficar encharcado. Não é recomendável molhar as folhas. Vasos de 12 a 15 cm de diâmetro devem ser regados 3 vezes por semana, e vasos menores com maior frequência. O método mais prático é regar por baixo, por capilaridade a condição de, uma vez por mês, fazer a rega por cima e drenar os sais acumulados.

UMIDADE: 40 a 60 % Pode ser obtida colocando as violetas sobre uma bandeja com cascalho e água.

ILUMINAÇÃO: Procurar um meio termo. No caso de usar luz artificial prever 2 lâmpadas fluorescentes de 40 watts ligadas 12 horas por dia, a uma distância mínima de 15 a 20 cm, para um grupo de 9 a 12 vasos.

SOLO: Uma mistura adequada está formada por uma parte de terra comum de jardim, 1 parte de composto orgânico e 1 parte de areia de construção. Depois de peneirada, a mistura será esterilizada.

ADUBAÇÃO: Inorgânica: NPK 10-10-5 OU 20-20-10. Orgânica: farinha de osso, farinha de peixe, esterco, composto orgânico, torta de soja, torta de algodão ou torta de mamona. Frequência: 1 vez por mês

OBJETIVO

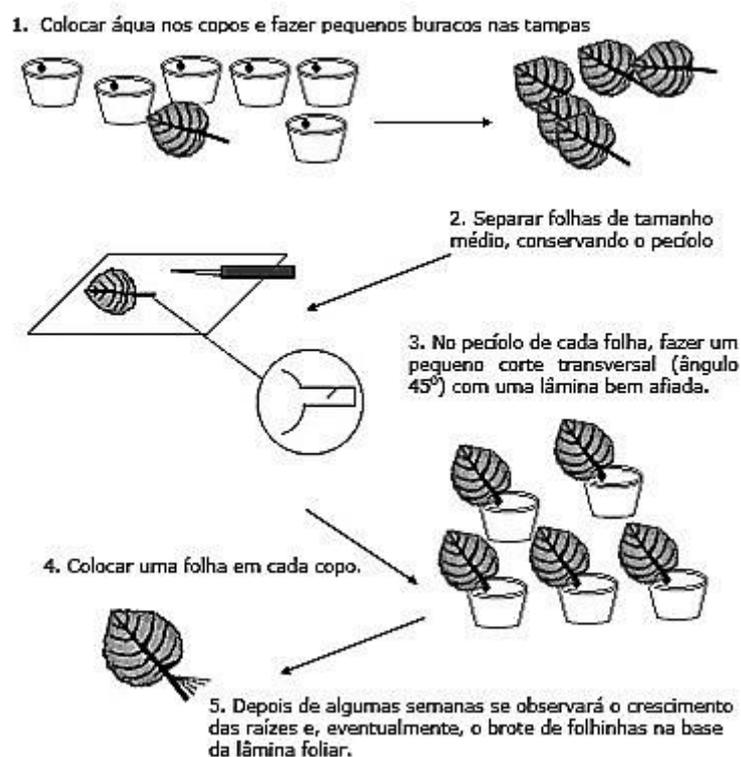
Clonar violetas africanas (*Saintpaulia*) a partir de folhas.

MATERIAL

1 planta de violeta africana, uma faca afiada, copinhos plásticos com tampa, papel de alumínio, água,

PROCEDIMENTO

Esquematizado na figura



Quantas plantas-filhas obtivemos a partir da planta-mãe? Quanto tempo demorou o processo de enraizamento? Quais os cuidados dados às mudas?

Figura: Enraizamento da violeta africana na água e na terra.

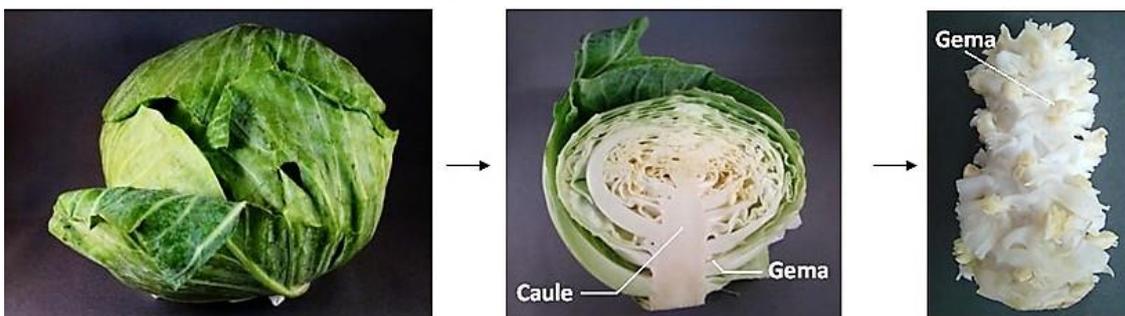


COMO MONTAR UM PROJETO

- Estudar o efeito do hormônio de enraizamento na propagação.
- Estudar o efeito da composição do solo.

03. OBTENÇÃO DE CLONES DE REPOLHO A PARTIR DE SEGMENTOS CAULINARES

O gênero *Brassica* inclui uma enorme variedade de plantas utilizadas na alimentação, seja por suas folhas (repolhos, couve, couve-de-bruxelas), suas flores (couve-flor, brócolos), suas raízes (nabo, couve-rábano), suas sementes (mostarda) ou seu óleo (canola). O repolho comum (*Brassicaoleracea* var. *capitata*) se caracteriza por numerosas folhas espessadas e sobrepostas. Dentro da cabeça encontra-se o caule, com uma gema terminal e numerosas gemas axilares bem desenvolvidas como se pode ver na figura abaixo.



O método de clonagem a partir de segmentos nodais consiste no isolamento de um fragmento do caule com gemas axilares e sua transferência a um meio de cultivo apropriado, onde se desenvolverão as plantas-filhas. O método tem sido usado para a propagação vegetativa, tanto *in vivo* como *in vitro*, porque permite uma propagação vegetativa rápida dos exemplares considerados mais interessantes.

OBJETIVO

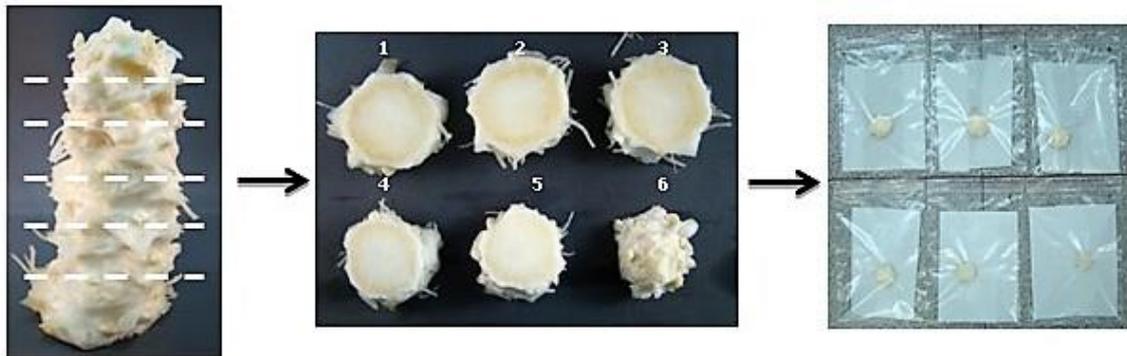
Obter clones de repolho a partir de segmentos nodais com gemas axilares.

MATERIAIS

Uma cabeça de repolho, 1 faca, 1 azulejo ou tábua para cortar, sacolas pequenas do tipo *zip loc*, papel toalha, um frasco *spray* com água.

PROCEDIMENTO

1. Colocar várias camadas de papel toalha dentro das sacolas. Umedecer levemente o papel, mediante 3 ou 4 esborrifadas com o frasco *spray*. CUIDADO! Não colocar água em excesso.
2. Desfolhar a cabeça de repolho, com as mãos. Identificar as gemas axilares e a gema terminal.
3. Cortar o caule em rodelas e colocar cada uma delas em uma sacola, cuidando de não inverter o sentido da polaridade natural da planta como indicado na figura abaixo.



4. Incubar na luz e observar periodicamente.
5. Quantas gemas se desenvolveram? Quanto tempo as gemas demoraram para se desenvolver?

Também pode se testar outros materiais como terra, areia e uma mistura de terra e vermiculita. Em todos os casos, as gemas axilares se desenvolveram bem.

Figura1: Desenvolvimento de gemas axilares em segmentos nodais de repolho



Figura 2: Os clones, uma vez transferidos para a terra



Figura 3: Formação de um calo.



COMO MONTAR UM PROJETO

Preparar e realizar um miniprojeto de transferência dos clones para a terra.

Testar diferentes substratos para observar o desenvolvimento de clones a partir das gemas axilares.

04. SEMEADURA E CULTIVO DE SAMAMBAIA

Para algumas espécies de samambaia a única forma de obter mudas é por divisão de touceiras ou rizomas e posterior plantação na terra. No caso de espécies raras ou quando se precisa de um número alto de mudas o método a seguir é a semeadura de esporos. Em climas temperados ou frios, o melhor momento é o começo da primavera.

A COLETA DOS ESPOROS

Os esporos ficam contidos nos esporângios, que estão agrupados em soros no verso das folhas. A cor marrom quase ferrugem indica que estão maduros. Basta então colocar uma porção da folha num envelope branco e aguardar uma ou duas semanas até visualizar os esporos como uma espécie de poeira.



A SEMEADURA EM TERRA

Preparação do substrato

Regue a terra e coloque plástico transparente por cima, enterrando as bordas. Expor ao sol durante 5 a 6 dias no tempo quente e 10 a 15 dias no tempo mais frio. O calor do sol irá aquecer a terra até 40 ou 50 graus Celsius, eliminando insetos, nematódeos e sementes de ervas daninhas permitindo, porém, que bactérias benéficas para sobrevivam.

Semeadura dos esporos

1. No fundo de um vaso baixinho colocar uma camada de pedrinhas e o substrato, previamente tratado.

2. Espalhar os esporos sobre a superfície da terra do vaso através de uma peneira fina ou de um pano do tipo Perflex.
3. Cobrir o vaso com um saco plástico transparente e mantê-lo num pratinho com água em local sombreado.
4. Aguardar uma 6 semanas até observar uma espécie de lodo verde sobre a terra e, mais tarde, os prótalos e as mudinhas.
5. Separar as mudinhas com uma pinça e transferi-las para um recipiente maior.

05. A CULTURA *IN VITRO* DE EXPLANTES DE MOSTARDA

Dentro da família Brassicaceae, antigamente denominada Cruciferae, o gênero *Brassica* compreende um amplo grupo de espécies que inclui o repolho, a couve, o nabo, a couve-flor, a colza, a canola e a mostarda. As mostardas tem grande interesse econômico devido as suas múltiplas utilizações na alimentação e na produção de óleos e gorduras vegetais. Também são aproveitadas como adubo verde e em fitorremediação.

A fins da década de 1980, a Universidade de Wisconsin selecionou diversas variedades de *Brassica rapa* de desenvolvimento rápido (*RCBr* ou *Fast Plants*). Estas plantas-modelo se caracterizam por ter um ciclo de vida curto e precisar pouco espaço, sempre que cultivadas em condições controladas (composição do solo, luz, temperatura). Nos Estados Unidos, as sementes são comercializadas para ensino e pesquisa.



OBJETIVO: Acompanhar o crescimento de explantes de mostarda.

MATERIAL

Sementes de mostarda, 1 placa de Petri com meio ágar bacteriológico-água (0,8%), 1 bisturi, 1 pinça, 1 caneta de retroprojeto, uma esponja e um recipiente com água para a germinação das sementes.

PROCEDIMENTO

Obtenção e semeadura dos explantes (Figura 2)

1. Cortar a parte superior das plantinhas e inserir os explantes no meio de ágar-água, sem deixar que os cotilédones fiquem em contato com o meio.
2. Incubar na luz e acrescentar água quando o meio estiver ressecado e se for necessário, colocar um frasco alto invertido para conservar a umidade.
2. Observar semanalmente anotando o número de explantes que se desenvolveram e registrando o desenvolvimento de folhas e raízes, uma vez que atinjam um comprimento de 3mm.

Figura 2: Obtenção e semeadura dos explantes



COMO MONTAR UM PROJETO

Comparar o desenvolvimento das folhas e o crescimento das raízes em ágar-água e um meio com sais minerais.

Comparar o desenvolvimento de folhas em ágar-água e na terra

Realizar o experimento com outras plantas (rabanete, por exemplo)

CRESCIMENTO *IN VITRO* DE EPICÓTILOS (MOSTARDA)

Corte e semeadura em meio de ágar-água



Crescimento dos epicótilos



06. A CULTURA *IN VITRO* DE SEGMENTOS NODAIS DE HORTELÃ

As mentas ou hortelãs são plantas perenes, raramente anuais, que se expandem mediante estolões. O fenômeno de hibridização interespecífica, que ocorre naturalmente, dificulta a caracterização das espécies, classificadas no gênero *Mentha* (família Lamiaceae).

Originárias do Mediterrâneo, as mentas foram introduzidas na Europa pelos Romanos.

Em medicina natural, a menta é utilizada em tisanas, infusões e cataplasmas por suas propriedades estimulantes, carminativas e antiespasmódicas.

Devido a seu aroma e sabor característicos a menta é muito apreciada na culinária. Tanto o seu óleo essencial como o mentol são flavorizantes populares na indústria cosmética e de alimentos (balas e chocolates).



Por outro lado, as propriedades inseticidas do óleo essencial explicam sua inclusão como plantas companheiras na agricultura orgânica.

No Brasil, as espécies mais comuns são a *Mentha spicata* ou hortelã comum (na foto ao lado), a *Mentha piperita* ou hortelã pimenta, e a *Mentha pulegium* ou poejo.

OBJETIVO

Cultivo *in vitro* da hortelã (*Mentha piperita*) a partir de segmentos nodais.

MATERIAIS

Uma planta de hortelã, azulejo, faca, 1 frasco com água sanitária diluída à metade, 3 frascos com água estéril, 6 tubos de ensaio ou frascos pequenos contendo meio nutriente estéril, palitos estéreis,

Observação: O meio nutriente (Murashige&Skoog, Taji ou Knop) é uma solução de sais minerais às quais se adiciona sacarose (1 a 5%), ágar (0,7%) e água de coco.

PROCEDIMENTO

A limpeza do lugar de trabalho é fundamental, assim como a higiene das mãos. O lugar de trabalho será desinfetado com álcool 70%. Os participantes lavarão muito bem as mãos e os antebraços com água e sabão, antes de passar álcool 70%. Cuidado! O álcool é inflamável. Esterilizar o material contaminado antes de descartá-lo.

A. ESTABELECIMENTO DE UMA CULTURA ASSÉPTICA

1. Separação dos explantes. Em um azulejo bem limpo, cortar segmentos do caule da hortelã contendo um nó, eliminar as folhas e lavar os explantes.
2. Desinfecção da superfície dos explantes. Passar rapidamente o material por álcool 70% e imergir o explante durante 10 minutos, em uma solução de água sanitária diluída à metade adicionada de 1 gota de detergente. Agitar suavemente durante todo o processo de desinfecção.
3. Lavagens em água destilada estéril. Fazer três lavagens de 1, 3 e 5 minutos, com agitação suave.
4. Estabelecimento da cultura. Em condições assépticas, transferir os explantes aos recipientes com meio nutriente.
5. Incubação. A 20-28 graus Celsius, na luz.
6. Acompanhamento. Registrar semanalmente as observações.

B. REGENERAÇÃO DA PLANTA

Havendo crescimento e sempre em condições asépticas, transferir os explantes a um meio de enraizamento sem água de coco.

Uma vez as raízes desenvolvidas, eliminar por lavado o ágar e transferir a planta para o solo. Controlar a humidade por um tempo e proteger as plantas da iluminação solar indireta até sua adaptação às condições ambientais.

COMO MONTAR UM PROJETO

Comparar o crescimento com diferentes meios.



07. A CULTURA *IN VITRO* DE CALOS DE CENOURA

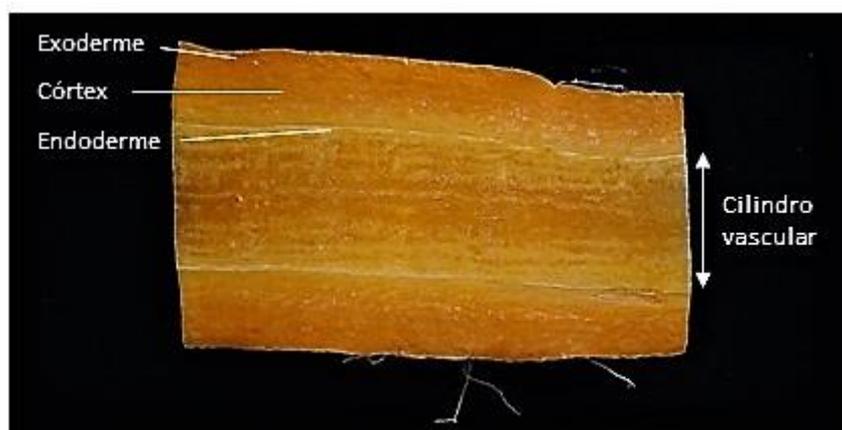
O consumo da raiz da cenoura (*Daucus carota*, família Apiaceae) data do tempo dos Romanos. Documentos do período medieval mostram que as cenouras eram brancas ou púrpura. No século XVI, uma mutação deu origem a uma variedade de cor laranja, selecionada por horticultores holandeses como homenagem à casa de Orange. Hoje essa variedade é a mais frequentemente encontrada.

Em 1958, cultivando explantes de cenoura em água de coco, dentro de um dispositivo rotatório, F. C. Steward mostrou a totipotência das células vegetais. Esse trabalho inovador abriu as portas para o cultivo de tecidos vegetais e para a regeneração de plantas modificadas por engenharia genética.



Muitas das plantas cultivadas não podem ser propagadas diretamente por multiplicação vegetativa. Contudo, explantes de raiz colocados em um meio com os nutrientes adequados podem dar origem a um calo, que é uma massa de células não diferenciadas. No calo aparecem, eventualmente, embriões que podem ser transferidos a um meio de diferente composição, onde se desenvolverão regenerando a planta inteira.

Um corte longitudinal de cenoura (abaixo) mostra uma fina epiderme com pelos radiculares, o córtex de tecidos fundamentais e o endoderme. O cilindro vascular está rodeado pelo periciclo, que forma as raízes laterais. Dentro encontram-se os vasos do xilema e do floema), o câmbio que os origina e tecido parenquimatoso.



OBJETIVO: Cultivar explantes de tecidos de cenoura, *in vitro*.

MATERIAIS

Cenoura, faca, azulejo, frasco desinfetante com água sanitária 50%, 3 frascos com água estéril, pinças, papel toalha, béquer com álcool 95, duas placas de Petri com papel toalha estéril, 4 frascos com meio nutriente estéril *, palitos estéreis, álcool 700, bico de Bunsen (opcional).

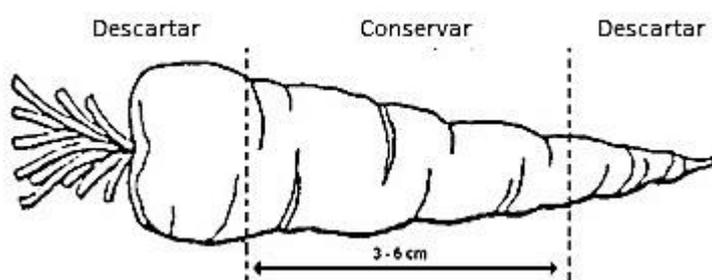
Observação: O meio nutriente (Murashige&Skoog ou Taji) é uma solução de sais minerais às quais se adiciona sacarose (1 a 5%), ágar bacteriológico (0,7%) e água de coco.

PROCEDIMENTO

A limpeza do lugar de trabalho é fundamental, assim como a higiene das mãos. O lugar de trabalho será desinfetado com álcool 70%. Os participantes lavarão muito bem as mãos e os antebraços com água e sabão, antes de passar álcool 70%. Cuidado! O álcool é inflamável. Esterilizar o material contaminado antes de descartá-lo.

Esterilização da superfície da cenoura

1. Em um azulejo bem limpo, cortar com uma faca um pedaço de cenoura de 3 a 6 cm, descartando ambas as extremidades da raiz.



2. Raspar para retirar a epiderme e marcar com algum corte a extremidade inferior da raiz.

3. Desinfetar durante 20 a 30 minutos em água sanitária (hipoclorito de sódio) diluída à metade (50%) e com uma gota de detergente.

4. Lavar 3 vezes em água estéril durante 1, 3 e 5 minutos, tendo a precaução de limpar previamente o frasco e a tampa com álcool.

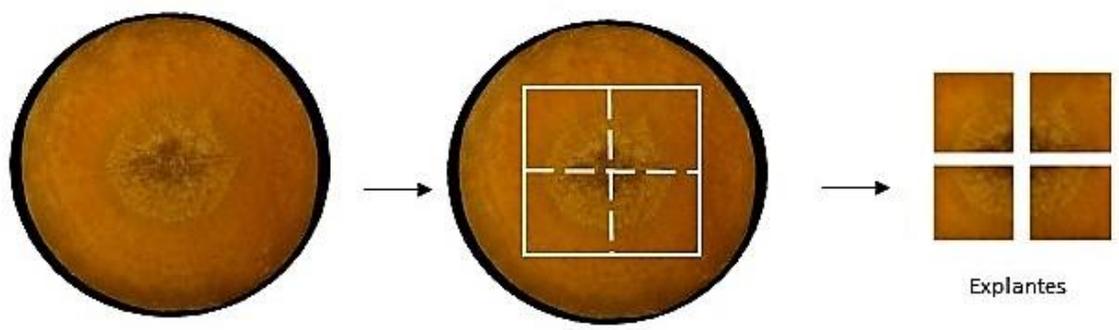
5. Agitar suavemente durante todo o procedimento.

Obtenção dos explantes

1. Sempre em condições assépticas, transferir o pedaço de cenoura a uma placa de Petri com papel toalha estéril para eliminar as partes queimadas, com uma faca ou bisturi estéril.

2. Transferir novamente o pedaço de cenoura a uma segunda placa de Petri com papel de filtro estéril e cortar uma rodela fina de 1 a 2 mm de espessura.

3. Separar o cilindro vascular e cortá-lo em 4 partes, como indicado abaixo:



Estabelecimento da cultura : Em condições assépticas, semear os quatro explantes mantendo a polaridade, nos frascos com meio nutriente.

Incubação: A 25 graus Celsius, na escuridão.

Subcultura ou repique: Sempre em condições assépticas, descartar mensalmente o tecido necrosado e transferir os explantes a meio novo. Depois de um tempo, transferir os explantes a um meio nutriente contendo sais minerais e sem água de coco, e incubar na luz.

NOSSO COMENTÁRIO

Trata-se de um experimento clássico, que dá bons resultados. A maior dificuldade está na obtenção do explante, porque uma vez que se utiliza um meio contendo sacarose e água de coco, o trabalho terá que ser muito rigoroso para manter as condições assépticas e evitar as contaminações.

Por outro lado, como pode resultar difícil diferenciar o crescimento incipiente do calo de uma contaminação bacteriana, acrescentamos na figura 2 várias imagens de calos em diversas etapas de desenvolvimento. É preferível aguardar um pouco antes de eliminar o material.

COMO MONTAR UM PROJETO

A cenoura não é a única raiz que pode originar calos. Testar com outras raízes de dicotiledôneas, como por exemplo, batata doce (*Ipomoea batatas*), ou batata inglesa (*Solanum tuberosum*).

Comparar o crescimento e diferenciação dos tecidos em meios de diferente composição.

Figura 2. Calos de cenoura

A: Início da formação do calo; B: proliferação de um tecido esbranquiçado opaco; C: fragmento original do explante rodeado de tecido não diferenciado; D: transferido a um meio sem água de coco e incubado na luz, o explante está coberto pelo calo no qual se observa um fragmento vermelho (produção de pigmento?) e um fragmento esverdeado (atividade fotossintética?).

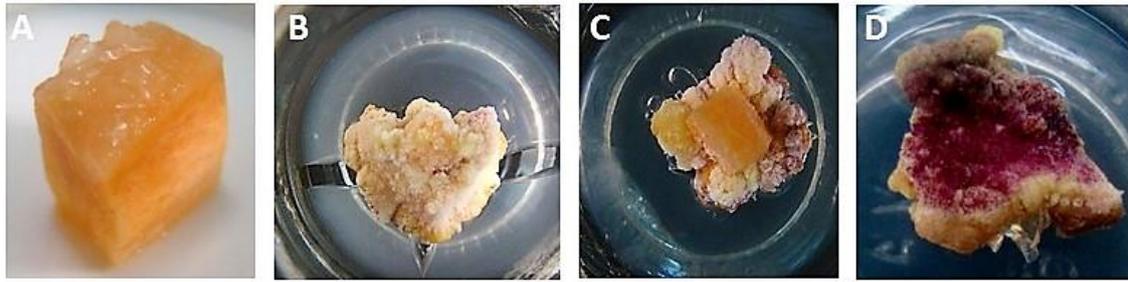


Figura 3: Formação de um calo em *Ipomea batatas*



08. A CULTURA IN VITRO DE GEMAS DE BATATA-INGLESA

A batata (*Solanum tuberosum*, família Solanaceae) é uma planta originária da região andina. No século XVI chegou à Europa onde, depois de vencer a resistência da população, transformou-se em um dos poucos alimentos consumidos pela população mais pobre.

A meados do século XIX, o fungo *Phytophthora infestans* infectou a batata, desencadeando-se na Irlanda um terrível período de fome, que causou a morte de um milhão de pessoas e a emigração de boa parte da população.

Hoje, a batata é o quarto cultivo mais importante do mundo.

Em muitos países, a população depende de batata e de outros tubérculos, como a batata-doce, para sua alimentação. Por ser uma planta andina, a batata torna-se muito susceptível a fungos e insetos quando cultivada em outras condições climáticas.

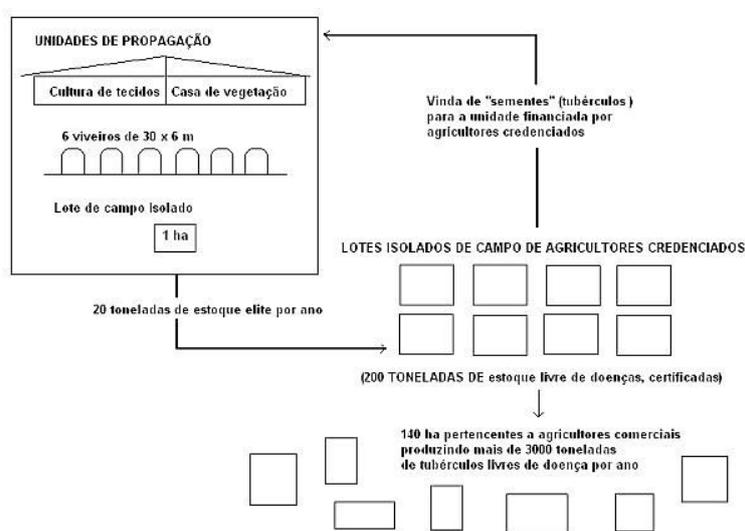


Por isso, o agricultor deve comprar batata de semente, cultivada em ambientes tais que os insetos (escaravelho) e os fungos (míldio) que mais afetam a cultura não se desenvolvam.

A cultura *in vitro* da batata permite a multiplicação rápida de plantas saudáveis e a produção de tubérculos livres de vírus.

Figura 1. Produção de tubérculos de batata, segundo Mantell et al. Princípios de Biotecnologia em plantas. Ribeirão Preto, Sociedade Brasileira de Genética, 1994

"As plantinhas produzidas na unidade de cultivo de tecidos são transferidas para casas de vegetação onde são irrigadas com um vaporizador de água. Os tubérculos obtidos são plantados em viveiros protegidos ou em lotes isolados. Depois de testes rigorosos de controle de vírus, os estoques elite certificados são liberados para os produtores. Os agricultores credenciados produzem novos tubérculos, que podem ser então certificados e liberados para produtores comerciais. A venda de tubérculos certificados para produtores credenciados pode, muitas vezes, financiar uma unidade de cultura de tecidos e instalações conexas."



OBJETIVO: Cultivar batata a partir de gemas brotadas, *in vitro*.

MATERIAIS

Batata brotada, azulejo, faca, 1 frasco com solução desinfetante de hipoclorito de sódio (água sanitária comercial diluída à metade), 3 frascos com água estéril, 6 tubos de ensaio contendo meio nutriente* com água de coco estéril, palitos esterilizados, álcool 70%, bico de Bunsen (opcional).

Observação: O meio nutriente é uma solução de sais minerais às quais se adiciona sacarose (1 a 5%), ágar bacteriológico (0,7%) e água de coco.

PROCEDIMENTO

A limpeza do lugar de trabalho é fundamental, assim como a higiene das mãos. O lugar de trabalho será desinfetado com álcool 700. Os participantes lavarão muito bem as mãos e os antebraços com água e sabão, antes de passar álcool 70%. Cuidado! O álcool é inflamável! Esterilizar o material contaminado antes de descartá-lo.

1. Separação dos explantes. Em um azulejo bem limpo, dissecar com uma faca os brotos de batata de modo a separar fragmentos de aproximadamente 1,5 cm.
2. Desinfecção dos explantes. Imergir o explante em uma solução desinfetante de hipoclorito de sódio (água sanitária diluída à metade) com 1 gota de detergente, durante 10 minutos, agitando suavemente.
3. Lavagens em água destilada estéril. Três lavagens de 1, 3 e 5 minutos, agitando suavemente.
4. Estabelecimento da cultura. Em condições assépticas, em tubos de ensaio contendo meio nutriente básico MS + sacarose (3% m/v) + ágar (0,7-0,8%) + água de coco.
5. Incubação. A 20-25 graus Celsius, na luz
6. Acompanhamento. Registrar semanalmente as observações.

NOSSO COMENTÁRIO

Esta atividade deve ser prevista com bastante antecipação. Escolher no comércio local batatas sem nenhuma alteração visível, que serão lavadas cuidadosamente e colocadas no escuro, na parte inferior da geladeira, até brotarem.

A desinfecção é crítica, mas a manipulação é relativamente simples e os resultados podem ser espetaculares, mostrando inclusive o crescimento de pequenos tubérculos (Figura 2).

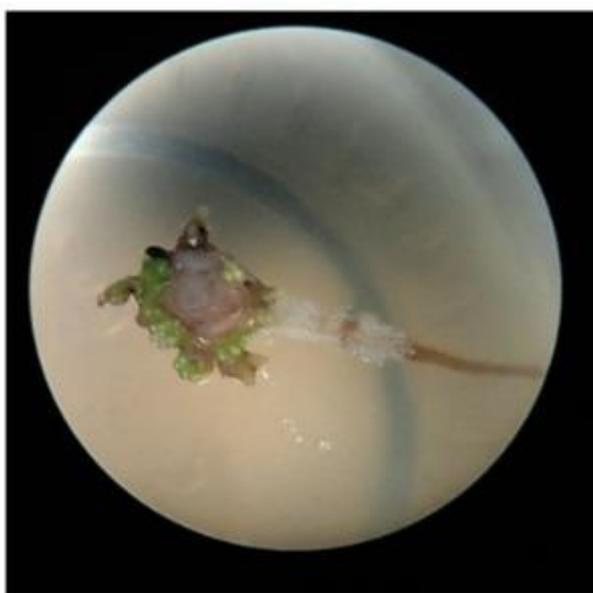
COMO MONTAR UM PROJETO

Comparar o crescimento in vitro das gemas de batata com meios de cultivo de diferente composição.

Figura 2. Cultivo in vitro de gemas de batata.



Figura 3. Crescimento *in vitro* de uma gema de batata (estereomicroscópio, x10). Por Allan Schechter, Ingrid Amaral e Pedro Thiengo.



09 A CULTURA *IN VITRO* DE MERISTEMAS PREFLOAIS DE COUVE-FLORES OU BRÓCOLI

A couve-flor (*Brassica oleracea* var. *botrytis*, família Brassicaceae) é uma variedade da couve silvestre, originada no Mediterrâneo oriental entre 1500 e 2000 anos atrás. Trata-se de uma planta herbácea bienal, que se reproduz por sementes. A parte comestível (“cabeça”) é uma inflorescência imatura arredondada, inserida em um caule curto.

A cor é branca, amarela ou creme, mas também são comercializadas couves-flores verdes ou roxas. Por ser um órgão meristemático, a cabeça desenvolve caules com flores amarelas ou brancas quando a planta amadurece. Essas inflorescências podem chegar a medir 100 cm.



Em condições experimentais, os meristemas reverterem para a fase vegetativa e se desenvolvem como brotos folhados. As plantas regeneradas a partir desses brotos se usam para a produção de sementes.

Por ser um material barato e fácil de obter, vários protocolos para o cultivo *in vitro* da couve-flor no laboratório de ensino circulam na Web. As poucas diferenças entre eles parecem depender da estrutura do laboratório e da experiência pessoal. Pode-se substituir a couve-flor por brócolis, que é outra variedade de *Brassica oleracea* da qual se consomem os botões florais.

OBJETIVO

Cultivo *in vitro* da couve-flor a partir dos meristemas preflorais.

MATERIAIS

Couve-flor ou brócoli, azulejo, faca, 1 frasco com água sanitária diluída à metade, 3 frascos com água estéril, placa de Petri com papel toalha estéril, bisturi estéril, 6 tubos de ensaio ou frascos pequenos contendo meio nutriente* estéril, palitos estéreis.

Observação: O meio nutriente é uma solução de sais minerais às quais se adiciona sacarose (1 a 5%), ágar bacteriológico (0,7%) e água de coco.

PROCEDIMENTO

A limpeza do lugar de trabalho é fundamental, assim como a higiene das mãos. O lugar de trabalho será desinfetado com álcool 70%. Os participantes lavarão muito bem as mãos e os antebraços com água e sabão, antes de passar álcool 70%. Cuidado! O álcool é inflamável. Esterilizar o material contaminado antes de descartá-lo.

A. ESTABELECIMENTO DE UMA CULTURA ASSÉPTICA

1. *Separação dos explantes*: Em um azulejo bem limpo, dissecar com uma faca várias florezinhas de couve-flor (tamanho 3 x 5 x 5 mm). Lavar muito bem esses explantes.

2. *Desinfecção da superfície dos explantes*: Passar rapidamente o material por álcool 70% e mergulhar o explante durante 10 minutos, em uma solução de água sanitária diluída à metade adicionada de 1 gota de detergente. Agitar suavemente durante todo o processo de desinfecção.

3. *Lavagens em água destilada estéril*: Fazer três lavagens de 1, 3 e 5 minutos, com agitação suave.



4. *Estabelecimento da cultura*: Em condições assépticas, transferir os explantes aos recipientes com meio nutriente.

5. *Incubação* : A 20-28 graus Celsius, na luz.

6. *Acompanhamento* : Registrar semanalmente as observações.

B. REGENERAÇÃO DA PLANTA

Havendo crescimento e propagação, dividir o material e transferi-lo a um meio fresco, de modo a obter numerosas subculturas. Uma vez desenvolvidas, transferir em condições assépticas as plântulas das subculturas para um meio de enraizamento sem água de coco onde, além de desenvolver raízes, enrijecerão e começarão a fotossintetizar.

Antes de transferir a planta para o solo, eliminar por lavado o ágar e os vestígios de açúcar. Controlar a humidade por um tempo e proteger as plantas da iluminação solar direta até sua adaptação às condições ambientais.

COMO MONTAR UM PROJETO

Comparar o crescimento com diferentes meios.

Figura 1: Crescimento de explantes de brócolis.

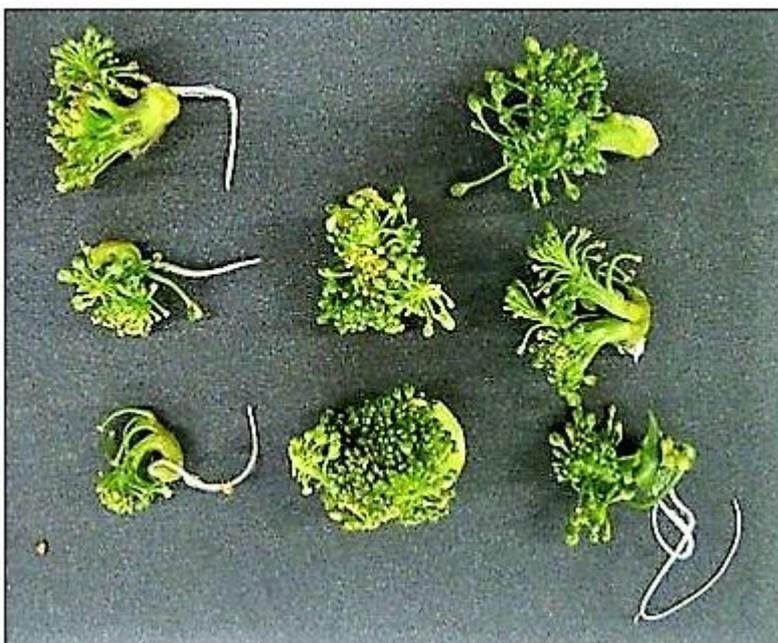
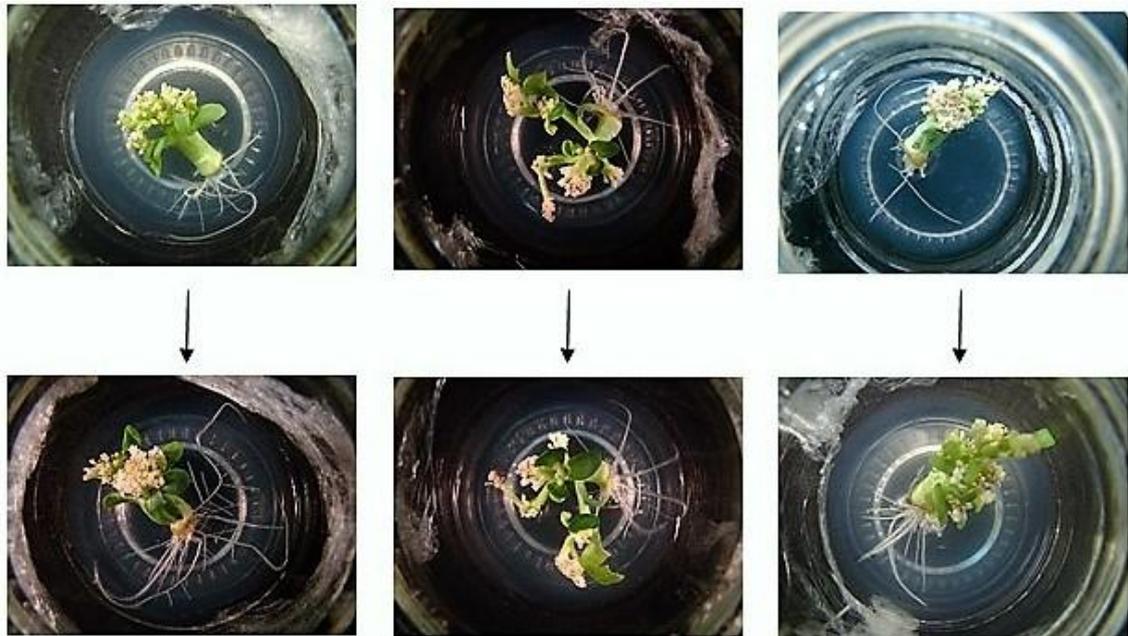


Figura 3: Produção de antocianinas em explantes de couve-flor.



Figura 2: Crescimento de explantes de couve-flor, fotografados com 10 dias de diferença.



10. A CULTURA *IN VITRO* DE EXPLANTES DE DISCO CAULINAR BASAL DE ALHO

O alho (*Allium sativum*, família Amaryllidaceae) é uma monocotiledônea, originária da Ásia. O bulbo, ou cabeça d'alho, está formado por bulbilhos ou dentes d'alho (Figura).

Devido às propriedades aromáticas conferidas pela alicina, esses bulbilhos tem-se tornado um condimento indispensável na culinária de vários povos. Com algumas propriedades antimicrobianas, o alho também é utilizado na medicina popular para o controle da pressão sanguínea, do colesterol, da doença coronária e da aterosclerose.

A propagação é assexuada, a partir dos bulbilhos. No alho-semente, consegue-se eliminar os vírus por cultivo in vitro dos meristemas próximos ao disco caulinar basal. Existem diversas estratégias de melhoramento genético, baseadas na informação existente nos Bancos de Germoplasma.

Figura: O alho (*Allium sativum*).

Acima: cabeça d'alho; no meio: corte da cabeça d'alho; abaixo: corte longitudinal de um dente d'alho, mostrando o disco caulinar basal.



OBJETIVO: Cultivar, in vitro, explantes de disco caulinar basal de alho.

MATERIAIS

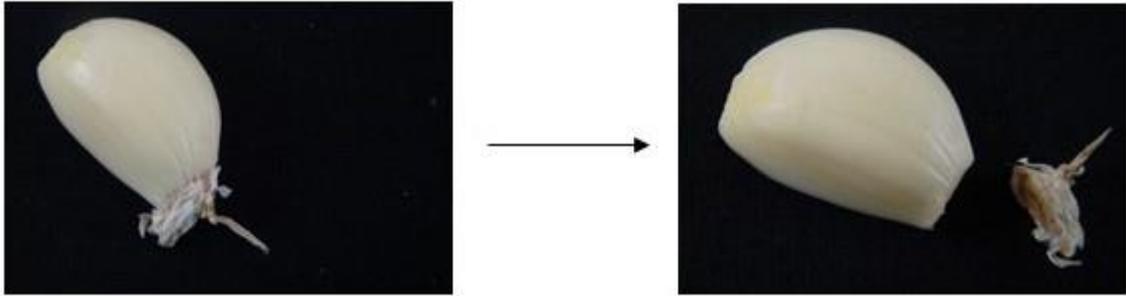
Um dente d'alho, bisturi ou faca afiada, azulejo, frasco desinfetante com água sanitária diluída à metade, 3 frascos com água destilada estéril, pinças, papel toalha, uma placa de Petri com papel toalha estéril, 4 frascos com meio nutriente estéril *, palitos estéreis, álcool 70%

Observação: O meio nutriente é uma solução de sais minerais às quais se adiciona sacarose (1 a 5%), ágar bacteriológico (0,7%) e água de coco.

PROCEDIMENTO

A limpeza do lugar de trabalho é fundamental, assim como a higiene das mãos. O lugar de trabalho será desinfetado com álcool 70%. Cuidado! O álcool é inflamável. Os participantes lavarão muito bem as mãos e os antebraços com água e sabão, antes de passar álcool 70%. Esterilizar o material contaminado antes de descartá-lo.

1. *Separação dos explantes*: Descascar o bulbilho (dente de alho) e cortar rente à parte seca da base, como observado na figura.



2. *Desinfecção da superfície dos explantes*: Esterilizar o bulbilho por imersão, durante 20 minutos, em água sanitária diluída à metade adicionada de uma gota de detergente.

3. *Lavagens em água destilada estéril*: Fazer 3 lavagens de 1, 3 e 5 minutos, agitando suavemente.

4. *Estabelecimento da cultura*: Em condições assépticas, levar os dentes d'alho a uma placa de Petri contendo papel toalha estéril.

Com um bisturi afiado, separar uma lâmina de 2 mm no disco basal e cortá-la ao meio. Transferir os dois explantes para o frasco com meio de cultivo estéril, mantendo a polaridade de um dos fragmentos e invertendo a do outro.

5. *Acompanhamento*: Observar semanalmente o crescimento dos explantes.

COMO MONTAR UM PROJETO

Experimentar o procedimento com alho-porró ou cebola.

Modificar a composição do meio nutriente.

