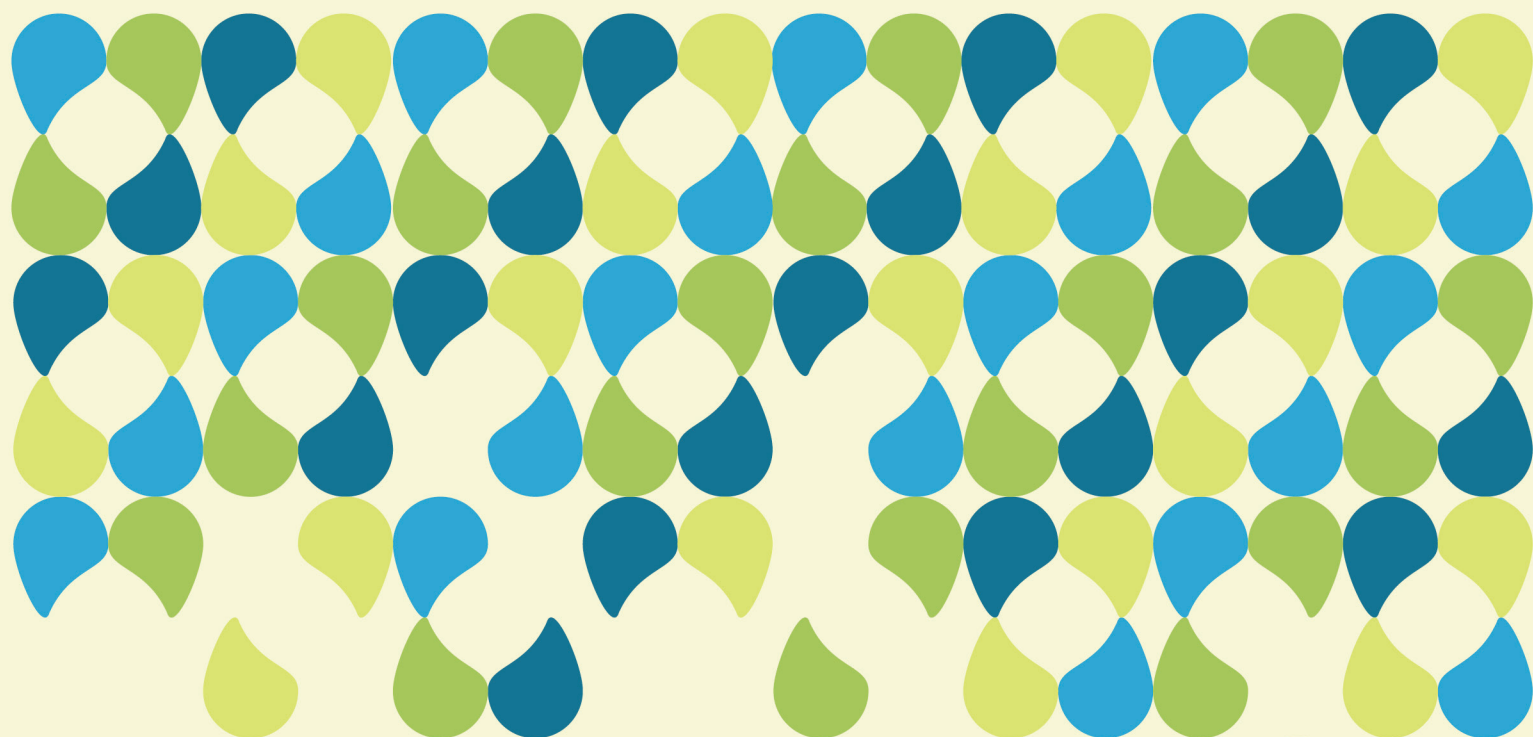




Laboratório de Tecnologia Educacional

Bianca Caroline Rossi-Rodrigues e Eduardo Galembeck
(Organizadores)



BIOLOGIA

aulas práticas



Bianca Caroline Rossi-Rodrigues
Eduardo Galembeck
(Organizadores)

Biologia

Aulas práticas

1a edição

Campinas
Eduardo Galembeck
2012



Universidade Estadual de Campinas
Reitor: Fernando Ferreira Costa.
Vice-reitor: Edgar Salvadori de Decca.
Pró-reitor de pós-graduação: Euclides de Mesquita Neto.

Instituto de Biologia
Diretora: Shirlei Maria Recco-Pimentel.
Vice-diretor: Flavio Antonio Maës dos Santos.



Projeto EMBRIO
Coordenação geral: Eduardo Galembeck.

Coordenação de Mídia - Audiovisuais: Eduardo Paiva.
Coordenação de Mídia - Software: Eduardo Galembeck.
Coordenação de Mídia - Experimentos: Helika A. Chikuchi, Marcelo J. de Moraes e Bayardo B. Torres.

Apoio Logístico/Administrativo: Eduardo K. Kimura, Gabriel G. Hornink, Juliana M. G. Geraldi.

CRÉDITOS

Pesquisa: Bianca Caroline Rossi Rodrigues, Maurício Aurélio Gomes Heleno, Ana Luiza de Araujo, Roney Vander dos Santos e Gislaine Lima Marchini.
Revisão de Conteúdo: Daniela Kiyoko Yokaichiya, Marcelo J. de Moraes e Helika A. Chikuchi.
Testes de Bancada: Gislaine Lima Marchini, Roney Vander dos Santos, Maurício Aurélio Gomes Heleno, Ana Luiza de Araujo e Guilherme Godoy.
Imagens: Gislaine Lima Marchini, Roney Vander dos Santos, Maurício Aurélio Gomes Heleno, Ana Luiza de Araujo, Florencia María Piñón Pereira Dias, Igor Martins e Guilherme Godoy.
Edição de Imagem: Florencia María Piñón Pereira Dias e Thais Goes.
Adequação Linguística: Lígia Francisco Arantes de Souza e Raquel Faustino, Marina Gama e Cristiane Zaniratto.
Diagramação: Henrique Oliveira, Thais Goes e Carolina Tiemi Odashima.
Capa: Carolina Tiemi Odashima.

AGRADECIMENTOS

A produção deste eBook e de toda a produção do Projeto EMBRIO só foi possível graças ao financiamento do Governo Federal (Convênio UNICAMP/GR/GGPE/MEC/FNDE N° 825007/2007), ao apoio institucional da Universidade Estadual de Campinas, ao espaço cedido pelo Departamento de Bioquímica do Instituto de Biologia para padronização e testes dos experimentos e, sobretudo, pelo empenho de todas as pessoas envolvidas no processo de produção deste livro.

FICHA CATALOGRÁFICA ELABORADA PELO Sistema de Bibliotecas da UNICAMP / Diretoria de Tratamento da Informação
Bibliotecário: Helena Joana Flipsen – CRB-8ª / 5283

B521 Biologia: aulas práticas / organizadores: Bianca Caroline Rossi-Rodrigues e Eduardo Galembeck. -- Campinas, SP : Editora Eduardo Galembeck, 2012
158 p.

1. Biologia - Estudo e ensino. 2. Biologia - Experiências.
I. Rossi-Rodrigues, Bianca Caroline. II. Galembeck, Eduardo, 1968 - III. Título.

CDD - 574.07
- 574.0724

ISBN 978-85-901261-5-7

Índices para Catálogo Sistemático:

1. Biologia - Estudo e ensino	574.07
2. Biologia - Experiências	574.0724

Prezado professor,

Este livro tem a finalidade de auxiliá-lo em seu trabalho com os alunos. Preparamos 23 atividades práticas, que abordam temas importantes de biologia e que enriquecerão ainda mais seu planejamento didático.

Os temas de biologia aqui tratados são discutidos com enfoque no cotidiano do aluno e sempre que possível encontram-se vinculados a importantes questões, como por exemplo, destino apropriado do lixo e reciclagem. As atividades apresentadas neste livro permitem o desenvolvimento de pensamento crítico e compreensão de fenômenos da natureza de forma ativa, utilizando materiais simples e facilmente encontrados no comércio. Algumas atividades requerem uso de microscópio, que, embora não seja presente em muitas escolas, é um equipamento de grande utilidade no estudo da Biologia. Cada atividade é explicada passo a passo, podendo ser facilmente executada em conjunto com os alunos.

Esperamos que este material possa facilitar a preparação das aulas de biologia, tornando-as mais dinâmicas e de fácil acesso para os alunos.

Este eBook é um sub-produto do projeto EMBRIO, uma reorganização de Experimentos que foram produzidos durante o projeto Condigitais do MEC. Esta publicação em especial, é mais uma forma de divulgação dos experimentos que podem ser encontrados, juntos ou separadamente, na Biblioteca Digital de Ciências (www.bdc.ib.unicamp.br), no Portal do Professor (portaldoprofessor.mec.gov.br), na Biblioteca Digital da Unicamp (www.bibliotecadigital.unicamp.br) e, é claro, em outros tantos sites que podem ser encontrados pelos mecanismos de busca na internet.

Eduardo Galembeck e Bianca Rossi-Rodrigues

1. Detecção de proteína nos alimentos com uso do teste do biureto	7
Rossi-Rodrigues, Bianca C.; Heleno, Maurício Gomes; Santos, Roney Vander dos; Marchini, Gislaine L.; Dias, Florencia M. P. Pereira; Chikuchi, Helika Amemiya; Galembeck, Eduardo.	
2. Extração de DNA	17
Rossi-Rodrigues, Bianca C.; Heleno, Maurício Gomes; Santos, Roney Vander dos; Marchini, Gislaine Lima; Dias, Florencia M. P. Pereira; Chikuchi, Helika Amemiya; Galembeck, Eduardo.	
3. Análise do crescimento de leveduras	
Rossi-Rodrigues, Bianca C.; Heleno, Maurício Gomes; Santos, Roney Vander dos; Marchini, Gislaine Lima; Dias, Florencia M. P. Pereira; Chikuchi, Helika Amemiya; Galembeck, Eduardo.	
Aula 1	19
Aula 2	21
Aula 3	24
4. Atividade enzimática de extratos vegetais na degradação de gelatina	25
Rossi-Rodrigues, Bianca C.; Heleno, Maurício Gomes; Santos, Roney Vander dos; Marchini, Gislaine Lima; Dias, Florencia M. P. Pereira; Chikuchi, Helika Amemiya; Galembeck, Eduardo.	
5. Osmose em célula vegetal observada ao microscópio óptico	29
Rossi-Rodrigues, Bianca C.; Heleno, Maurício Gomes; Santos, Roney Vander dos; Marchini, Gislaine Lima; Dias, Florencia M. P. Pereira; Chikuchi, Helika Amemiya; Galembeck, Eduardo.	
6. Preparação e observação de lâminas coradas com violeta genciana para observação de células	33
Rossi-Rodrigues, Bianca C.; Heleno, Maurício Gomes; Santos, Roney Vander dos; Marchini, Gislaine Lima; Dias, Florencia M. P. Pereira; Chikuchi, Helika Amemiya; Galembeck, Eduardo.	
7. Preparação de lâmina para observação de mitose de célula vegetal	39
Rossi-Rodrigues, Bianca C.; Heleno, Maurício Gomes; Santos, Roney Vander dos; Marchini, Gislaine Lima; Dias, Florencia M. P. Pereira; Chikuchi, Helika Amemiya; Galembeck, Eduardo.	
8. Tratamento de água	43
Rossi-Rodrigues, Bianca C.; Heleno, Maurício Gomes; Santos, Roney Vander dos; Marchini, Gislaine Lima; Dias, Florencia M. P. Pereira; Chikuchi, Helika Amemiya; Galembeck, Eduardo.	
9. Observação da diversidade em ambiente aquático	
Rossi-Rodrigues, Bianca C.; Heleno, Maurício Gomes; Santos, Roney Vander dos; Marchini, Gislaine Lima; Dias, Florencia M. P. Pereira; Chikuchi, Helika Amemiya; Galembeck, Eduardo.	
Aula 1	47
Aula 2	48
Aula 3	50
10. Chave taxonômica de identificação para ordens de insetos	51
Heleno, Maurício Gomes; Rossi-Rodrigues, Bianca Caroline; Dias, Florencia M. P. Pereira; Chikuchi, Helika Amemiya; Galembeck, Eduardo.	
11. Observação de bicos e patas de aves: a ave e o ambiente	
Santiago, Rodrigo Girardi; Rossi-Rodrigues, Bianca Caroline; Martins, Igor; Galembeck, Eduardo.	
Aula 1	55
Aula 2	56
Aula 3	58
12. Construção de modelos tridimensionais de célula	
Araujo, Ana Luiza; Rossi-Rodrigues, Bianca Caroline; Dias, Florencia M. P. Pereira; Chikuchi, Helika Amemiya; Galembeck, Eduardo.	
Aula 1	59
Aula 2	70
Aula 3	74
13. Ação das proteases bromelina e papaína na digestão do colágeno	
Rossi-Rodrigues, Bianca C.; Heleno, Maurício Gomes; Santos, Roney Vander dos; Marchini, Gislaine Lima; Dias, Florencia M. P. Pereira; Chikuchi, Helika Amemiya; Galembeck, Eduardo.	
Aula 1	77
Aula 2	81
Aula 3	84
14. Investigação por manipulação de DNA	
Rossi-Rodrigues, Bianca C.; Silva, Eric Dias da; Chikuchi, Helika Amemiya; Galembeck, Eduardo.	
Aula 1	87
Aula 2	89
Aula 3	91

15. Construção e acompanhamento de terrário

Rossi-Rodrigues, Bianca Caroline; Heleno, Maurício Gomes; Silva, Eric Dias da; Dias, Florencia M. P. Pereira; Chikuchi, Helika Amemiya; Galembeck, Eduardo.

Aula 1	93
Aula 2	96
Aula 3	97

16. Simulação de chuva ácida e suas consequências

Rossi-Rodrigues, Bianca C.; Heleno, Maurício G.; Santos, Roney Vander dos; Marchini, Glislaine L.; Dias, Florencia M. P. P.; Silva, Eric Dias da; Araujo, Ana L.; Chikuchi, Helika A.; Galembeck, Eduardo.

Aula 1	99
Aula 2	102
Aula 3	103

17. Reciclando: confecção de papel reciclado e sabão

Rossi-Rodrigues, Bianca Caroline; Heleno, Maurício Gomes; Santos, Roney Vander dos; Marchini, Glislaine Lima; Dias, Florencia M. P. Pereira; Chikuchi, Helika Amemiya; Galembeck, Eduardo.

Aula 1	105
Aula 2	107
Aula 3	110

18. Investigação de micro-organismos por meio de cultivo e observação de fungos e bactérias

Rossi-Rodrigues, Bianca C.; Heleno, Maurício G.; Santos, Roney V. dos; Marchini, Glislaine L.; Ferraz, Miritis M. G.; Gatti, Maria Sílvia V.; Dias, Florencia M. P. P.; Chikuchi, Helika A.; Galembeck, Eduardo.

Aula 1	113
Aula 2	116
Aula 3	118

19. A redução de cobertura vegetal registrada em fotografias de satélite

Siqueira, Suely Franco; Florenzano, Teresa Gallotti.

Aula 1	121
Aula 2	124
Aula 3	128

20. A fermentação e a produção de pão

Rossi-Rodrigues, Bianca C.; Heleno, Maurício G.; Santos, Roney Vander dos; Marchini, Glislaine L.; Dias, Florencia M. P. Pereira; Chikuchi, Helika Amemiya; Galembeck, Eduardo.

Aula 1	133
Aula 2	135
Aula 3	138

21. Esterilização da água: o efeito da radiação ultravioleta (UV) no desenvolvimento de micro-organismos

Rossi-Rodrigues, Bianca Caroline; heleno, Maurício G.; Santos, Roney Vander dos; Marchini, Glislaine L.; Dias, Florencia M. P. Pereira; Chikuchi, Helika Amemiya; Galembeck, Eduardo

Aula 1	141
Aula 2	143
Aula 3	145

22. Teste de paternidade

Rossi-Rodrigues, Bianca Caroline; Silva, Eric Dias da; Chikuchi, Helika Amemiya; Galembeck, Eduardo.

147

23. Montagem de cariótipo

Lourenço, Luciana Bolsoni; Gomes, Laurecir

Aula 1	151
Aula 2	153
Aula 3	156

1. Detecção de proteína nos alimentos com uso do teste do biureto

Rossi-Rodrigues, Bianca C.; Heleno, Maurício Gomes; Santos, Roney Vander dos; Marchini, Glislaine L.; Dias, Florencia M. P. Pereira; Chikuchi, Helika Amemiya; Galembeck, Eduardo.



Resumo

Com a realização de um experimento que verifica a presença de proteínas em alimentos, pretendemos suscitar a discussão sobre síntese de proteínas e a composição proteica dos alimentos.

O experimento

Materiais

- 28 tubos de ensaio;
- Liquidificador com estrutura coadora;
- Solução de sulfato de cobre (CuSO_4) a 1% (1 g para 100 mL de água);
- Solução de hidróxido de sódio (NaOH) a 10% (10 g para 100 mL de água);
- Pipetas volumétricas de vidro ou plástico (ou conta-gotas);
- Água (controle negativo);
- Clara de ovo crua (controle positivo);
- Soja crua em grãos;
- 1 pão francês;
- Arroz cozido;
- Feijão cozido;
- Farinha de mandioca torrada;
- Gelatina incolor em pó e sem sabor;
- Leite integral.



Figura 1.1: materiais necessários.

Dicas de obtenção de materiais

- Preparo da solução de CuSO_4 1% (Página 15);
- Preparo da solução de NaOH 10% (Página 15);
- Se o liquidificador não possuir estrutura coadora, as preparações dos alimentos podem ser coadas com peneira fina após a trituração.

Procedimento

Os objetivos desta atividade podem ser atingidos de forma mais satisfatória se os seus alunos já tiverem conhecimentos sobre síntese e estrutura de proteínas.

Sugerimos que antes de realizar o experimento em uma aula anterior, por exemplo, seja feita uma breve discussão sobre os conceitos que os alunos devem conhecer para compreender melhor o que será realizado durante o experimento. Para avaliar o que os alunos conhecem sobre o assunto, pergunte a eles o que são proteínas, de que são constituídas, qual a sua estrutura molecular e quais são as suas principais funções nos seres vivos. Retome, se necessário, a formação de um peptídeo, mostrando o que é ligação peptídica.

A síntese dos diferentes tipos de proteínas do organismo exige a disponibilidade de todos os 20 aminoácidos existentes na natureza. O organismo humano pode sintetizar apenas alguns desses aminoácidos, porém em quantidades insuficientes. Assim, aminoácidos devem ser obtidos por meio das proteínas dos alimentos.

Pergunte aos alunos se eles sabem quais alimentos são fontes de proteínas e se eles têm ideia de como se descobre que um determinado alimento realmente é rico ou não nesse nutriente.

Explique aos alunos que eles realizarão um experimento para detectar proteínas presentes em alimentos com uso do teste do biureto. O teste do biureto é um método laboratorial utilizado para a determinação de proteínas totais numa amostra. Os reagentes do teste formam um complexo com a ligação peptídica, evidenciada pela coloração violeta. A intensidade da cor é proporcional ao número de ligações peptídicas existentes. Em laboratório, uma análise quantitativa

Detecção de proteína nos alimentos com uso do teste do biureto

utiliza aparelhos espectrofotométricos, que possibilitam comparar a intensidade da coloração. Para o nosso experimento, poderemos trabalhar com a percepção visual, comparando as amostras com controles positivo (clara de ovo) e negativo (água) e estimar a concentração proteica, comparando os resultados com uma escala de concentração proteica feita em laboratório.

Sugerimos alguns alimentos que foram testados e que podem ser utilizados nesse experimento: soja crua em grãos, pão francês, arroz cozido, feijão cozido, farinha de mandioca torrada, gelatina incolor em pó sem sabor e leite integral.

Organize os alunos para a aula em que será realizado o experimento, dividindo-os em grupos. Determine qual alimento cada grupo deverá trazer e não se esqueça de pedir que cada grupo traga também, um ovo, pois a clara será usada no preparo do controle positivo.

Protocolo Experimental

Preparo dos alimentos

Cada grupo deverá preparar um alimento e a clara de ovo.

SEGURANÇA: cuidado no manuseio de objetos cortantes, como facas e tesouras, e tenha sempre à disposição materiais para primeiros socorros. Preferencialmente, utilize tesouras sem pontas e facas com serras.

1) Soja em grãos: bater no liquidificador 1 colher de soja com 100 mL de água (figura 1.2);

2) Pão francês: bater no liquidificador 10 g de pão (ou 1/3 do pão francês) com 100 mL de água e filtrar ou coar. Se a suspensão apresentar caráter pastoso, ela pode ser coada posteriormente com gaze ou com peneira (figura 1.3, B);



Figura 1.2: preparo da suspensão da soja em grãos.



Figura 1.3: preparo da suspensão de pão.

3) Arroz cozido: bater no liquidificador 1 colher de sopa de arroz cozido com 100 mL de água (figura 1.4);

4) Feijão cozido: bater no liquidificador 1 colher de sopa de feijão cozido com 100 mL de água (figura 1.5);



Figura 1.4: preparo da suspensão de arroz.



Figura 1.5: preparo da suspensão de feijão.

Detecção de proteína nos alimentos com uso do teste do biureto

5) Farinha de mandioca torrada: bater no liquidificador 1 colher de sopa de farinha de mandioca com 100 mL de água (figura 1.6);

6) Gelatina: preparar a gelatina de acordo com as instruções do rótulo e usá-la ainda líquida;

7) Leite integral: diluir o leite na proporção de 1:9 (1 mL de leite + 9 mL de água);

8) Clara de ovo crua: bater no liquidificador a clara de 1 ovo com 100 mL de água (figura 1.7);



Figura 1.6: preparo da suspensão de farinha de mandioca.

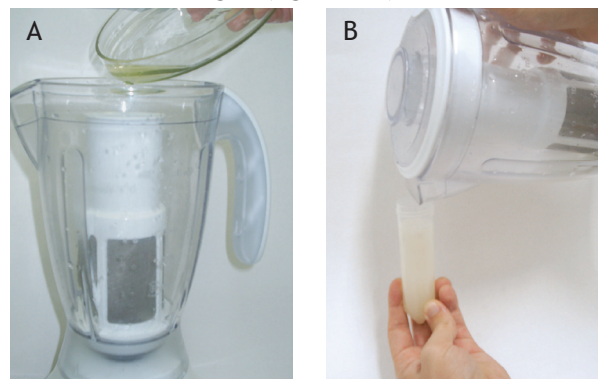


Figura 1.7: preparo da suspensão de clara de ovo.

Teste do Biureto

Cada grupo deverá preparar quatro tubos: um com água, dois com a suspensão do alimento preparado e um com clara de ovo, de acordo com a tabela abaixo:

TUBOS	CONTEÚDO	VOLUME (mL)
1	Água	0,5
2	Suspensão de alimento (I)	0,5
3	Suspensão de alimento (II)	0,5
4	Clara de ovo	0,5

1) Acrescentar 5 gotas de CuSO_4 a 1% aos tubos 1, 3 e 4;

2) Com uma pipeta limpa, colocar 5 gotas de NaOH 10% nos tubos 1, 3 e 4;

SEGURANÇA: evitar o contato das soluções com a pele; caso aconteça, lavar o local com água em abundância.

3) Comparar os quatro tubos;

A suspensão do tubo 3, submetida ao teste do biureto, deve adquirir uma coloração após a adição dos reagentes, em contraste com a suspensão do tubo 2, que não sofreu adição dos reagentes do teste. A coloração do tubo 3 pode ser comparada com o teste com água (tubo 1) e com a clara de ovo (tubo 4), controles negativo e positivo, respectivamente, pois indicam ausência e presença de proteínas.

Para uma análise mais quantitativa, cada grupo poderá comparar a coloração da suspensão do seu alimento submetido ao teste do biureto com uma escala de concentração de proteínas (figuras 1.8a e 1.8b) para estimar a quantidade de proteínas na suspensão de alimento preparada.

A escala representada pela figura 1.8B foi preparada em laboratório realizando-se uma série de diluições da clara de ovo, sendo que no último tubo não havia clara de ovo. Tais diluições tiveram seu teor proteico quantificado em testes laboratoriais e submetidas posteriormente ao teste do biureto, gerando uma escala de cores com as respectivas concentrações proteicas em mg/mL. Cada grupo poderá comparar visualmente a coloração da suspensão do alimento (tubo 3) com a escala de cores e estimar a concentração de proteínas do alimento testado.

Fizemos os testes com os alimentos indicados e o resultado está apresentado a seguir. Mesmo com uma abordagem quantitativa, estes resultados são estimados, podendo haver diferença entre os nossos resultados e os experimentos realizados em sala de aula.

Detecção de proteína nos alimentos com uso do teste do biureto



Figura 1.8A: tubos com as diluições de clara de ovo submetidas ao teste do biureto. Os números representam as concentrações de proteínas em mg/mL para as respectivas cores das suspensões.

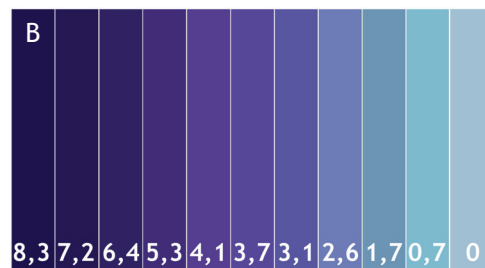


Figura 1.8B: escala de cores de concentração de proteínas. Os números representam as concentrações de proteínas em mg/mL para as respectivas cores das suspensões.

Soja crua em grãos

No teste com a soja crua em grãos, podemos observar que a suspensão adquiriu coloração tendendo ao roxo (figura 1.9, tubo 3), semelhante ao tubo 4, que contém clara de ovo sob o teste do biureto, indicando presença de proteínas.

Comparando o teste com a escala de concentração de proteínas (figura 1.8B), estima-se que a concentração de proteínas da soja esteja entre os valores 3,1 e 2,6 mg/mL. Como 1 colher de sopa de soja foi diluída em 100 mL de água, é necessário calcular o valor de proteínas em 1 colher de sopa de soja.

Admitindo o valor aproximado de 3,0 mg/mL de proteínas, de acordo com a escala de cores, há aproximadamente 3 mg de proteínas em 1 mL de suspensão submetida ao teste do biureto, o que lhe confere essa tonalidade.

Se, em 1 mL há aproximadamente 3 mg de proteínas, em 100mL, há X mg de proteínas:

$$\begin{array}{l} 1 \text{ mL} \text{ ————— } 3 \text{ mg} \\ 100 \text{ mL} \text{ ————— } X \text{ mg} \\ X = 300 \text{ mg de proteínas.} \end{array}$$

Esses 300 mg de proteínas estão contidos em 1 colher de sopa de soja em grãos (1 porção), ou seja, em cada colher de soja testada há 300 mg de proteínas.

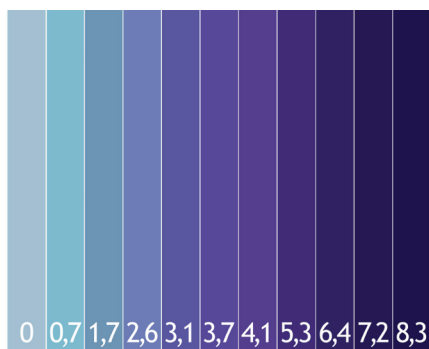


Figura 1.8B: escala de cores de concentração de proteínas. Os números representam as concentrações de proteínas em mg/mL para as respectivas cores das suspensões.

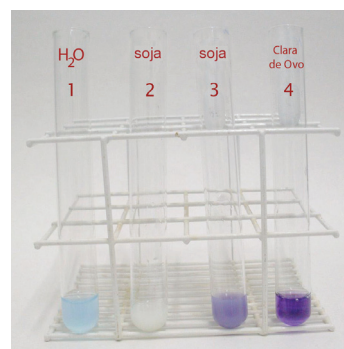


Figura 1.9: comparação da soja em grãos (tubo 3) em relação à água (tubo 1) e à clara de ovo (4), sob o teste do biureto, e em relação à suspensão de soja não submetida ao teste do biureto (tubo 2).

Pão francês

No teste com o pão francês, a coloração tendeu ao azul (figura 1.10, tubo 3), sendo um pouco mais escura que a coloração do tubo 1, que contém água.

Comparando o teste com a escala de concentração de proteínas (figura 1.8B), estima-se, visualmente, que a concentração de proteínas do pão francês esteja entre os valores 1,7 e 2,6 mg/mL. Como 10 g de pão foram diluídos em 100 mL de água, é necessário calcular o valor de proteínas em 10 g de pão.

Admitindo o valor aproximado de 2,0 mg/mL de proteínas, de acordo com a escala de cores, há aproximadamente 2 mg de proteínas em 1 mL de suspensão submetida ao teste do biureto, o que lhe confere essa tonalidade.

Se, em 1 mL há aproximadamente 2 mg de proteínas, em 100 mL, há X mg de proteínas:

Detecção de proteína nos alimentos com uso do teste do biureto

1 mL ————— 2 mg
100 mL ————— X mg
X = 200 mg de proteínas

Esses 200 mg de proteínas estão contidos em 10 g de pão, ou seja, em cada 10 g do pão (ou 1/3 de pão) testado há 200 mg de proteínas.

A presença de proteínas no pão deve-se à presença de glúten, que é uma proteína encontrada nos cereais (trigo, centeio, aveia e cevada). Os pães podem ter quantidades diferentes de glúten e, portanto, podem ter diferentes quantidades de proteínas.

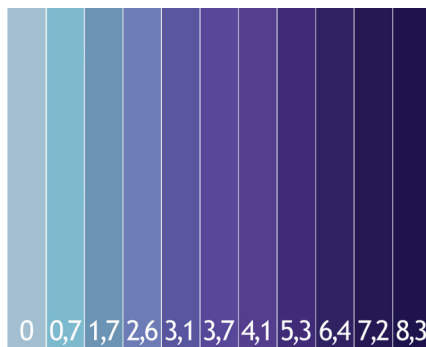


Figura 1.8B: escala de cores de concentração de proteínas. Os números representam as concentrações de proteínas em mg/mL para as respectivas cores das suspensões.

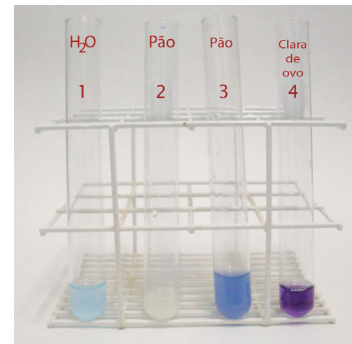


Figura 1.10: comparação do pão francês (tubo 3) em relação à água (tubo 1) e à clara de ovo (tubo 4), sob o teste do biureto, e em relação à suspensão de pão não submetida ao teste do biureto (tubo 2).

Arroz cozido

No teste com o arroz cozido, a coloração tendeu ao azul (figura 1.11, tubo 3), sendo um pouco mais escura que a coloração do tubo 1, que contém água.

Comparando o teste com a escala de concentração de proteínas (figura 1.8B), estima-se que a concentração de proteínas do arroz cozido esteja entre os valores 0 e 0,7 mg/mL. Como 1 colher de arroz foi diluída em 100 mL de água, é necessário calcular o valor de proteínas em 1 colher de arroz.

Admitindo o valor aproximado de 0,3 mg/mL de proteínas, de acordo com a escala de cores, há aproximadamente 0,3 mg de proteínas em 1 mL de suspensão submetida ao teste do biureto, o que lhe confere essa tonalidade.

Se, em 1mL há aproximadamente 0,3 mg de proteínas, em 100 mL, há X mg de proteínas:

1 mL ————— 0,3 mg
100 mL ————— X mg
X = 30 mg de proteínas.

Esses 30 mg de proteínas estão contidos em 1 colher de arroz (1 porção), ou seja, em cada colher do arroz testado há 30 mg de proteínas.

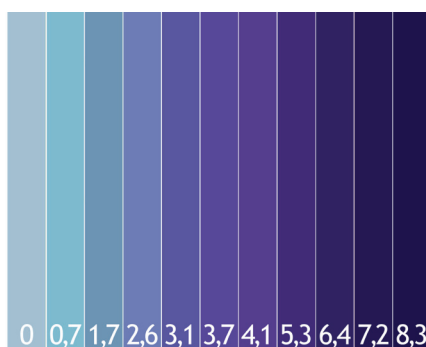


Figura 1.8B: escala de cores de concentração de proteínas. Os números representam as concentrações de proteínas em mg/mL para as respectivas cores das suspensões.

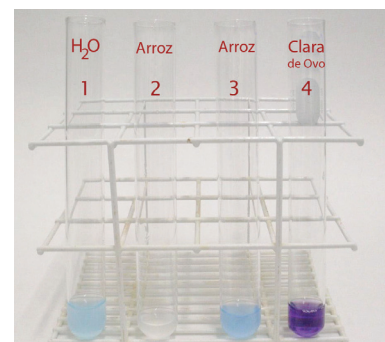


Figura 1.11: comparação do arroz (tubo 3) em relação à água (tubo 1) e à clara de ovo (tubo 4), sob o teste do biureto, e em relação à suspensão de arroz não submetida ao teste do biureto (tubo 2).

Detecção de proteína nos alimentos com uso do teste do biureto

Feijão cozido

No teste com o feijão cozido, a coloração tendeu ao roxo (figura 1.12, tubo 3), sendo mais próximo da coloração do tubo 4, que contém clara de ovo.

Comparando o teste com a escala de concentração de proteínas (figura 1.8B), estima-se que a concentração de proteínas do feijão cozido esteja entre os valores 5,3 e 6,4 mg/mL. Como 1 colher de feijão foi diluída em 100 mL de água, é necessário calcular o valor de proteínas em 1 colher de feijão.

Admitindo o valor aproximado de 6 mg/mL de proteínas, de acordo com a escala de cores, há aproximadamente 6 mg de proteínas em 1 mL de suspensão submetida ao teste do biureto, o que lhe confere essa tonalidade.

Se, em 1 mL há aproximadamente 6 mg de proteínas, em 100 mL, há X mg de proteínas:

1 mL ————— 6 mg

100 mL ————— X mg

X = 600 mg de proteínas.

Esses 600 mg de proteínas estão contidos em 1 colher de feijão cozido (1 porção), ou seja, em cada colher do feijão testado, há 600 mg de proteínas.

O feijão possui grande quantidade de proteínas, mas elas são formadas por poucos tipos de aminoácidos. Assim, o consumo de feijão deve estar aliado a outras fontes proteicas.

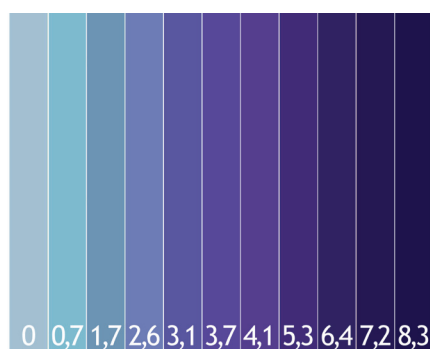


Figura 1.8B: escala de cores de concentração de proteínas. Os números representam as concentrações de proteínas em mg/mL para as respectivas cores das suspensões.

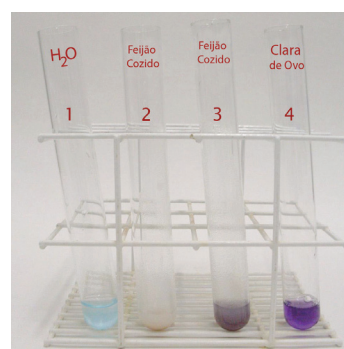


Figura 1.12: comparação do feijão (tubo 3) em relação à água (tubo 1) e à clara de ovo (tubo 4), sob o teste do biureto, e em relação à suspensão de feijão não submetida ao teste do biureto (tubo 2).

Farinha de mandioca torrada

No teste com a farinha de mandioca, a coloração tendeu ao azul (figura 1.13, tubo 3), sendo um pouco mais escura que a coloração do tubo 1, que contém água.

Comparando o teste com a escala de concentração de proteínas (figura 1.8B), estima-se que a concentração de proteínas da farinha de mandioca esteja entre os valores 0 e 0,7 mg/mL. Como 1 colher de farinha de mandioca foi diluída em 100 mL de água, é necessário calcular o valor de proteínas em 1 colher de farinha de mandioca.

Admitindo o valor aproximado de 0,3 mg/mL de proteínas, de acordo com a escala de cores, há aproximadamente 0,3 mg de proteínas em 1 mL de suspensão submetida ao teste do biureto, o que lhe confere essa tonalidade.

Se, em 1 mL há aproximadamente 0,3 mg de proteínas, em 100 mL, há X mg de proteínas:

1 mL ————— 0,3 mg

100 mL ————— X mg

X = 30 mg de proteínas.

Esses 30 mg de proteínas estão contidos em 1 colher de farinha de mandioca (1 porção), ou seja, em cada colher de farinha de mandioca testada há 30 mg de proteínas.

A presença de proteínas na farinha de mandioca também deve-se ao glúten.

Detecção de proteína nos alimentos com uso do teste do biureto

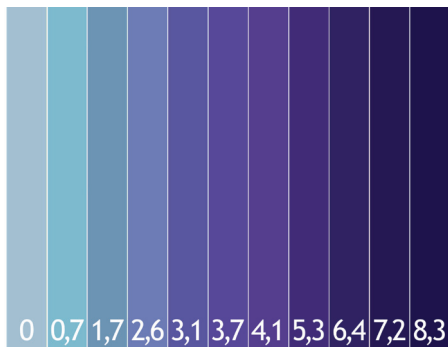


Figura 1.8B: escala de cores de concentração de proteínas. Os números representam as concentrações de proteínas em mg/mL para as respectivas cores das suspensões.

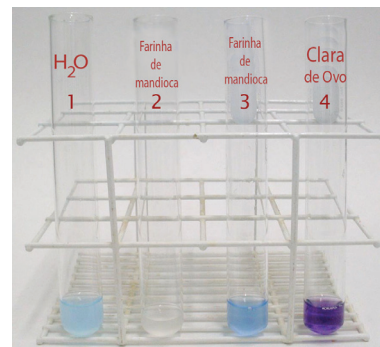


Figura 1.13: comparação da farinha de mandioca (tubo 3) em relação à água (tubo 1) e à clara de ovo (tubo 4), sob o teste do biureto, e em relação à suspensão de farinha de mandioca não submetida ao teste do biureto (tubo 2).

Gelatina

No teste com a gelatina, a coloração tendeu ao roxo (figura 1.14, tubo 3), sendo mais próxima da coloração do tubo 4, que contém clara de ovo.

Comparando o teste com a escala de concentração de proteínas (figura 1.8B), estima-se que a concentração de proteínas da gelatina esteja entre os valores 4,1 e 5,3 mg/mL.

A instrução mais comum para o preparo das gelatinas é diluir o pó em 500 mL de água. Esse cálculo, então, deverá ser diferente dos feitos anteriormente.

Admitindo o valor aproximado de 4,5 mg/mL de proteínas, de acordo com a escala de cores, há aproximadamente 4,5 mg de proteínas em 1 mL de suspensão submetida ao teste do biureto, o que lhe confere essa tonalidade.

Se, em 1 mL há aproximadamente 4,5 mg de proteínas, em 500 mL de gelatina pronta, há X mg de proteínas.

$$\begin{aligned} 1 \text{ mL} & \text{ ————— } 4,5 \text{ mg} \\ 500 \text{ mL} & \text{ ————— } X \text{ mg} \\ X &= 500 \text{ mg} \\ X (500 \text{ mg}) \text{ multiplicado por } 4,5 &= 2250 \text{ mg de proteínas.} \end{aligned}$$

Vamos admitir que uma caixa de gelatina rende 10 pequenas porções (50 mL cada). Se, num pacote de gelatina pronta (ou 10 porções) há 2250 mg de proteínas, em 1 porção de gelatina pronta, há x mg de proteínas:

$$\begin{aligned} 10 \text{ porções de gelatina (1 pacote)} & \text{ ————— } 2250 \text{ mg de proteínas} \\ 1 \text{ porção} & \text{ ————— } X \text{ mg} \\ 10 X &= 2250 \\ X &= \frac{2250}{10} = 225 \text{ mg de proteína por porção de gelatina} \end{aligned}$$

Ou seja, em cada porção (de 50 mL) de gelatina há 225 mg de proteínas.

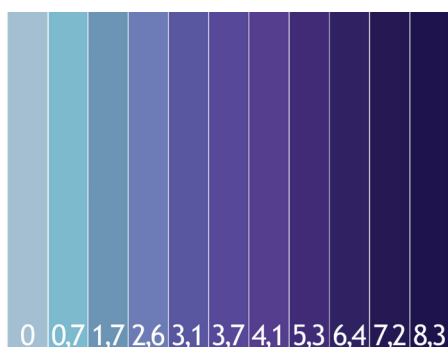


Figura 1.8B: escala de cores de concentração de proteínas. Os números representam as concentrações de proteínas em mg/mL para as respectivas cores das suspensões.

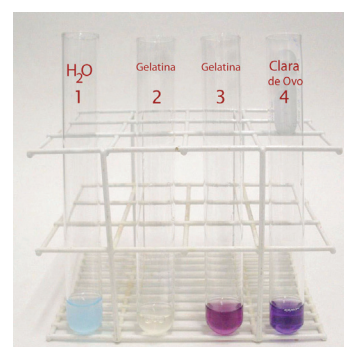


Figura 1.14: comparação da gelatina (tubo 3) em relação à água (tubo 1) e à clara de ovo (tubo 4), sob o teste do biureto, e em relação à suspensão de gelatina não submetida ao teste do biureto (tubo 2).

Detecção de proteína nos alimentos com uso do teste do biureto

Leite integral

No teste com leite integral (figura 1.15, tubo 3), a coloração azul resultante foi um pouco mais escura a coloração do tubo 1, que contém água.

Comparando o teste com a escala de concentração de proteínas (figura 1.8B), estima-se que a concentração de proteínas do leite integral esteja entre os valores 1,7 e 2,6 mg/mL. Como o leite foi diluído 10 vezes, devemos multiplicar a concentração encontrada por 10.

Admitindo o valor aproximado de 2,0 mg/mL de proteína, de acordo com a escala de cores, há aproximadamente 2,0 mg de proteína em 1 mL de suspensão de leite, submetida ao teste do biureto, o que lhe confere essa tonalidade.

A concentração de proteína no leite integral puro, portanto, será de 2,0 multiplicado por 10 (diluição).

Concentração de proteína do leite: $(2 \cdot 10) = 20$ mg/mL de leite integral.

Ou seja, em cada 1 mL de leite integral há 20 mg de proteína.

Para uma porção de uma colher de sopa de 15 mL de leite, há:

1 mL de leite ————— 20 mg de proteínas

15 mL de leite ————— x

$X = 15 \cdot 20 = 300$ mg de proteínas

Em um copo de 200 mL há 4000 mg ou 4 g de proteína (20 mg de proteína multiplicado por 200 mL de leite integral).

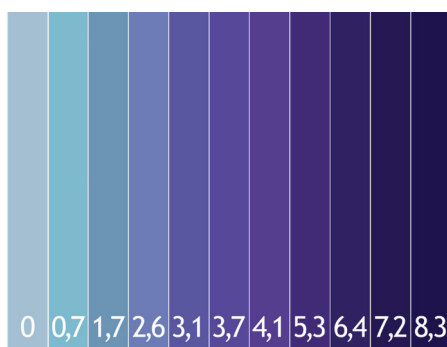


Figura 1.8B: escala de cores de concentração de proteínas. Os números representam as concentrações de proteínas em mg/mL para as respectivas cores das suspensões.

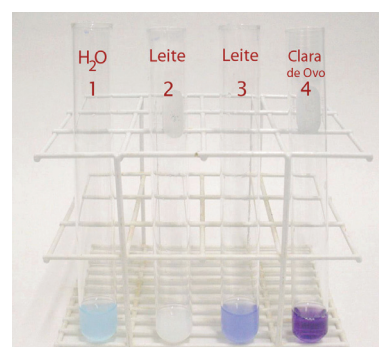


Figura 1.15: comparação do leite integral (3) em relação à água (1) e à clara de ovo (4), sob o teste do biureto, e em relação à suspensão de leite integral não submetida ao teste do biureto (2).

Professor, você pode montar uma tabela na lousa e pedir que os grupos a preencham, indicando o tipo de alimento e a quantidade de proteínas em ordem crescente de quantidade proteica, como no exemplo abaixo:

	1	2	3	4	5	6	7
ALIMENTO (PORÇÃO)	Feijão (1 colher de sopa)	Soja (1 colher de sopa)	Leite (1 colher de sopa)	Gelatina (50 mL)	Pão (1/3 de pão)	Farinha (1 colher de sopa)	Arroz (1 colher de sopa)
QUANTIDADE DE PROTEÍNAS POR PORÇÃO	600 mg	300 mg	300 mg	225 mg	200mg	30 mg	30 mg

Esse teste proposto confere uma estimativa da quantidade de proteínas de cada alimento. De acordo com a comparação visual com a escala de cores e o alimento testado, pode haver diferença entre resultados com o mesmo alimento.

Anexos

Preparo da solução de CuSO_4 1%

- 1) Pesar 1 g de CuSO_4 ;
- 2) Dissolver o material pesado em um pouco de água destilada (figura 1.16);
- 3) Colocar essa solução num balão volumétrico de 100 mL (figura 1.17);
- 4) Completar com água destilada até 100 mL (figura 1.18).



Figura 1.16



Figura 1.17



Figura 1.18

Preparo da solução de NaOH 10%

- 1) Pesar 10 g de NaOH ;
- 2) Dissolver o material pesado em um pouco de água destilada (figura 1.19);
O NaOH é mais difícil de dissolver do que o CuSO_4 . Coloque uma quantidade maior de água, porém menor que 80 mL, e misture.
- 3) Colocar essa solução num balão volumétrico de 100 mL (figura 1.20);
- 4) Completar com água destilada até 100 mL (figura 1.21).



Figura 1.19



Figura 1.20



Figura 1.21

2. Extração de DNA

Rossi-Rodrigues, Bianca C.; Heleno, Maurício Gomes; Santos, Roney Vander dos; Marchini, Gislaíne Lima; Dias, Florencia M. P. Pereira; Chikuchi, Helika Amemiya; Galembeck, Eduardo.



Resumo

Esta atividade prática possibilita a extração de DNA de morango, que também pode ser substituído por banana ou tomate, utilizando materiais de fácil acesso.

O experimento

Materiais

- Saco plástico comum transparente;
- Colher de medida (colher de café);
- Bastão de vidro ou palito de madeira;
- Cloreto de sódio (sal de cozinha);
- Detergente comercial;
- Béquer ou copo;
- Pipeta Pasteur, seringa ou conta-gotas;
- Proveta ou outro frasco com graduação volumétrica;
- 2 ou 3 morangos (pode ser substituído por ½ banana ou ½ tomate);
- Álcool etílico absoluto ou álcool etílico doméstico (>90°G.L) (deve ser mantido gelado até o momento da sua utilização).
- Gaze para filtrar;
- Tubo de ensaio;
- Funil;
- Faca;
- Água;



Figura 2.1: materiais necessários.

Procedimento

Sugerimos que essa atividade seja realizada como complemento às aulas teóricas sobre DNA.

Verifique, inicialmente, quais são os conhecimentos dos alunos sobre o conceito de DNA enquanto molécula responsável pelas características de todos os seres vivos. Pergunte, por exemplo, quais organismos possuem DNA e qual é a função que essa substância tem nos seres vivos. Discuta com eles onde o DNA é encontrado nas células eucarióticas: o DNA é o próprio cromossomo? Se necessário, relembre os níveis de organização do material genético (de cromossomos até a dupla hélice do DNA) para lembrar que o DNA se encontra associado às moléculas de proteínas. Essas informações serão úteis para que os alunos compreendam melhor cada etapa do processo de extração do DNA.

É importante discutir com os alunos a questão das dimensões: é possível enxergar células a olho nu? E o seu núcleo? E os cromossomos? E a dupla hélice? Isso é fundamental para não criar no aluno a expectativa equivocada de que a atividade permitirá que ele visualize a “dupla hélice” do DNA.

Depois de revisados os principais conceitos, distribua o roteiro de trabalho e explique qual é o objetivo do experimento e de seu procedimento.

Protocolo Experimental

Preparo da Solução de “Lise” (ruptura das membranas celulares)

Misturar 6 mL de detergente, 4g de NaCl (ou seja, aproximadamente 4 colheres de café cheias de sal de cozinha) e água suficiente para formar 60 mL de solução (figura 2.2).



Figura 2.2: preparo da solução de lise com (A) sal de cozinha, (B) detergente e (C) água.

Extração do DNA

1) Cortar e macerar os morangos com a solução de lise, no saco plástico, até se obter uma suspensão liquefeita da polpa do fruto. Este procedimento facilitará a filtração.

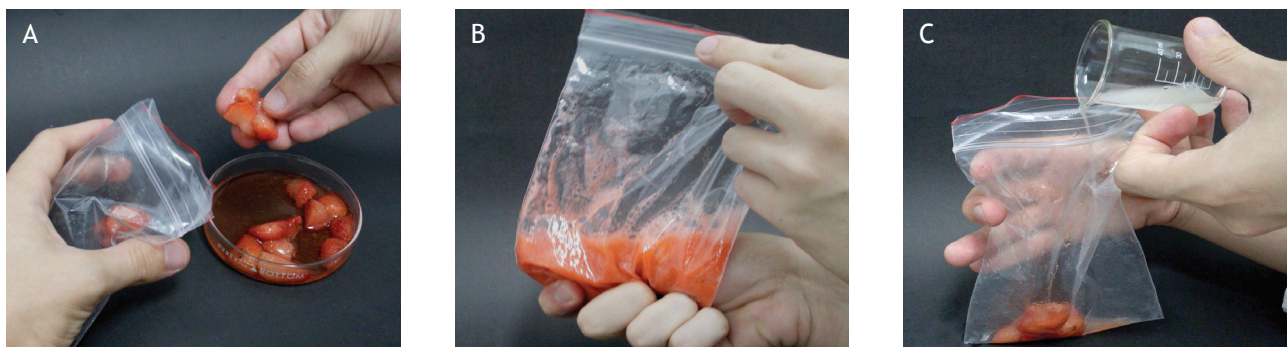


Figura 2.3: etapa 1 da extração de DNA: (A) pedaços da fruta no saco plástico, (B) adição da solução de “lise” e (C) suspensão liquefeita da poupa resultante da maceração.

A maceração proporcionará uma primeira quebra das células e aumento da superfície de contato com a solução de “lise”, cuja função é romper as membranas celulares e as membranas nucleares ainda intactas, o que liberará as moléculas de DNA que estavam localizadas no interior do núcleo. As moléculas de detergente desestruturaram os lipídeos, principais componentes das membranas, provocando sua ruptura, e o sal favorece a aglomeração das moléculas de DNA.

2) Misturar a suspensão durante 2 a 3 minutos e, em seguida, filtrar utilizando a gaze, o funil e o tubo de ensaio, conforme a mostra a figura 4.

3) Depois de realizar a filtração, acrescentar lentamente o álcool etílico gelado, com o auxílio de uma pipeta ou conta-gotas, até dobrar o volume inicial da suspensão (figura 2.5).



Figura 2.4: filtração do macerado.

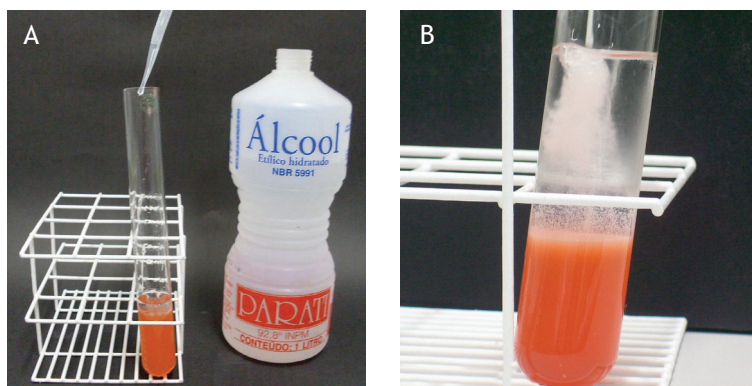


Figura 2.5: adição de álcool etílico (A) e obtenção do DNA (B).

O DNA possui baixa solubilidade em álcool etílico e também sofre um processo de desidratação, fazendo com que as moléculas fiquem mais compactadas. Além disso, o DNA também apresenta baixa densidade em relação a outros componentes celulares. Esses fatores fazem com que ele seja visualizado como um sobrenadante na solução de álcool etílico, que tem o aspecto de uma “nuvem”, como mostra a figura 2.5B.

3. Análise do crescimento de leveduras - Aula 1

Rossi-Rodrigues, Bianca C.; Heleno, Maurício Gomes; Santos, Roney Vander dos; Marchini, Gislaine Lima; Dias, Florencia M. P. Pereira; Chikuchi, Helika Amemiya; Galembeck, Eduardo.



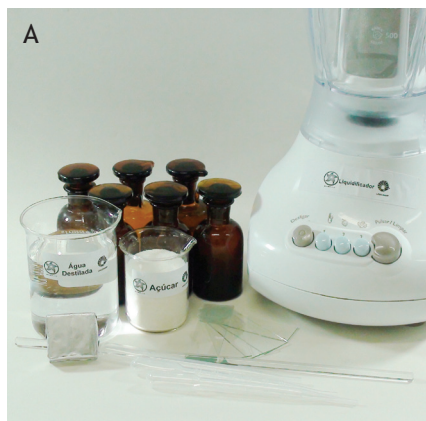
Resumo

Neste experimento, a partir da observação de meios de cultivo de leveduras, serão analisados os efeitos da disponibilidade de nutrientes e da variação de temperatura sobre o desenvolvimento desses micro-organismos.

O experimento

Materiais

- ½ tablete de fermento biológico (fresco);
- Pipeta Pasteur ou conta-gotas;
- Máquina fotográfica digital;
- 6 frascos de 50 mL;
- Bastão de vidro;
- Liquidificador;
- Água;
- Açúcar;
- 6 lâminas;
- 6 lamínulas;
- Microscópio;
- Termômetro.



Figuras 3.1.1A e B: materiais necessários.

Procedimento

Essa atividade tem o objetivo de verificar a influência de fatores ambientais no desenvolvimento dos organismos. Em uma aula anterior à realização da atividade prática, organize a classe em grupos e explique as três aulas da atividade.

Pergunte aos alunos:

- Do que os seres vivos precisam para crescer e se reproduzir?
- Será que todos necessitam dos mesmos fatores? Procure ouvir quais são as concepções que os alunos têm sobre o assunto.
- O alimento é importante? Por quê?

Os seres vivos multicelulares e também os unicelulares dependem do aproveitamento do alimento para a obtenção de energia e de matéria-prima para a realização das suas atividades vitais e para o crescimento e reprodução. Durante a realização deste projeto, os alunos poderão observar a influência de fatores como a temperatura e a nutrição no desenvolvimento de organismos unicelulares muito simples: as leveduras.

Nesta aula, serão preparadas suspensões de leveduras com e sem açúcar e incubadas dentro e fora da geladeira para verificar a influência da disponibilidade de nutrientes e da temperatura no crescimento de leveduras.

Protocolo experimental

- 1) Preparar a suspensão de leveduras, dissolvendo meio tablete de fermento fresco em 500 mL de água fria, com auxílio do bastão de vidro ou liquidificador;
- 2) Preparar os frascos de incubação (figura 3.1.2) conforme tabela abaixo:

FRASCO	SUSPENSÃO DE LEVEDURAS	AÇÚCAR	ÁGUA
A	50 mL	-	-
B	50 mL	-	-
C	50 mL	1 colher de chá	-
D	50 mL	1 colher de chá	-
E	-	1 colher de chá	50 mL
F	-	1 colher de chá	50 mL

- 3) Identificar seis lâminas com letras de A a F;

- 4) Colocar uma gota da suspensão de incubação na respectiva lâmina e cobri-la com lamínula. Usar uma pipeta Pasteur ou um conta-gotas diferente para cada lâmina;

Análise do crescimento de leveduras - Aula 1

5) Observar as lâminas ao microscópio e tirar uma foto de cada uma para comparar com as lâminas que serão preparadas na aula seguinte. Para o registro das lâminas, podem ser utilizadas câmeras fotográficas ou mesmo câmeras de telefones celulares (figura 3.1.3). Peça para que os alunos anotem o aumento total da foto, cujo cálculo deverá ser feito seguindo a fórmula:

Aumento total = zoom da câmera x aumento da ocular x aumento da objetiva



Figura 3.1.2: frascos de A a F.



Figura 3.1.3: como fotografar ao microscópio.

As figuras 3.1.4 a 3.1.7 exemplificam aumentos de 500x, e as figuras 3.1.8 e 3.1.9 mostram aumentos de 1000x.

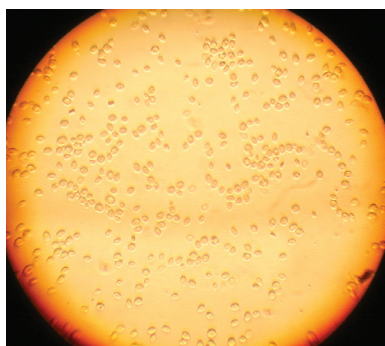


Figura 3.1.4: frasco A contendo somente suspensão de leveduras. Aumento de 500x.

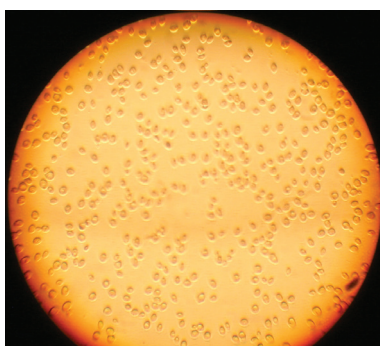


Figura 3.1.5: frasco B contendo somente suspensão de leveduras. Aumento de 500x.

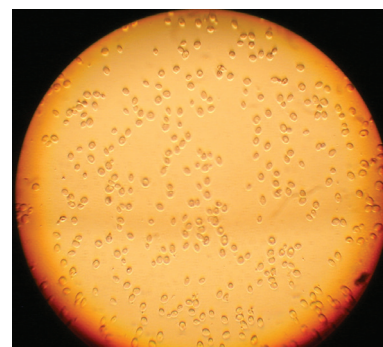


Figura 3.1.6: Frasco C contendo suspensão de leveduras e açúcar. Aumento de 500x.

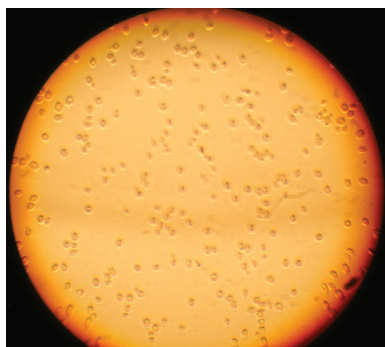


Figura 3.1.7: frasco D contendo suspensão de leveduras e açúcar. Aumento de 500x.



Figura 3.1.8: frasco E contendo açúcar e água. Aumento de 1000x.



Figura 3.1.9: frasco F contendo açúcar e água. Aumento de 1000x.

6) Colocar os frascos A, C e E na geladeira e os demais frascos à temperatura ambiente por 24 horas.

As observações para verificar a influência de disponibilidade de nutrientes e a variação da temperatura serão feitas na aula seguinte. Para isso, peça que os grupos imprimam suas fotos e as tragam na aula seguinte.

Resumo

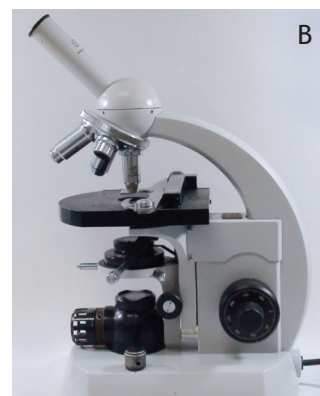
Neste experimento, serão observados ao microscópio os cultivos feitos na aula anterior para verificar a influência da disponibilidade de nutrientes e da variação da temperatura no desenvolvimento de leveduras. Serão preparados também outros cultivos para verificação da influência da variação de pH.

O experimento

Materiais

• Alíquotas das seis suspensões de leveduras preparadas na aula anterior, submetidas a diferentes tratamentos;

- 9 lâminas;
- 9 Lamínulas;
- Béqueres;
- 3 frascos de 50 mL;
- Liquidificador;
- Microscópio;
- Máquina fotográfica digital;
- Pipetas Pasteur;
- Colheres de chá;



Figuras 3.2.1 A e B: materiais necessários.

- Termômetro;
- Ácido acético (vinagre);
- Bicarbonato de sódio;

- Açúcar;
- ½ tablete de fermento fresco;
- Água destilada;
- Fotos tiradas na aula anterior.

Procedimento

Professor, peça para que cada grupo de alunos se divida em dois subgrupos. Um subgrupo deverá preparar novas lâminas a partir das suspensões A a F, preparadas na aula anterior e deixadas em diferentes temperaturas. Os demais alunos ficarão encarregados de preparar novas suspensões (G, H e I) e novas lâminas para a realização de um outro experimento, que avaliará a influência do pH sobre o crescimento das leveduras. Por fim, todos os membros do grupo deverão observar todas as lâminas que foram preparadas pelos dois subgrupos.

Protocolo experimental

Comparação do crescimento de leveduras em diferentes meios submetidos a diferentes temperaturas

Preparo das lâminas

- 1) Após 24 horas de incubação em temperaturas diferentes, montar lâminas com as amostras preparadas na aula anterior para serem observadas ao microscópio;
- 2) Medir e registrar a temperatura da geladeira e a temperatura ambiente (média do dia);
- 3) Observar ao microscópio e fotografar cada amostra;

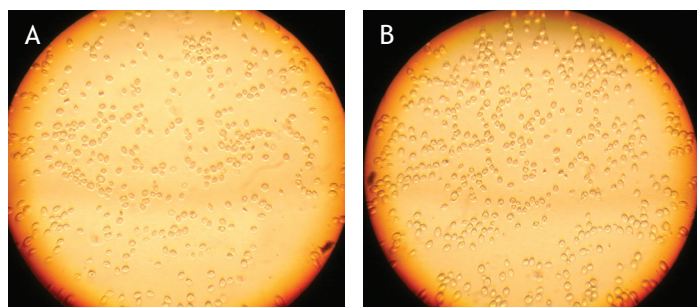


Figura 3.2.2: frasco A contendo somente suspensão de leveduras. (A) 0h de cultivo e (B) 24h de cultivo na geladeira. Aumento de 500x.

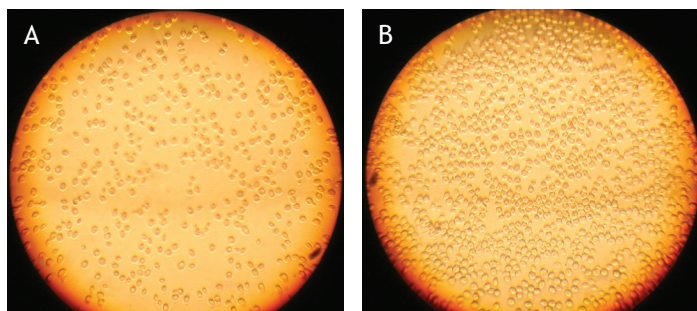


Figura 3.2.3: frasco B contendo somente suspensão de leveduras. (A) 0h de cultivo; e (B) 24h de cultivo à temperatura ambiente. Aumento de 500x.

Nos frascos A e B, que contêm somente leveduras (Figuras 3.2.2 e 3.2.3), espera-se que as células tenham se reproduzido mais e estejam mais numerosas, em comparação ao cultivo mantido na geladeira (Figura 3.2.2B).

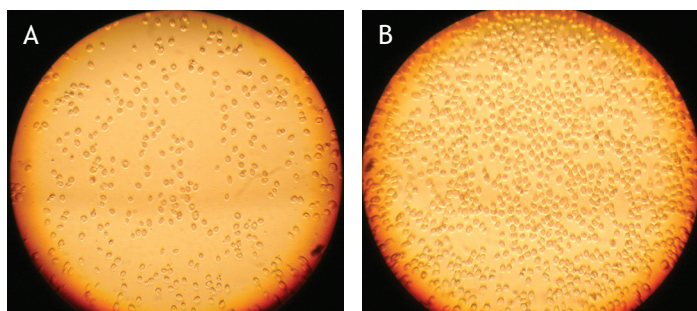


Figura 3.2.4: frasco C contendo suspensão de leveduras e açúcar (A) 0h de cultivo, e (B) 24h de cultivo na geladeira. Aumento de 500x.

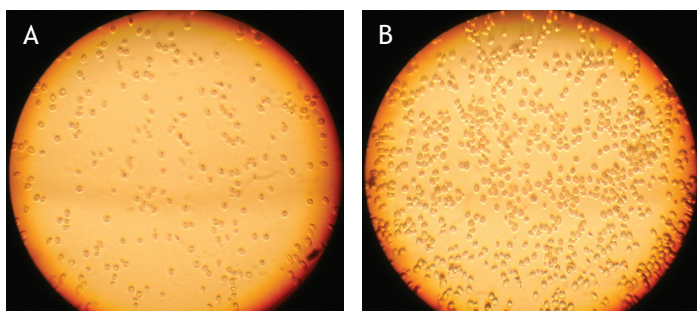


Figura 3.2.5: frasco D contendo suspensão de leveduras e açúcar (A) 0h de cultivo, e (B) 24 h de cultivo à temperatura ambiente. Aumento de 500x.

Nos frascos C e D, que contêm açúcar e leveduras, espera-se um aumento do número de células, ou seja, da reprodução das leveduras, tanto no cultivo que ficou na geladeira (Figura 3.2.4B), quanto no que ficou em temperatura ambiente (Figura 3.2.5B). Entretanto, o processo é mais intenso à temperatura ambiente (Figura 3.2.5B).

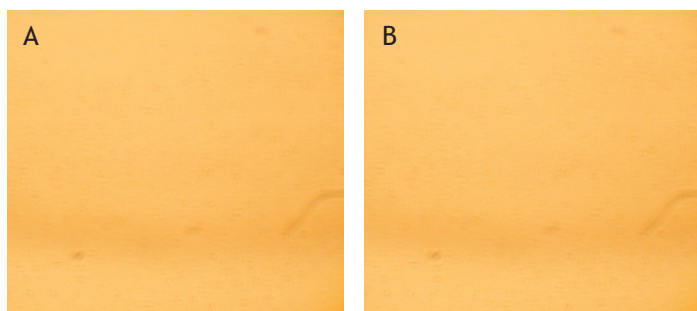


Figura 3.2.6: frasco C contendo suspensão de leveduras e açúcar (A) 0h de cultivo, e (B) 24h de cultivo na geladeira. Aumento de 1000x.

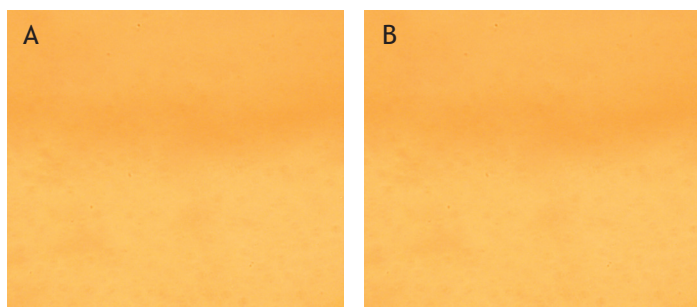


Figura 3.2.7: frasco F contendo açúcar e água (A) 0h de cultivo e (B) 24h de cultivo à temperatura ambiente. Aumento de 1000x.

Análise do crescimento de leveduras - Aula 2

Os frascos E e F, sem leveduras, não deverão apresentar alterações. Eventualmente serão observados pequenos “pontinhos” móveis, tratando-se de contaminação por bactérias, o que também costuma ocorrer nos frascos com leveduras.

Preparação do material para verificar a influência do pH no crescimento das leveduras

Preparo dos frascos G, H e I

- 1) Preparar uma solução saturada de bicarbonato de sódio, contendo 100 mL de água destilada (aproximadamente ½ copo americano) e duas colheres de chá de bicarbonato de sódio em pó;
- 2) Preparar uma solução de açúcar (uma colher de chá de açúcar em 50 mL de água);
- 3) Preparar a suspensão de levedura no liquidificador com meio tablete de fermento fresco e 500 mL de água fria;
- 4) Preparar três frascos de cultura conforme a tabela abaixo:

FRASCO	SUSPENSÃO DE LEVEDURAS	AÇÚCAR	ÁGUA	BICARBONATO DE SÓDIO	VINAGRE
G	15 mL	1 colher de chá	10 mL	-	-
H	15 mL	1 colher de chá	-	10 mL	-
I	15 mL	1 colher de chá	-	-	10 mL

OBSERVAÇÃO: usar um copo-medida (V.O.) de medicamentos líquidos.

- 5) Colocar uma gota de cada suspensão na respectiva lâmina, já devidamente identificada. Observar ao microscópio e registrar através de fotografia;
- 6) Cultivar por dois dias a temperatura ambiente.

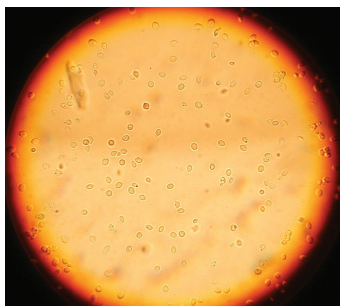


Figura 3.2.8: frasco G contendo suspensão de leveduras, açúcar e água. Aumento de 500x.

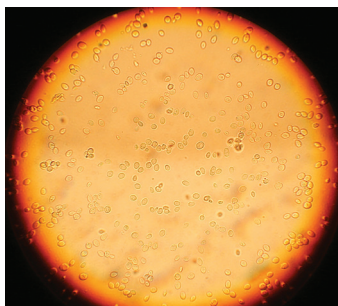


Figura 3.2.9: frasco H contendo suspensão de leveduras, açúcar e bicarbonato de sódio. Aumento de 500x.

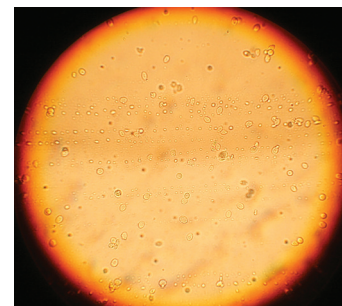


Figura 3.2.10: frasco I contendo suspensão de leveduras, açúcar e vinagre. Aumento de 500x.

Os resultados da influência do pH do meio no crescimento de leveduras serão observados na próxima aula.

Resumo

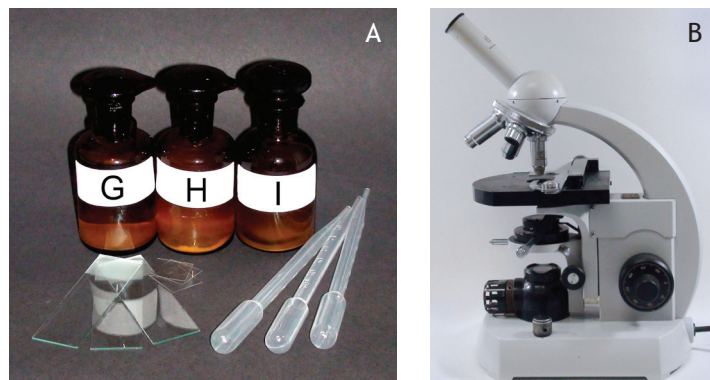
Neste experimento, será verificada a influência do pH sobre o desenvolvimento de leveduras em meios de cultivo.

O experimento

Materiais

- Alíquotas das três suspensões de leveduras preparadas na aula anterior, submetidas a diferentes tratamentos;

- 3 lâminas;
- 3 lamínulas;
- Microscópio;
- Máquina fotográfica digital;
- Fotos tirada na aula anterior;
- Pipetas Pasteur.



Figuras 3.3.1A e B: materiais necessários.

Procedimento

Nesta aula, os grupos compararão as fotos impressas das lâminas G, H e I feitas na aula anterior com as observações após dois dias de cultivo.

Protocolo experimental

1) Após dois dias de cultivo, preparar lâminas com as amostras G, H e I preparadas na aula anterior contendo água, bicarbonato e vinagre, respectivamente;

2) Observar ao microscópio e registrar através de fotografia;

3) Relacionar esta observação com o pH do meio em cada amostra.

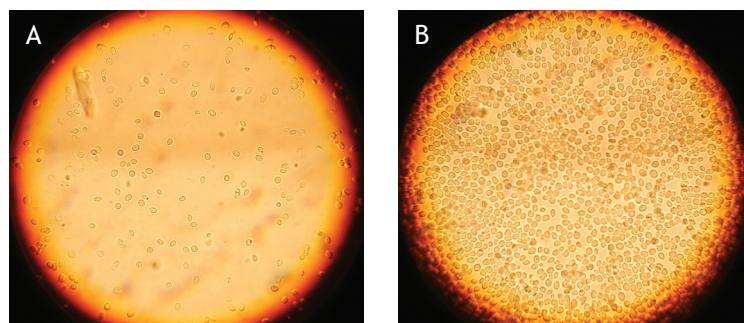


Figura 3.3.2: frasco G contendo suspensão de leveduras, açúcar e água. (A) 0h de cultivo e (B) 2 dias de cultivo. Aumento de 500x.

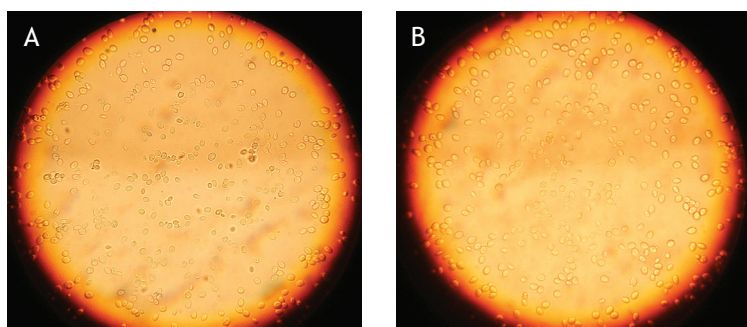


Figura 3.3.3: frasco H contendo suspensão de leveduras, açúcar e bicarbonato de sódio. (A) 0h de cultivo e (B) 2 dias de cultivo. Aumento de 500x.

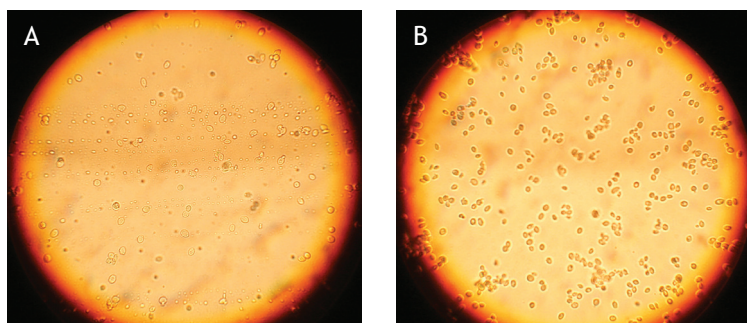


Figura 3.3.4: frasco I contendo suspensão de leveduras, açúcar e vinagre. (A) 0h de incubação e (B) 2 dias de cultivo. Aumento de 500x.

Após dois dias de cultivo provavelmente será possível perceber diferenças entre os três frascos. No meio sem alteração de pH (figura 3.3.2B), espera-se um crescimento significativamente maior do que nos frascos H cujo meio é alcalino (figura 3.3.3B) e I cujo meio é ácido (figura 3.3.4B). Os resultados sugerem que o pH do meio afeta o crescimento das colônias.

Em meio ácido, foi possível verificar inclusive a presença de algumas células lisadas.

4. Atividade enzimática de extratos vegetais na degradação de gelatina

Rossi-Rodrigues, Bianca C.; Heleno, Maurício Gomes; Santos, Roney Vander dos; Marchini, Gislaine Lima; Dias, Florencia M. P. Pereira; Chikuchi, Helika Amemiya; Galembeck, Eduardo.



Resumo

Esta atividade prática tem por objetivo discutir a importância das frutas como alimentos que, além de fornecer nutrientes para o organismo, possuem enzimas que podem auxiliar em nosso processo digestivo.

O experimento

Materiais

- Abacaxi verde;
- Mamão papaia verde;
- Fruta regional à escolha do professor (preferencialmente com indicação popular de auxiliar na digestão);
- Peneira fina;
- Liquidificador;
- Fogareiro, lamparina ou bico de Bunsen;
- Caixa de isopor com gelo;
- Pó para gelatina;
- 4 tubos de ensaio;
- 2 pipetas volumétricas ou 2 seringas de 10 mL graduadas;
- Espátula ou colher de chá;
- Faca;
- Frascos pequenos;
- Bastão de vidro;
- Béquer de 500 mL ou 1 frasco de vidro de 500 mL de boca larga.



Figura 4.1: materiais necessários.

Procedimento

A adoção de hábitos alimentares saudáveis depende, dentre vários fatores, do conhecimento sobre a importância das frutas e dos vegetais na alimentação.

Estudos recentes têm mostrado que o brasileiro tem dificuldade de reconhecer frutas e vegetais como ingredientes necessários para uma dieta alimentar balanceada e que não vê esses alimentos como “comida”; além disso, há um desconhecimento sobre os frutos específicos de cada região.

Com o objetivo de estimular o conhecimento de seus alunos sobre as frutas regionais, sugerimos que, além do abacaxi e do mamão, que são frutas com propriedades e composição química bastante conhecidas, também seja incluída no experimento uma fruta da região onde você e seus alunos vivem.

Você pode começar a aula perguntando quem tem o hábito de comer frutas, com que frequência e em que quantidade. Pergunte se eles sabem quais substâncias tornam as frutas alimentos ricos do ponto de vista nutricional. pergunte quais são as frutas que eles mais consomem e faça uma lista na lousa. Verifique quais delas são frutas regionais e quais são “importadas” de outras regiões. Pergunte também como consomem essas frutas (frescas, cozidas, na forma de sorvetes, sucos etc.).

As frutas de forma geral são alimentos ricos em carboidratos, sais minerais, vitaminas e proteínas. Nem todas são ricas em lipídeos, mas a maioria apresenta muitas fibras. A diversidade na composição das frutas lhes confere algumas aplicações características, como a utilização de frutas como mamão e o abacaxi para amaciar carnes, por exemplo. Se conhecer algum exemplo regional, cite-o.

Em muitas regiões, é dito que comer mamão ou abacaxi depois de ingerir muita carne ajuda na digestão. Será que isso é verdadeiro?

Este experimento tem o objetivo de testar se esses frutos realmente funcionam para amaciar a carne e se auxiliam na digestão. peça sugestões para a classe de alguma fruta da sua região que possa ser incluída e testada no experimento.

Sugerimos também que, depois da atividade prática, você organize uma breve discussão relacionando a presença de enzimas proteases com o amaciamento e a digestão da carne.

Protocolo experimental

1) Preparar a gelatina conforme as instruções da embalagem;

2) Preparar os extratos das frutas previamente picadas (o abacaxi sem casca, o mamão com casca e a fruta regional escolhida de acordo com a indicação popular de uso, isto é, com ou sem a casca), utilizando o liquidificador e um pouco de água (figura 4.2);

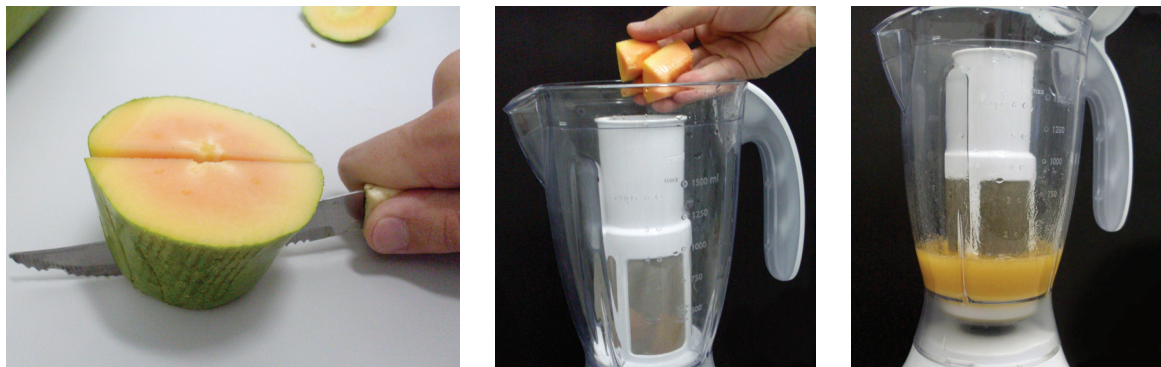


Figura 4.2: preparação de extrato.

3) Os extratos devem ser peneirados (figura 4.3) antes do teste e acondicionados em frascos pequenos (figura 4.4);



Figura 4.3: filtragem de extrato.

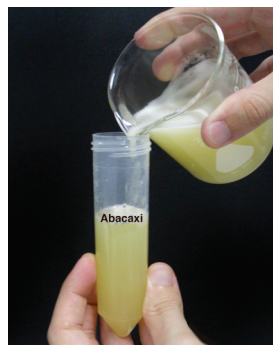


Figura 4.4: acondicionamento de extrato.

4) Numerar os tubos de ensaio de 1 a 4 (figura 4.5) e preparar a sequência de tubos de ensaios conforme apresentado abaixo:

TUBO	COMPOSIÇÃO	TESTE
1	4 mL gelatina + 2 mL de água	Controle
2	4 mL gelatina + 2 mL de extrato de mamão	Mamão
3	4 mL gelatina + 2 mL de extrato de abacaxi	Abacaxi
4	4 mL gelatina + 2 mL de extrato da fruta regional	Fruta regional

5) Colocar os tubos na caixa de isopor com gelo até que o tubo 1 (controle) gelifique (figura 4.6). Isso deverá ocorrer após alguns minutos;

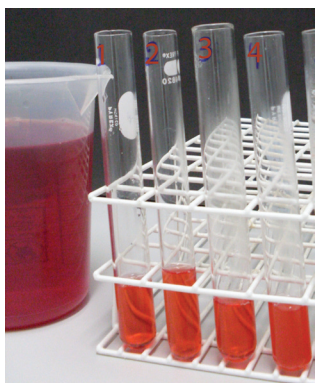


Figura 4.5: preparação dos tubos.

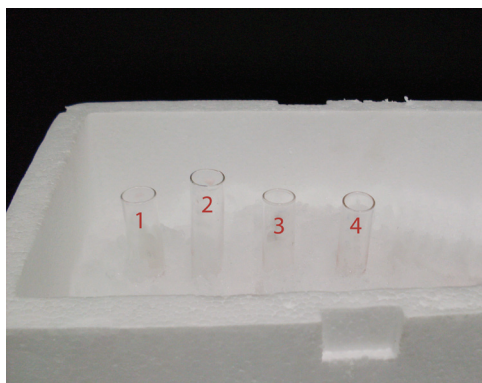
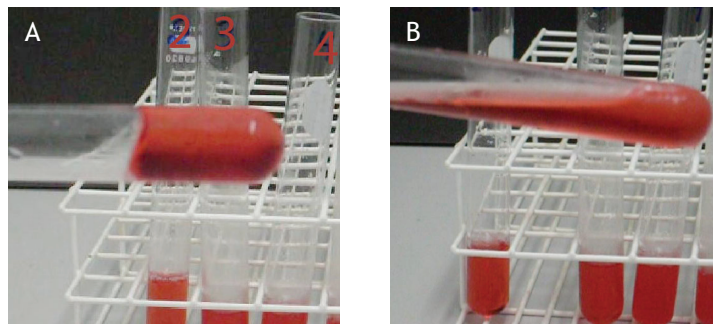


Figura 4.6: tubos em banho de gelo.

Atividade enzimática de extratos vegetais na degradação de gelatina

A ocorrência ou não da proteólise será avaliada por meio da gelificação. Após um banho de gelo de alguns minutos (o suficiente para ocorrer a gelificação do controle - tubo 1), incline os tubos ligeiramente para verificar a viscosidade do meio em cada um deles.

6) Observar os tubos e anotar na tabela apropriada os resultados positivos (figura 4.7A) e negativos (figura 4.7B) para a gelificação dos tubos.



Figuras 4.7A e B: resultados positivo (A) e negativo (B).

A gelatina é obtida a partir de uma proteína denominada colágeno. Quando hidratada, a gelatina forma uma estrutura definida como gel, obtido em temperaturas menores de 30°C. A gelificação, ou formação do gel, depende da integridade das cadeias de proteína; se houver alguma fragmentação nessas cadeias, causada pelas proteases dos frutos testados, a formação do gel ficará comprometida.

Espera-se que o resultado da gelificação se dê conforme a tabela abaixo.

TUBO	COMPOSIÇÃO	TESTE
1	Gelatina + água	+
2	Gelatina + extrato de mamão	-
3	Gelatina + extrato de abacaxi	-
4	Gelatina + extrato da fruta regional	- / +

Tubo 1 (controle): espera-se que haja gelificação devido à ausência de enzima proteolítica.

Se a gelatina não gelificar nesse tubo, o problema está na gelatina ou em algum fator como a temperatura ou a água utilizada na diluição.

Tubos 2 e 3: espera-se ausência ou redução da gelificação nesses tubos devido à presença das enzimas proteolíticas, que impedem a formação do gel.

No tubo 2, a enzima proteolítica presente é a papaína e, no tubo 3, a bromelina; enzimas essas que provocaram a degradação das macromoléculas de proteína presentes na gelatina, causando assim a perda do processo de gelificação.

Tubo 4: o resultado será determinado com o teste, podendo haver ou não gelificação (indicação +/- na tabela), dependendo da fruta regional escolhida.

Peça aos alunos que formulem hipóteses para explicar os resultados. Por que a gelatina com as frutas não gelificou?

Associe a ação das enzimas do tubo digestório com o que foi observado. Em quais órgãos são produzidas as proteases? Será que algumas frutas podem, então, auxiliar no processo de digestão das proteínas, facilitando assim a absorção dos nutrientes pelo organismo? Será que essas frutas podem mesmo auxiliar no amaciamento de carnes? Você pode inclusive propor para os seus alunos que eles elaborem um protocolo experimental para verificarem se as frutas também podem hidrolizar as proteínas da carne.

É importante salientar que as enzimas das frutas podem auxiliar na digestão a princípio, mas elas próprias são proteínas e que, por isso, também serão digeridas pelas enzimas do trato digestivo.

5. Osmose em célula vegetal observada ao microscópio óptico

Rossi-Rodrigues, Bianca C.; Heleno, Maurício Gomes; Santos, Roney Vander dos; Marchini, Gislaine Lima; Dias, Florencia M. P. Pereira; Chikuchi, Helika Amemiya; Galembeck, Eduardo.



Resumo

Experimento para visualização de osmose em célula vegetal (*Elodea*) ao microscópio óptico.

O experimento

Materiais

- Lâmina de vidro;
- Lamínula de vidro;
- Pinça metálica de ponta fina;
- 1 ramo de *Elodea* (*Egeria densa*, pode ser adquirida em lojas que vendem materiais para aquário);
- Papel absorvente, papel toalha ou papel filtro;
- Pipetas Pasteur;
- Frasco com água destilada (pode ser usada água para bateria de automóveis ou água comum, de torneira);
- Solução de cloreto de sódio a 5% (5 g de sal de cozinha dissolvido em 100 mL de água);
- Microscópio.



Figura 5.1: materiais necessários.

Dicas de obtenção de materiais

- A pinça metálica pode ser substituída por pinça de sobancelha;
- A pipeta Pasteur pode ser substituída por conta-gotas;
- Água destilada pode ser substituída por água comum, de torneira.

Procedimento

Professor, sugerimos que essa aula seja ministrada anteriormente à aula teórica sobre osmose.

Você pode apresentar uma situação conhecida relacionada à ocorrência de osmose para os alunos, perguntando, por exemplo, o que ocorre depois de algum tempo que uma salada é temperada ou como se faz doce de abóbora (normalmente adiciona-se aos pedaços de abóbora que serão cozidos apenas açúcar, mas não se adiciona água). Provavelmente, deve aparecer entre as respostas: “o sal ‘chupa’ a água do vegetal” ou “o sal ‘derrete’ o vegetal”.

É oportuno lembrar os alunos que as plantas são constituídas de células. Assim, se as folhas e a abóbora soltaram água, pergunte de onde a água deve ter saído.

É importante mostrar a figura de uma célula vegetal, mesmo que os alunos já a conheçam, e, caso eles ainda não a conheçam, aproveite para apresentar as principais organelas que a diferenciam de uma célula animal.

Agora, sugerimos que lance um desafio: o sal “derrete” as células ou tira a água das células? Proponha o experimento para que os estudantes resolvam o desafio.

Protocolo experimental

- 1) Pingue uma gota de água destilada sobre a lâmina de vidro (figura 5.2);
- 2) Retire, com o auxílio de uma pinça, uma folha jovem de *Elodea* e coloque-a sobre a gota de água na lâmina (figura 5.3);

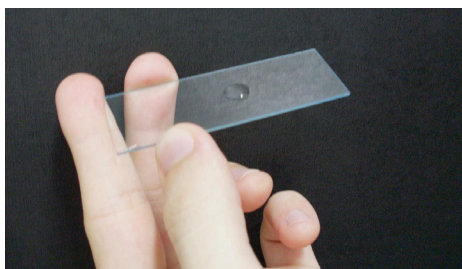


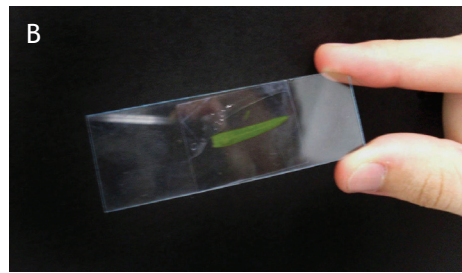
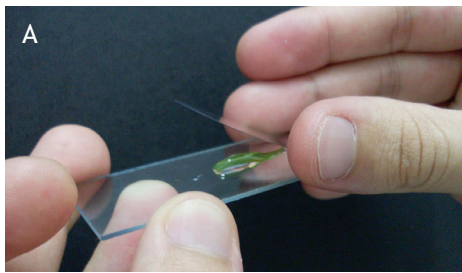
Figura 5.2: gota de água sobre a lâmina.



Figura 5.3: folha de Elodea na lâmina.

Osmose em célula vegetal observada ao microscópio óptico

3) Cubra a folha com a lamínula;



Figuras 5.4 A e B: colocação da lamínula sobre a folha de Elodea.

4) Observe as células ao microscópio (aumentos de 100x a 400x são os mais indicados);

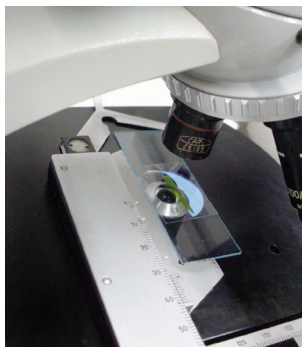


Figura 5.5: observação da lâmina ao microscópio.

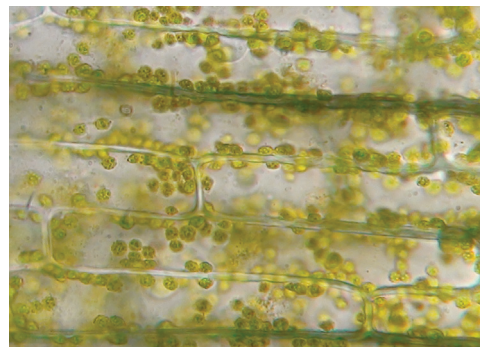


Figura 5.6: folha de Elodea vista ao microscópio óptico (aumento de 1000x).

Observe preferencialmente as células da borda da folha, pois elas possuem um número menor de camadas sobrepostas, contribuindo para uma melhor visualização.

O aumento do microscópio é calculado multiplicando o aumento da lente objetiva pelo aumento da lente ocular. A partir do aumento de 100x, deverá ser usado óleo de imersão.

O óleo de imersão é uma interface líquida que possui o mesmo índice de refração da objetiva. Ele deve ser usado para a objetiva de 100x, pois fará com que os raios luminosos não se dispersem ao atravessarem o conjunto lâmina-óleo, permitindo a entrada de um grande cone de luz na objetiva, o que melhora a visualização do material.

Para uso do óleo de imersão, pingue uma pequena gota do óleo em cima da lamínula somente quando for visualizar com a objetiva de 100x. Coloque a lamínula no microscópio e posicione a objetiva. Sendo a maior lente, a objetiva de 100x quase toca na lamínula.

SEGURANÇA: devido à proximidade da objetiva de 100x com a lamínula, a focalização do corte deverá ser feita com muito cuidado, dando preferência à focalização fina, pois a lâmina pode se romper caso a objetiva encoste nela.

As pequenas estruturas verdes observadas são os cloroplastos, organelas responsáveis pela fotossíntese.

Se as folhas estiverem frescas e em lugar bem iluminado, é provável que seus alunos consigam observar a ciclose, isto é, o arrastamento dos cloroplastos em função dos movimentos do hialoplasma. Sugerimos que discuta com os alunos o motivo dos cloroplastos estarem distribuídos em “faixas” e não uniformemente por toda a célula (eles estão limitados à região do hialoplasma e a maior parte do espaço do citoplasma é ocupado pelo vacúolo). Utilize uma figura ou faça um desenho na lousa para que essa questão fique mais clara.

5) Encoste a ponta da pipeta Pasteur (ou conta-gotas), contendo a solução de cloreto de sódio, na borda da lamínula sem tirar a lâmina do microscópio. A água entrará por capilaridade.

6) Goteje lentamente a solução salina para que penetre entre a lamínula e a lâmina. Caso a lamínula se solte, pressione-a novamente contra a lâmina. É importante que, ao mesmo tempo em que se adiciona a solução salina, um papel filtro seja encostado na outra borda da lamínula para absorver o excesso de líquido que sai (figura 5.7);

Osmose em célula vegetal observada ao microscópio óptico

7) Observe a plasmólise em células de *Elodea* (figura 5.8);

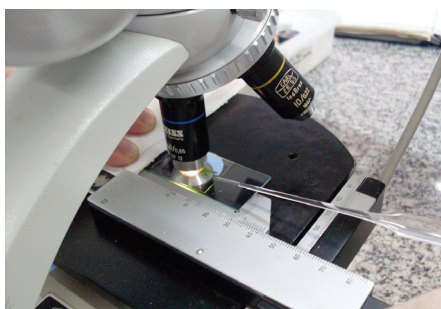


Figura 5.7: adição da solução salina à lâmina.

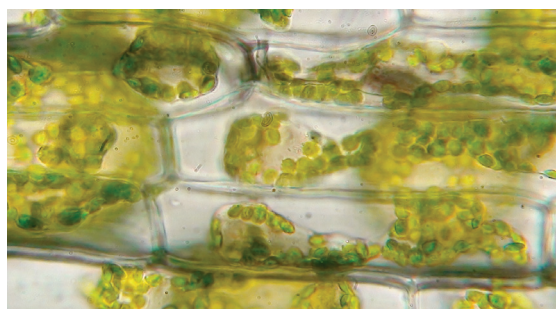


Figura 5.8: folha de *Elodea* vista ao microscópio óptico após adição da solução salina (plasmólise) (aumento de 1000x).

Espera-se que a solução salina, hipertônica em relação ao citoplasma, promova a plasmólise, isto é, a saída de água da célula e, conseqüentemente, a redução de seu volume.

Observe que os cloroplastos se concentraram mais internamente na célula. Isso ocorre devido à saída de água e retração da membrana plasmática.

Os alunos provavelmente farão menção ao fato de que os cloroplastos, nesse momento, apresentam-se mais aglomerados na célula vegetal.

Peça que os estudantes desenhem o que estão vendo, atentando-se para o que acontece com os cloroplastos.

8) Troque o papel para absorver o máximo possível a solução salina;

9) Encoste a ponta da pipeta Pasteur (ou conta-gotas), contendo água, na borda da lamínula sem tirar a lâmina do microscópio;

10) Goteje lentamente a água para que penetre entre a lamínula e a lâmina. Deixe o papel filtro na borda da lamínula e faça com que bastante água atravesse o espaço entre a lamínula e a lâmina de vidro, até remover bem a solução salina em torno da folha;

11) Observe a deplasmólise em células de *Elodea*.

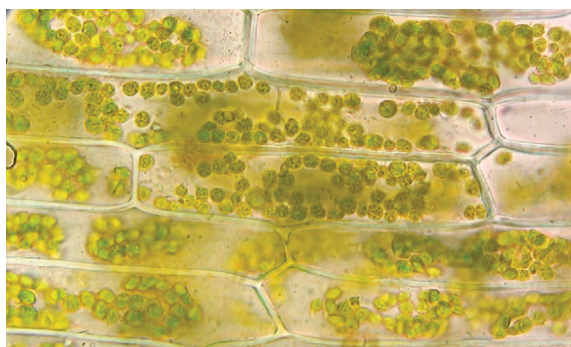


Figura 5.9: folha de *Elodea* vista ao microscópio óptico em deplasmólise (aumento de 1000x).

Na deplasmólise, as células plasmolisadas rapidamente ganham água da solução hipotônica (água destilada). Se os alunos não removerem bem a solução salina, o processo de entrada de água será pouco perceptível.

6. Preparação e observação de lâminas coradas com violeta genciana para observação de células

Rossi-Rodrigues, Bianca C.; Heleno, Maurício Gomes; Santos, Roney Vander dos; Marchini, Gislaine Lima; Dias, Florencia M. P. Pereira; Chikuchi, Helika Amemiya; Galembeck, Eduardo.



Resumo

Este experimento possibilita a visualização de características morfológicas de alguns tipos celulares observados por microscopia óptica, através do preparo de lâminas de mucosa oral, pele de cebola e fígado de boi.

O experimento

Materiais

Para essa aula, serão necessários, além do microscópio, os seguintes materiais:

Preparação da lâmina de mucosa oral

- Lâminas de microscopia;
- Água destilada;
- Violeta genciana 1,5%;
- Placa de Petri;
- Álcool etílico >90° gl;
- Palito de plástico ou madeira (palito de sorvete);
- Bico de Bunsen ou fogareiro;
- Pinça de madeira;
- Pipetas Pasteur.



Figura 6.1: material utilizado para preparação da lâmina de esfregaço de mucosa oral.

Preparação da lâmina de pele de cebola

- Cebola;
- Lâminas de microscopia;
- Violeta genciana 1,5%;
- Pipeta Pasteur;
- Placa de Petri;
- Álcool etílico >90° gl;
- Água destilada.



Figura 6.2: material utilizado para preparação da lâmina de película de cebola.

Preparação de lâmina de fígado bovino

- Fígado bovino;
- Lâminas de microscopia;
- Violeta genciana 1,5%;
- Álcool etílico >90° gl;
- Pipetas Pasteur;
- Placas de Petri;
- Solução fisiológica (soro fisiológico);
- Faca.



Figura 6.3: material utilizado para preparação da lâmina de fígado bovino.

Dicas de obtenção de materiais

- O palito de sorvete pode ser substituído por uma pazinha descartável de café e até mesmo pelo cabo de uma colherzinha;
- A placa de Petri pode ser substituída por um pires;
- A pipeta Pasteur pode ser substituída por um conta-gotas;
- O soro fisiológico e a violeta genciana podem ser obtidos em farmácias.

Preparação e observação de lâminas coradas com violeta genciana para observação de células

Procedimento

Para a execução dessa aula é importante que ela seja planejada com, pelo menos, uma semana de antecedência, a fim de que os alunos tenham tempo de se organizar para trazer o material solicitado para a aula. Se a sua escola não tiver todos os reagentes listados, organize os grupos para que tragam o que for necessário, inclusive os materiais biológicos. Lembre-se de recolher os materiais com antecedência para evitar contratempos, caso algum grupo se esqueça de trazer o que foi solicitado.

Nessa aula, aproveite também para retomar com os alunos as características de uma célula animal e de uma célula vegetal. Se eles nunca tiverem manipulado o microscópio, é conveniente orientá-los sobre o seu funcionamento e também sobre como manipular o equipamento corretamente para evitar que riscos nas lentes e quebra de lâminas.

Preparação da lâmina de mucosa oral

- 1) Colocar uma gota de água destilada na lâmina (figura 6.4);
- 2) Raspar suavemente a mucosa da boca (parte interna da bochecha) com o auxílio da pazinha de plástico ou do palito de sorvete;
- 3) Transferir o material para a lâmina, fazendo um esfregaço fino e transparente (figura 6.5);
- 4) No bico de Bunsen ou fogareiro, segurar a lâmina com uma pinça de madeira e flambar a lâmina contendo o material para fixar a amostra;



Figura 6.4: adição de uma gota de água na lâmina.

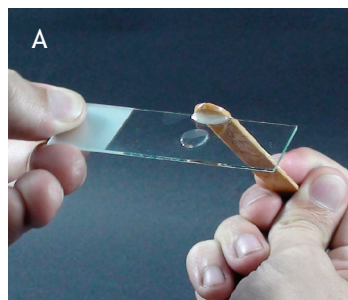


Figura 6.5: transferência da mucosa raspada para a lâmina (A); Esfregaço da mucosa oral na lâmina (B).

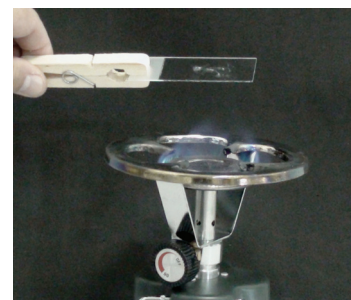
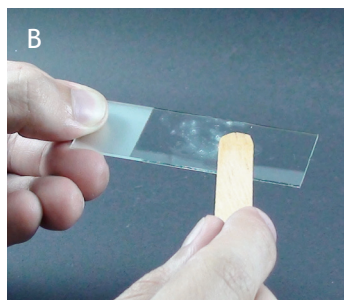


Figura 6.6: flambagem da lâmina para fixação do material.

SEGURANÇA: cuidado ao manusear a lâmina junto ao fogo para evitar acidentes. Não toque na lâmina ainda quente para evitar queimaduras.

- 5) Esperar a lâmina esfriar em uma placa de Petri, em seguida, pingar algumas gotas de violeta genciana. Aguardar por 5 minutos (figura 6.7);
- 6) Com uma pipeta Pasteur, molhar a lâmina com álcool, tirando o excesso do corante. Esperar secar (figura 6.8);



Figura 6.7: coloração do esfregaço de mucosa oral.



Figura 6.8: retirada do excesso de corante com álcool.

Preparação e observação de lâminas coradas com violeta genciana para observação de células

OBSERVAÇÃO: ao corar a lâmina, pode-se apoiá-la sobre um palito dobrado (figura 6.7) ou outro objeto, como uma tampinha de plástico.

7) Observar as células ao microscópio. Na lâmina, é possível observar as células da mucosa oral com núcleo e citoplasma.

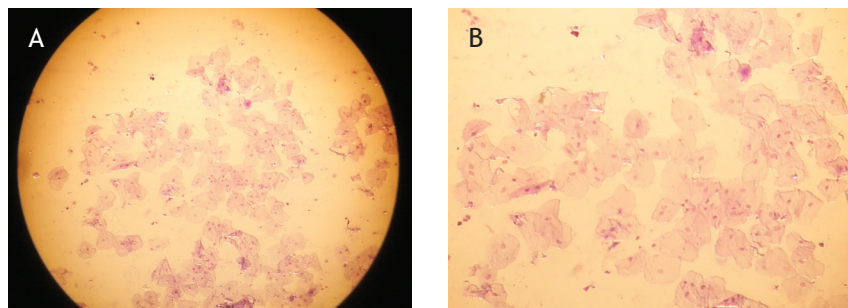


Figura 6.9: mucosa oral corada com violeta genciana. Aumento de 500x (A). Aumento de 1000x (B).

Preparação da lâmina de pele de cebola

1) Tirar uma camada da cebola e retirar uma película da cebola;

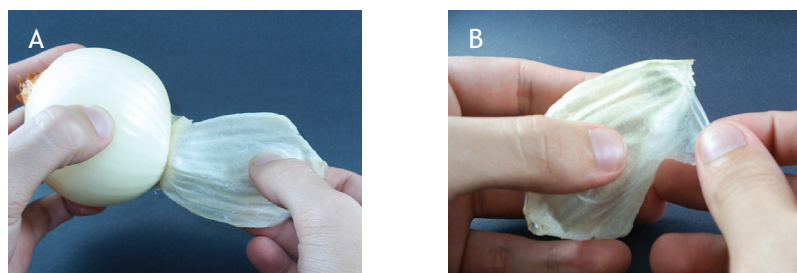


Figura 6.10: retirada da camada mais externa da cebola (A) e retirada de película da mesma camada da cebola (B).

2) Colocar a película em uma placa de Petri e adicionar algumas gotas de corante. Aguardar por 5 minutos (figura 6.11);

3) Colocar o álcool etílico sobre as películas até encobri-las e deixar por 5 minutos (figura 6.12);

4) Colocar a película na lâmina e lavar com álcool duas vezes e depois com água destilada (figura 6.13);



Figura 6.11: coloração da película da cebola: adição de violeta genciana.



Figura 6.12: coloração da película da cebola: adição de álcool.



Figura 6.13: retirada do excesso de corante (lavagem com álcool).

5) Deixar a lâmina secar naturalmente e levar ao microscópio para a visualização.

As células da cebola são alongadas, com núcleo e parede celular evidentes.

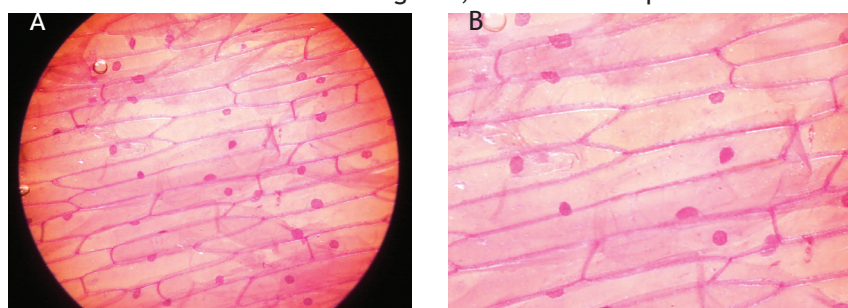


Figura 6.14: película de cebola corada com violeta genciana. Aumento de 500x (A). Aumento de 1000x (B).

Preparação e observação de lâminas coradas com violeta genciana para observação de células

Preparação da lâmina de fígado bovino

- 1) Colocar um pedaço de fígado bovino em uma placa de Petri;
- 2) Fazer cortes no fígado com uma faca afiada e lavar com um pouco de solução fisiológica até obter uma suspensão semelhante ao sangue;

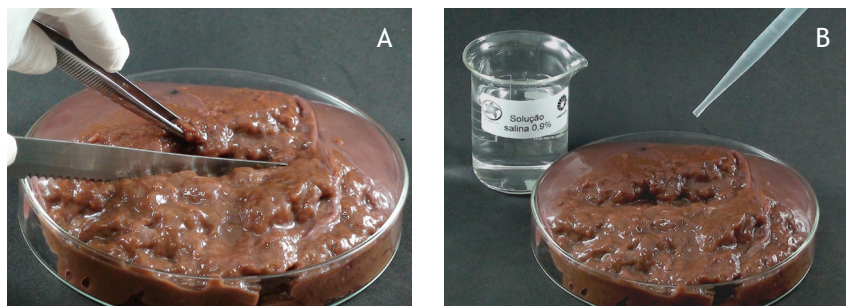


Figura 6.15: cortes feitos no fígado (A). Adição de solução salina fisiológica (B).

SEGURANÇA: cuidado ao manipular a faca quando for fazer os cortes no fígado para não se machucar.

- 3) Recolher esta suspensão com uma pipeta Pasteur e colocar uma gota na lâmina;

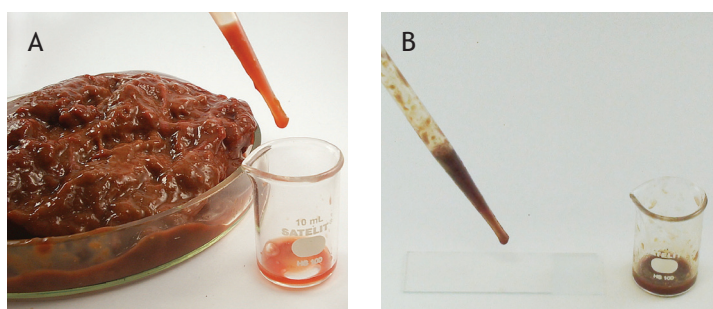


Figura 6.16: coleta da solução salina após lavagem do fígado (A). Adição de uma gota da suspensão na lâmina para o esfregaço (B).

- 4) Fazer um esfregaço e esperar secar;

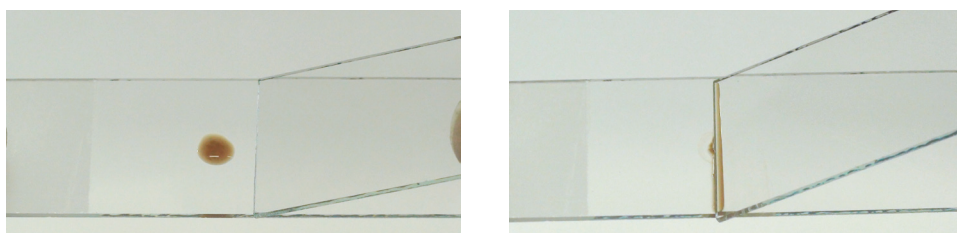


Figura 6.17: preparação do esfregaço.

- 5) Pingar algumas gotas de violeta genciana e aguardar por 5 minutos;

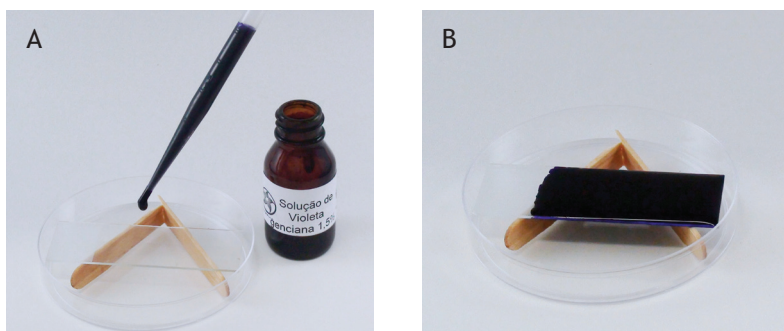


Figura 6.18: Adição de corante ao esfregaço (A). Coloração do esfregaço (B).

OBSERVAÇÃO: ao corar a lâmina pode-se apoiá-la sobre um palito ou outro objeto como uma tampinha de plástico.

Preparação e observação de lâminas coradas com violeta genciana para observação de células

6) Com uma pipeta Pasteur, molhar a lâmina com água e depois com álcool, tirando o excesso do corante. Deixar secar;



Figura 6.19: retirada do excesso de corante com água (A). Retirada do excesso de corante com álcool (B). Esfregaço corado e seco (C).

7) Observar as células ao microscópio.

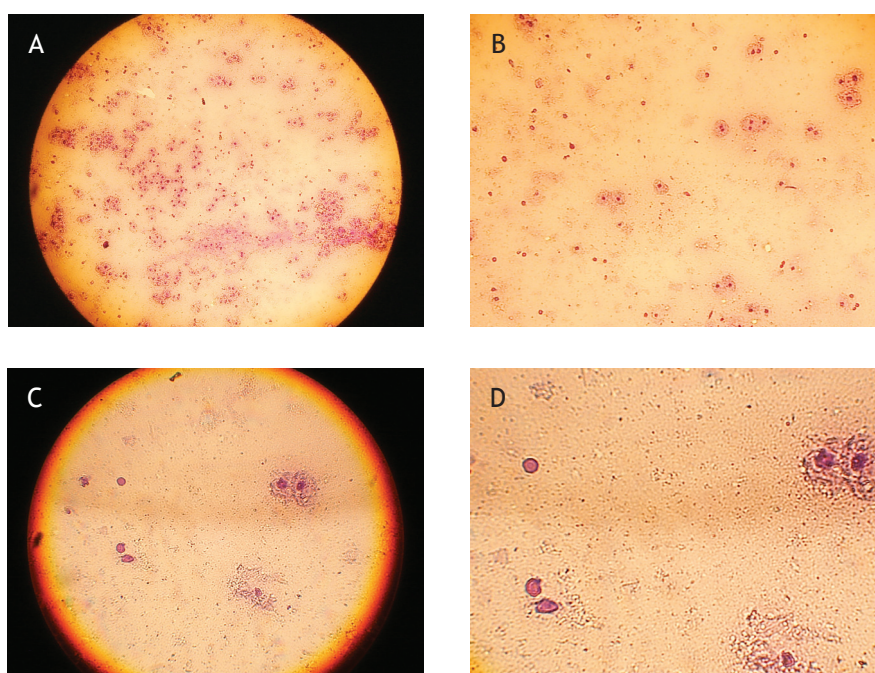


Figura 6.20: esfregaço de lavado de fígado corado com violeta genciana. Aumento de 125x (A). Aumento de 250x (B). Aumento de 500x (C). Aumento de 1000x (D).

No esfregaço de fígado, observam-se dois tipos de células: as hemácias e os hepatócitos.

Peça para cada aluno observar as três lâminas rapidamente. Depois você pode fazer uma discussão com a turma baseando-se nas questões abaixo.

1. Qual estrutura comum você percebe nas três lâminas?

Você pode discutir a organização celular como característica das formas vivas e os diferentes tipos de células e suas funções.

2. Que estruturas celulares podem ser observadas?

Nas lâminas, é possível visualizar nitidamente citoplasma, núcleo e parede celular, esta última presente apenas nas células da cebola. Você pode discutir por que as organelas do citoplasma não são visualizadas (aspectos de tamanho e coloração, por exemplo), quais são as principais diferenças observadas nas células animais e vegetais (a presença de parede celular, por exemplo) e quais são as principais diferenças entre as células animais (diferenças baseadas na presença de núcleo na mucosa e sua ausência na hemácia dos mamíferos, por exemplo).

7. Preparação de lâmina para observação de mitose de célula vegetal

Rossi-Rodrigues, Bianca C.; Heleno, Maurício Gomes; Santos, Roney Vander dos; Marchini, Gislaine Lima; Dias, Florencia M. P. Pereira; Chikuchi, Helika Amemiya; Galembeck, Eduardo.



Resumo

Este experimento proporciona a visualização da mitose em células de raízes de cebola ao microscópio óptico.

O experimento

Materiais

- Raízes novas de cebola (preparar uma semana antes da aula);
- Solução de orceína acética 1%;
- Copos, potes de plástico, garrafa PET ou frasco de álcool cortados;
- Lâminas;
- Lamínulas;
- Pinças;
- Lâmina de barbear;
- Palitos de dente;
- Pipetas Pasteur ou conta-gotas;
- Papel absorvente, papel toalha ou papel filtro;
- Placa de Petri ou pires de material resistente ao calor;
- Lamparina a álcool, vela, bico de Bunsen ou fogareiro;
- Microscópio óptico que proporcione uma ampliação total de pelo menos 100x;
- Óleo de imersão.



Figura 7.1: materiais necessários.

Dicas de obtenção de materiais

- Orceína acética, lâmina e lâminula podem ser encontradas em distribuidoras de material para laboratório;
- Para manuseio da lâmina de barbear com maior segurança, quebre previamente a lâmina de barbear ao meio e proteja a parte interna, que será manuseada pelo aluno, com fita adesiva. Faça esse procedimento antes da aula, não sendo aconselhado a realização do mesmo pelos alunos;
- Para obtenção de raízes novas de cebola, a cebola deve ser preparada aproximadamente uma semana antes da aula de acordo com as instruções a seguir.

1) Raspar a região da raiz da cebola com a lâmina de barbear conforme mostra a figura 7.2;

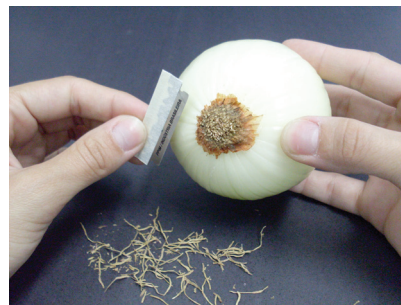
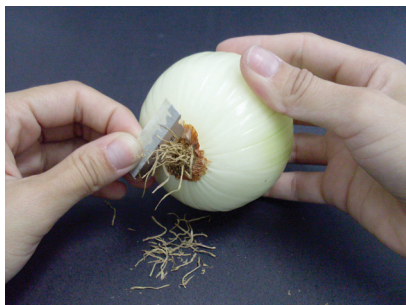


Figura 7.2: raspando a raiz da cebola.

Com esse procedimento, a região ressecada (raízes antigas da cebola) é retirada, permitindo melhor contato da água com as células basais.

2) Colocar a cebola com as raízes raspadas em um copo com água, com a região da raiz imersa. Para deixá-la parcialmente submersa, podem ser inseridos palitos na região mediana que servirão de apoio, como mostra a figura 7.3, ou ainda pode ser usado o frasco de álcool cortado invertido, conforme ilustrado na figura 7.4.

3) Esperar aproximadamente de cinco a sete dias até as raízes atingirem aproximadamente 2 cm. Aconselha-se a fazer uma cebola para cada dois experimentos, pelo número de raízes que crescem nesse período.

Preparação de lâmina para observação de mitose de célula vegetal

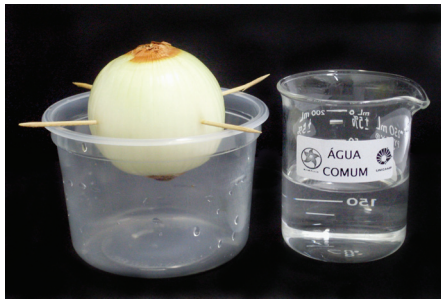


Figura 7.3: cebola com a parte da raiz submersa em água.

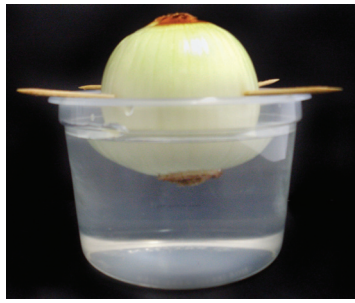


Figura 7.4 : cebola mantida na água em frasco de álcool
Figura 7.5: cebola com raízes novas, cortado.

Procedimento

Sugerimos que esta atividade seja desenvolvida depois que você já tiver trabalhado com os alunos o conceito de ciclo celular, a importância da intérfase e da mitose e a caracterização das fases da mitose.

Na aula, antes de iniciar o experimento, retome os conceitos de célula e de divisão celular explorados em aulas anteriores.

Antes da execução do do procedimento, aponte questões de segurança, dicas importantes e as tarefas e as avaliações que serão feitas a partir desta atividade.

Protocolo experimental

1) Corte três ou quatro raízes em tamanhos de 1 a 2 cm a partir da região apical (meristema apical) e as transfira para uma placa de Petri contendo orceína acética (corante);



Figura 7.6: retirada das raízes.



Figura 7.7: raízes retiradas.



Figura 7.8: raízes com orceína acética.

A orceína acética é um corante formado por orceína e ácido acético. O ácido acético é um fixador que tem como função manter a integridade das estruturas celulares. A orceína cora os cromossomos, fazendo com que se destaquem das outras estruturas e com que sejam facilmente identificados ao microscópio.

O meristema apical (figura 7.9) é o tecido da região da ponta da raiz responsável pelo seu crescimento, sendo assim, possui células com alto grau de divisão celular (mitose).

2) Aqueça a placa de Petri com uma lamparina a álcool até a emissão de vapores, sem deixar ferver (figura 7.10);

Nesse processo, apenas passe a placa de Petri algumas vezes sobre a chama, sem deixá-la por muito tempo em contato com o fogo. Professor, se achar conveniente, você pode flambar um pedaço da raiz até a fervura para depois comparar os resultados. Para isso, retire as raízes da lâmina, deixando apenas uma pequena parte que deverá ficar por mais tempo sobre a chama.

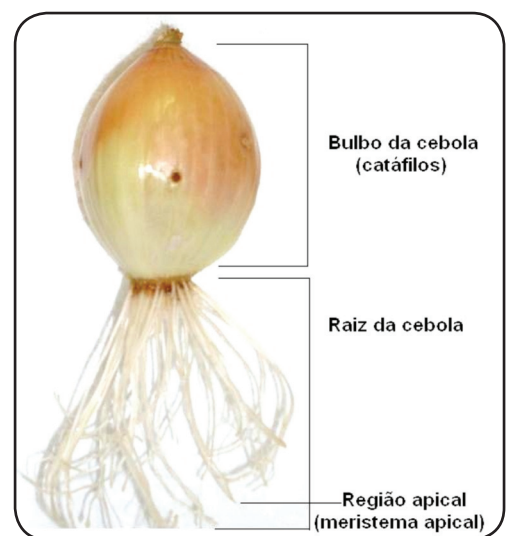


Figura 7.9: estruturas da cebola.

Preparação de lâmina para observação de mitose de célula vegetal



Figura 7.10: aquecimento das raízes com orceína acética.

SEGURANÇA: aqueça as raízes da cebola com a orceína acética perto de janelas, em capela ou em local com corrente de ar para eliminar os vapores que se desprendem do corante.

Utilize uma pinça de madeira, um pedaço de pano ou papel espesso no manuseio da placa de Petri para evitar queimaduras.

3) Pegue as raízes com uma pinça de ponta fina, coloque-as sobre uma lâmina limpa e seccione a região do meristema, que representa um pedacinho de cerca de 2 a 3mm a partir do ápice. Despreze o resto da estrutura;

4) Pingue uma gota de orceína acética sobre o meristema seccionado e, com muito cuidado, cubra o material com a lamínula;

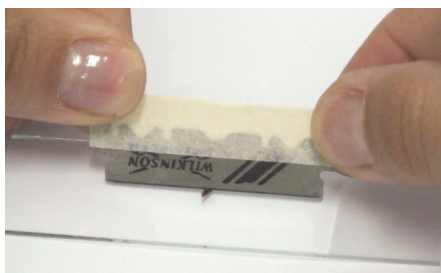


Figura 7.11: retirada do ápice da raiz.

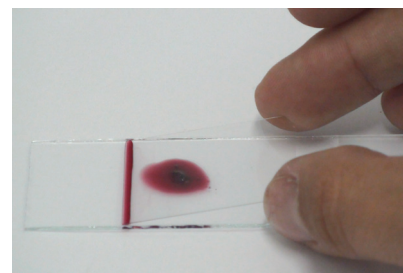


Figura 7.12: montagem da lâmina.

SEGURANÇA: chame atenção para que os alunos não toquem na placa de Petri, pois pode causar queimaduras. Se achar conveniente, deixe esfriar por volta de 2 minutos.

Corte a lâmina ao meio e coloque um pedaço de fita adesiva para que seu manuseio seja feito na região da fita, evitando o contato com a parte cortante. De preferência, acompanhe o manuseio da lâmina por cada grupo e depois a recolha de volta.

5) Com um pedaço de papel absorvente, elimine o excesso de corante, conforme mostra a figura abaixo;

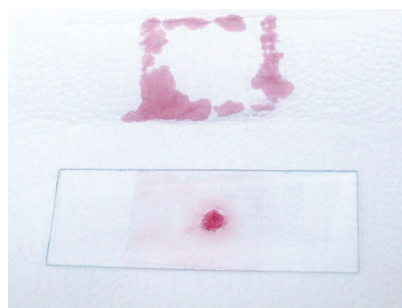


Figura 7.13 : retirada do excesso de corante.

SEGURANÇA: certifique-se de que a lâmina esteja sobre uma superfície lisa. Irregularidades como a interface entre azulejos, por exemplo, podem promover a quebra da lâmina.

Preparação de lâmina para observação de mitose de célula vegetal

6) Cubra a lamínula com o papel absorvente e, cuidadosamente, pressione com o polegar até visualizar uma camada única de células ao microscópio óptico.

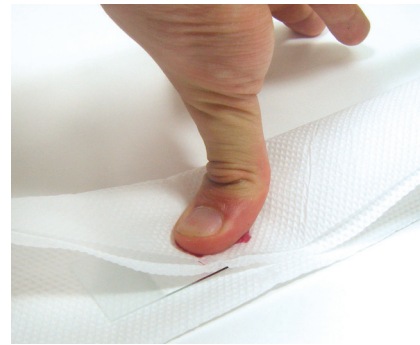
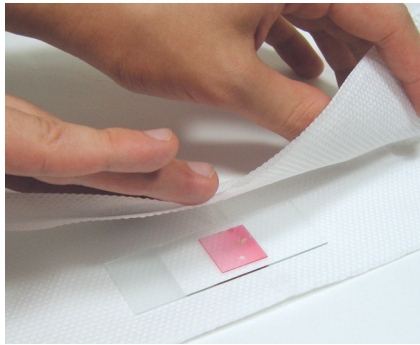


Figura 7.14 : retirada do excesso de corante.

SEGURANÇA: ao esmagar o ápice da raiz entre a lâmina e a lamínula, use a bancada como apoio (figura 7.14).

Certifique-se de que a lâmina esteja sobre uma superfície lisa. Irregularidades como a interface entre azulejos, por exemplo, podem promover a quebra da lâmina.

7) Coloque a lâmina no microscópio e visualize as células em divisão mitótica. O aumento de 1000x proporciona melhor visualização.

O aumento é calculado multiplicando-se o aumento da lente objetiva pelo aumento da lente ocular. Para objetivas, a partir do aumento de 100x, deverá ser usado óleo de imersão.

O óleo de imersão é uma interface líquida que possui o mesmo índice de refração da objetiva. O óleo deve ser usado para a objetiva de 100x, pois fará com que os raios luminosos não se dispersem ao atravessarem o conjunto lâmina-óleo, permitindo a entrada de um grande cone de luz na objetiva, o que melhora a visualização do material.

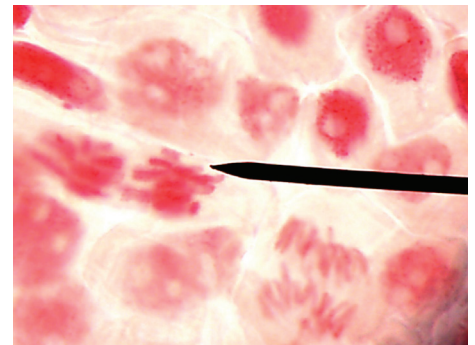


Figura 15: células em mitose (aumento de 1000x).

Para uso do óleo de imersão, pingue uma pequena gota do óleo em cima da lamínula somente quando a for visualizar com a objetiva de 100x. Coloque a lâmina no microscópio e posicione a objetiva. Sendo a maior lente, a objetiva de 100x quase toca na lamínula.

SEGURANÇA: devido à proximidade da objetiva de 100x com a lamínula, a focalização do corte deverá ser feita com muito cuidado, dando preferência à focalização fina, pois a lâmina pode se romper caso a objetiva encoste nela. Encaixe primeiro a objetiva de menor aumento e ajuste o foco. Depois passe para a objetiva seguinte, de maior aumento (use óleo de imersão para a objetiva de 100x).

Espera-se que as células estejam coradas, com os cromossomos destacados por uma coloração mais forte. Nem todas as células da raiz estarão em mitose. Muitas estarão na intérfase, sendo necessário que toda a extensão do corte seja pesquisada.

Caso as células não apareçam definidas ou caso estejam escuras ou sobrepostas, impedindo a visualização de imagens nítidas e claras, é provável que o corte da raiz tenha ficado muito grosso. Tente movimentar a lamínula, girando-a um pouquinho enquanto a pressiona contra a lâmina.

Se não encontrar células em mitose, prepare outra lâmina certificando-se de que seja utilizado um fragmento de apenas 1 ou 2 mm do ápice da raiz.

Você pode mostrar esquemas das fases da mitose para discutir as imagens visualizadas e retomar o conteúdo. No software Lâminário virtual 4 Divisão Celular, são encontrados cortes de cebola e de testículo de gafanhoto que podem ser utilizados para complemento da discussão.

De acordo com a disponibilidade de material (microscópio, lâmina etc.), a classe pode ser dividida em grupos que prepararão sua própria lâmina. Depois, os componentes de cada grupo farão as observações ao microscópio. Caso a quantidade de material seja pequena, é aconselhável que você, professor, prepare a lâmina, demonstrando todos os passos para que haja maior tempo para os alunos poderem fazer as observações ao microscópio.

8. Tratamento de água

Rossi-Rodrigues, Bianca C.; Heleno, Maurício Gomes; Santos, Roney Vander dos; Marchini, Gislaíne Lima; Dias, Florencia M. P. Pereira; Chikuchi, Helika Amemiya; Galembeck, Eduardo.



Resumo

Neste experimento, será realizado um procedimento simples de tratamento de água, no qual, a partir de uma amostra de água turva, será produzida uma amostra límpida e sem odores.

O experimento

Materiais

- Espátulas (ou colheres de café);
- Bastão de vidro ou de madeira;
- Papel filtro ou filtro de café;
- Funil;
- Pipetas Pasteur ou conta-gotas;
- Becker 500mL e 250 mL (ou quaisquer outros frascos de 500 e 250 mL);
- Água poluída, que pode ser coletada de lagos e rios. Não é conveniente coletar água de esgoto ou algum tipo de fonte que ofereça risco de contaminação. A água também pode ser preparada misturando-se água de torneira com terra, ou algum material que produza turbidez na água;
- Solução de cloreto férrico a 10% (encontrado em lojas de materiais eletrônicos) ou sulfato de alumínio;
- Carbonato de cálcio em pó (encontrado em farmácias de manipulação);
- Hipoclorito de sódio 2,5% (pode ser adquirido em postos de saúde, podendo ainda ser substituído por água sanitária);
- Carvão ativo granulado (encontrado em farmácias).



Figura 8.1: materiais necessários.

Procedimento

Sugerimos que esse experimento seja realizado depois de uma atividade de sensibilização, seguida da discussão, a respeito dos efeitos da atividade humana no ambiente. O uso de algum material audiovisual de curta duração, como um videoclipe ou mesmo uma peça publicitária, produzida por alguma ONG, por exemplo, pode ser bastante eficiente para motivar os alunos. Usando palavras-chave como “vídeo campanha água” ou “campanha água” no Google ou em sites como o Youtube, você verá que há bastante material para escolher.

Depois do vídeo, pergunte aos alunos o que entenderam e como definiriam “poluição”. Verifique também se sabem quais são as formas mais comuns de poluição das águas e qual a importância desse recurso para a nossa sobrevivência. Discuta se acham que a água é um recurso inesgotável ou não e por que a água precisa ser tratada. Será que alguém sabe como o tratamento de água é feito?

Você pode fazer uma breve introdução ou discussão sobre eutrofização das águas, já que esta é consequência do lançamento de dejetos humanos e de animais domésticos em rios, lagos e mares. Esses dejetos, por serem ricos em material orgânico, possibilitam a proliferação de bactérias, que consomem grande quantidade de gás oxigênio, acarretando na morte dos organismos aquáticos.

As águas provenientes desses rios e lagos que chegam até as nossas casas necessitam passar por um tratamento para que fiquem com a aparência translúcida, sem odores e em boas condições para ser utilizada. Esse tratamento pode limpar a água, retirando partículas em suspensão e matando os micro-organismos.

Apresente aos alunos o experimento que terá como objetivo demonstrar as etapas de um sistema simples de tratamento de água.

Protocolo Experimental

- 1) Coletar água suja com aspecto turvo retirada, por exemplo, de uma lagoa;

SEGURANÇA: coletar com um frasco grande e com cuidado para não entrar em contato com a água.

Tratamento de água

- 2) Acondicionar aproximadamente 250 mL da água poluída em um béquer;
- 3) Adicionar duas gotas de hipoclorito de sódio 2,5%;



Figura 8.2: adição de hipoclorito de sódio.

O hipoclorito fará a primeira desinfecção da água. É uma substância disponível em postos de saúde e pode ser colocada na água da torneira para garantir a desinfecção. É utilizado para lavar saladas e frutas.

O hipoclorito de sódio 2,5% é usado comumente como produto de limpeza (conhecido comercialmente como água sanitária). No entanto, esse produto contém muitas impurezas na sua composição, sendo aconselhável adquirir o hipoclorito em postos de saúde ou farmácias.

SEGURANÇA: abrir o frasco de hipoclorito de sódio somente para coletar as gotas. Manter o frasco fechado. Não inalar. Não misturar o hipoclorito com outros materiais, porque isso pode gerar gases tóxicos.

- 4) Adicionar três gotas de cloreto férrico e agitar novamente;



Figura 8.3: adição de cloreto férrico (A) e agitação da suspensão (B).

O cloreto férrico possui a capacidade de aglomerar a sujeira (coagulante), formando flocos.

SEGURANÇA: manter o frasco fechado. Não inalar. Em caso de acidentes, lavar com água corrente em abundância.

- 5) Adicionar uma espátula cheia de carbonato de cálcio e misturar (figura 8.4);

O coagulante (cloreto férrico) e o carbonato de cálcio ligam-se formando partículas pesadas que serão depositadas no fundo. A mistura da suspensão simula a floculação, processo de agitação da água para que os flocos se agreguem, permitindo assim uma decantação mais rápida.

- 6) Deixar repousar por 5 minutos;

Esse período simula a decantação, ou o processo de deposição da matéria em suspensão no fundo por ação da gravidade.

Tratamento de água

7) Adicionar uma ponta de espátula de carvão ativo (figura 8.5), não mexer e filtrar (figura 8.6);

O carvão ativo adsorve (liga-se a) as impurezas que restaram da etapa anterior. A filtração posterior retém o carvão ativo e as impurezas adsorvidas por ele. É utilizado também para retirada de odores causados por gases dissolvidos na água que também são retidos por adsorção.

Você pode comentar que o carvão é muito utilizado em filtros de água.



Figura 8.4: adição do carbonato de cálcio.



Figura 8.5: adição do carvão ativo.



Figura 8.6: filtração.

8) Adicionar duas gotas de hipoclorito de sódio ao filtrado;

Essa etapa de cloração tem a finalidade de realizar a desinfecção final, livrando a água de alguns micro-organismos que podem ter restado.

Comente que, mesmo a água tendo passado pelo processo de tratamento, pode haver contaminação em todo o percurso até chegar às nossas casas.

SEGURANÇA: abrir o frasco de hipoclorito de sódio somente para coletar as gotas. Manter o frasco fechado. Não inalar. Não misturar o hipoclorito com outros materiais, pois isso pode gerar gases tóxicos.

9) Observar o aspecto final da água.



Figura 8.7: comparação entre a água não tratada e a tratada.

A água tratada possui aspecto translúcido, livre de partículas em suspensão e livre de micro-organismos.

Discuta a função de cada etapa do tratamento.

Sabe-se que durante o caminho percorrido pela água, nas tubulações da Estação de Tratamento até as casas, pode haver contaminação novamente, sendo que o hipoclorito pode ser adicionado à água para preparo e lavagem de alimentos. Para o consumo, aconselha-se realizar também uma nova filtração.

Você pode discutir potabilidade e algumas doenças transmitidas através de água contaminada, enfatizando a importância de beber água tratada.

9. Observação da diversidade em ambiente aquático - Aula 1

Rossi-Rodrigues, Bianca C.; Heleno, Maurício Gomes; Santos, Roney Vander dos; Marchini, Gislaine Lima; Dias, Florencia M. P. Pereira; Chikuchi, Helika Amemiya; Galembeck, Eduardo.



Resumo

Nesta atividade será observada a biodiversidade existente em uma área de lago, charque ou lagoa, identificando os reinos a que pertencem os seres vivos observados. Será feita coleta de amostras da água para posterior observação da biodiversidade da microbiota aquática.

O experimento

Materiais

- Frascos com tampa para a coleta de água (de até 1 litro) de lago ou lagoa, juntamente com os detritos presentes;
- Binóculos e lupa (opcionais);
- Caderno de campo;
- Luvas.

Procedimento

Professor, planeje uma saída de campo com os alunos no entorno de um lago, charque ou lagoa. Com essa atividade, o aluno poderá identificar os seres vivos no ambiente e, posteriormente, classificá-los nos reinos a que pertencem. Os níveis de classificação taxonômica devem ter sido discutidos numa aula anterior a esta atividade.

Peça para que a classe se divida em grupos e faça as observações. Provavelmente os alunos identificarão os seres vivos por nomes populares. Peça para que, em casa, os grupos construam uma tabela, classificando os seres vivos observados.

Protocolo Experimental

1) Realizar um passeio no entorno do lago, charque ou lagoa, observando e fazendo anotações sobre os seres vivos presentes;

Professor, faça uma breve explicação sobre o que e onde observar e chame atenção para as interações ecológicas que poderão ser observadas (figura 9.1.1).



Figura 9.1.1: diversos tipos de interações ecológicas.

2) Para a coleta de água, escolha um local sombreado na beira do lago, charque ou lagoa (Figura 9.1.2A). Aproxime-se da região escolhida, usando um sapato fechado e luvas. Raspe a boca do frasco na beira do lago de modo a coletar um pouco de sedimento e matéria orgânica, como pequenos galhos e folhas (Figura 9.1.2B). Complete o restante do frasco com pelo menos um litro da água do lago. Feche bem o frasco para evitar o contato com a água coletada.

SEGURANÇA: não entrar em contato direto com a água.

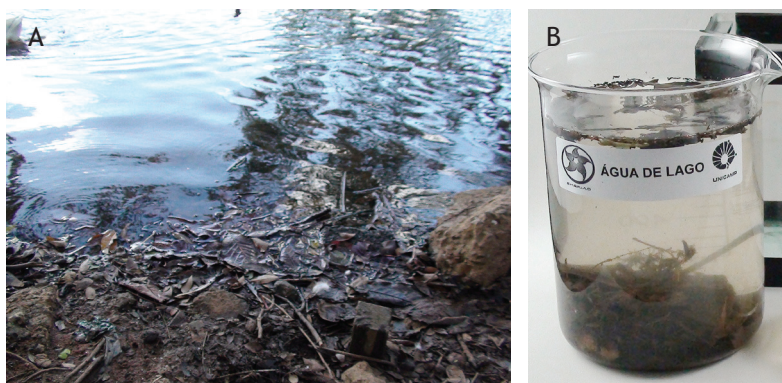


Figura 9.1.2: local de coleta da água (A) e água coletada com detritos (B).

Resumo

Nesta aula, será preparado um meio para cultura de protozoários e também será feita uma observação microscópica inicial da microbiota presente na amostra de água coletada na aula anterior.

O experimento

Materiais

- Cuba de vidro esterilizada;
- Água de lago, lagoa ou charco com sedimentos contendo protozoários;
- Folhas picadas de alface;
- Gaze;
- Lâminas;
- Lamínulas;
- Pipetas;
- Fita adesiva;
- Microscópio.



Figura 9.2.1: materiais utilizados.

Procedimento

Professor, inicialmente, explique a montagem da cuba. Faça uma breve discussão sobre a microbiota, perguntando que tipos de seres vivos os alunos supõem encontrar na água.

Protocolo Experimental

Observação da água coletada

- 1) Preparar uma lâmina com uma gota da água (figura 9.2.2A) e cobrir com lamínula (figura 9.2.2B);

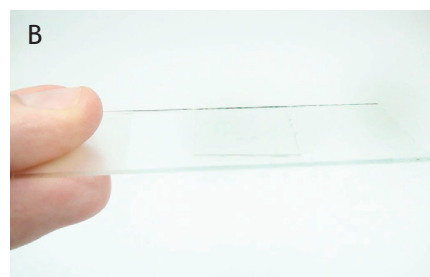
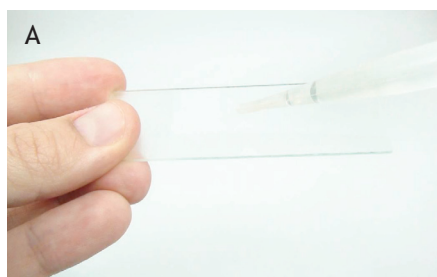


Figura 9.2.2: pingar uma gota da água na lâmina (A); cobrir a gota com a lamínula (B).

- 2) Observar a água coletada ao microscópio em diversos aumentos e desenhar os protozoários ou outros seres vivos encontrados;

Poderão ser observados restos de folhas, bactérias e possíveis protozoários.

Preparo do meio de cultivo

- 1) Na cuba de vidro, colocar aproximadamente 1 litro da água coletada do lago com sedimentos (figura 9.2.3);
- 2) Depositar as folhas de alface picadas (figura 9.2.4);
- 3) Cobrir com gaze para evitar a entrada de insetos e vedar com fita adesiva (figura 9.2.5);
- 4) Colocar a cuba em local pouco iluminado e aguardar 7 dias (figura 9.2.6).



Figura 9.2.3: adicionando a água na cuba.



Figura 9.2.4: adição de alface na cuba de vidro.



Figura 9.2.5: fechando a cuba com gaze.



Figura 9.2.6: cuba preparada.

Resumo

Nesta aula, será observada a microbiota cultivada no meio de cultivo (cuba de vidro) preparado 7 dias antes.

O experimento

Materiais

- Meio de cultura contendo protozoários;
- Lâmina para microscópio;
- Lamínula para microscópio;
- Papel absorvente;
- Pipeta de Pasteur;
- Microscópio.



Figura 9.3.1: materiais utilizados.

Procedimento

Protocolo Experimental

- 1) Retirar um pouco de água da cultura de protozoários com a pipeta de Pasteur (figura 9.3.2);
- 2) Preparar uma lâmina com uma gota da água (figura 9.3.3A) e cobrir com lamínula (figura 9.3.3B);



Figura 9.3.2: retirada de amostra da água

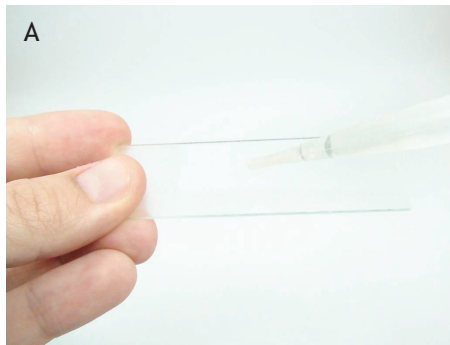
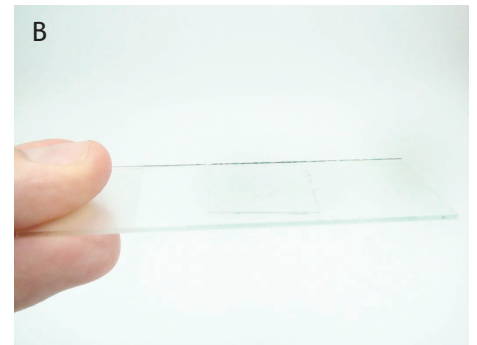


Figura 9.3.3: pingar uma gota da água na lâmina (A);



cobrir a gota com a lamínula (B).

- 3) Observar a água coletada ao microscópio em diversos aumentos e desenhar os protozoários e/ou outros seres vivos encontrados;

Discuta o que foi observado, identificando os diferentes seres vivos, como bactérias e protozoários. Chame atenção também para os restos de folhas e terra que contribuem para que a microbiota se desenvolva. Pergunte se houve diferença desse material em comparação com a observação realizada na aula anterior. Qual o papel do alface no meio de cultivo? O alface teve justamente a função de disponibilizar nutrientes para o meio.

10. Chave taxonômica de identificação para ordens de insetos

Heleno, Maurício Gomes; Rossi-Rodrigues, Bianca Caroline; Dias, Florencia M. P. Pereira; Chikuchi, Helika Amemiya; Galembeck, Eduardo.



Resumo

Esta aula tem o objetivo de favorecer o aprendizado do aluno sobre os critérios utilizados na classificação taxonômica por meio de uma chave de identificação para as ordens mais comuns de insetos.

O experimento

Materiais - Coleta

- Puçá;
- Frasco matador;
- Pinças;
- Envelope entomológico.



Figura 10.1: materiais necessários.

Materiais - Identificação

- Insetos coletados previamente;
- Pinças;
- Lupa ou lente de aumento.



Figura 10.2: materiais necessários.

Procedimento

Professor, a aula de classificação de insetos deve ser planejada com alguns dias de antecedência para que você tenha tempo de orientar seus alunos na coleta de pequenos animais invertebrados que podem ser encontrados dentro de casa e da escola, no quintal ou jardim, nas praças, etc. Esses animais devem ser trazidos para a escola, juntamente com os outros materiais necessários descritos no protocolo. A coleta deve respeitar o meio ambiente e ser pautada por critérios éticos. É um momento de grande ludicidade e intenso potencial educativo, que deve ser adequadamente explorado pelo professor.

Coleta dos insetos

Muitos insetos podem ser encontrados sobre plantas. Eles estão presentes também no ambiente doméstico, em grãos alimentícios, em livros e papéis e sobre os animais domésticos ou de estimação. Alguns insetos vivem em situações ocultas, como embaixo pedras, pedaços de madeira ou cascas de árvores. Frutas caídas do pé e em decomposição contêm verdadeiras comunidades de insetos.

SEGURANÇA: muito cuidado ao capturar os insetos, pois estes procurarão se defender picando ou mordendo. Portanto manuseie os insetos coletados com pinças.

Procure no solo, entre folhas caídas, nas copas das árvores e em pequenos corpos e cursos d'água. A coleta de insetos é feita por meio de diferentes tipos de redes, na coleta direta ou ativa. Nesta etapa, os alunos podem construir instrumentos de coleta de insetos. Dependendo dos métodos utilizados, as coletas podem ser divididas em duas categorias:

- Ativas: o coletor utiliza rede entomológica ou de varredura, pinças e frasco matador.
- Passivas: o coletor deixa que as armadilhas façam o trabalho de captura, sem sua interferência direta.

Material de coleta

Recipientes para acomodar os insetos capturados vivos (pequenos vidros transparentes, por exemplo); alguns vidros com boca grande, para acondicionar insetos maiores e, sobretudo, borboletas; pequenos envelopes para acomodar borboletas, pinças, puçá e rede de varredura.

Chave taxonômica de identificação para ordens de insetos

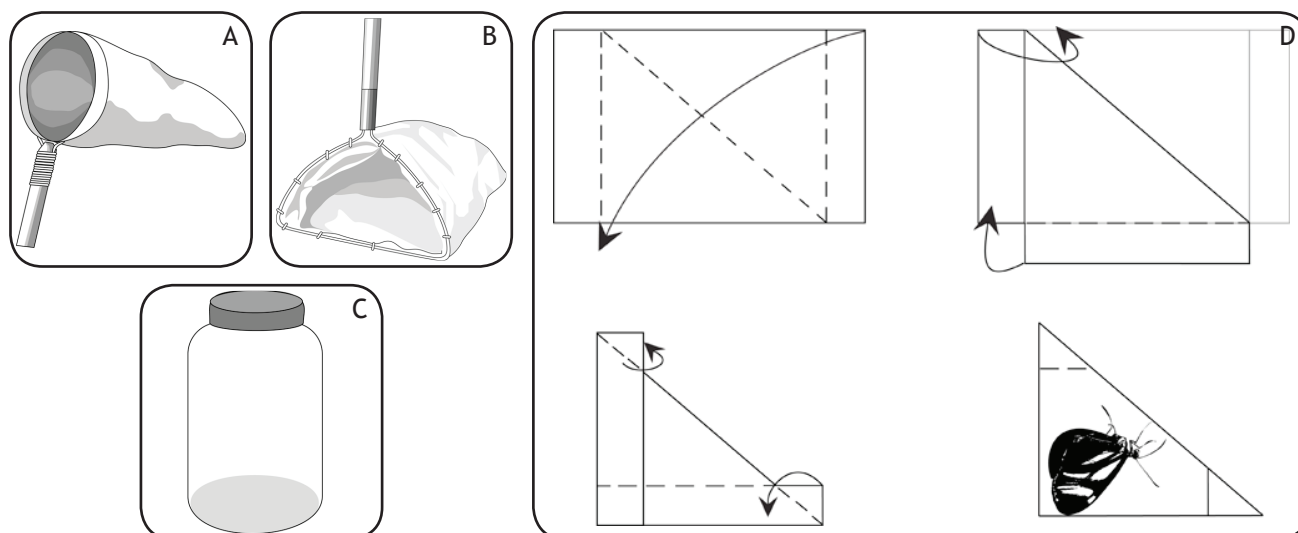


Figura 10.3: materiais de coleta: puçá (A), rede de varredura (B), frascos matadores (C) e envelope entomológico (D).

REDE ENTOMOLÓGICA: também denominada puçá, é constituída por um cabo de madeira ou outro material leve (como alumínio), ao qual se prende um aro de metal e um saco de filó ou organza (voil) com o fundo arredondado. É ótima para se capturar insetos em voo, como libélulas, borboletas e mariposas, moscas, abelhas, vespas, cigarras e outros.

REDE DE VARREDURA: é parecida com a rede entomológica, mas a armação de metal é mais reforçada e reta na extremidade. O saco é geralmente feito de lona ou outro tecido resistente. A vegetação é “varrida” com ela, de modo que muitos invertebrados acabam sendo coletados.

FRASCO PARA SACRIFÍCIO DOS INSETOS: em um vidro (um frasco de maionese de 500 g, vazio e com tampa, servirá muito bem) coloca-se um pouco de algodão no fundo para diminuir a mobilidade dos insetos e amortecer os impactos com os movimentos, para não danificar a estrutura dos insetos. O frasco deve ser fechado, colocado em congelador, onde os insetos devem permanecer até que morram (cerca de 10 a 15 minutos).

ENVELOPE ENTOMOLÓGICO: com uma folha de papel, dobrar conforme a indicação da figura 3D. Serve para acondicionar as borboletas e mariposas com as asas dobradas.

Sugerimos que a aula prática seja inserida como uma das atividades sobre o tema classificação dos seres vivos.

Assim, você pode iniciar o desenvolvimento deste tema apresentando um áudio sobre a biografia de Lineu, o “pai” da taxonomia, para dar aos alunos uma visão histórica do processo. A Taxonomia de Lineu ainda é extensamente citada e utilizada nas ciências biológicas. Ela foi desenvolvida por Carolus Linnaeus (Conhecido normalmente como Carl von Linné, ou em português como Carlos Lineu, ou mais frequentemente por Lineu) no Século XVIII, durante o período de grande expansão da história natural. A taxonomia de Lineu classifica os seres vivos em uma hierarquia, começando com os Reinos. Reinos são divididos em Filos. Filos são divididos em classes, então em ordens, famílias, gêneros e espécies.

Quando um cientista descobre um novo inseto, ele procura classificá-lo dentro de uma categoria já existente, baseado em uma lógica estabelecida, verifica a qual família e gênero o animal pertence e, por fim, escolhe um nome para a nova espécie. Lineu estabeleceu o mais usado padrão de classificação taxômica. Atualmente a taxonomia é utilizada em um sentido mais abrangente, podendo aplicar-se à classificação de coisas ou aos princípios subjacentes da classificação. Quase tudo - objetos animados, inanimados, lugares e eventos - pode ser classificado de acordo com algum esquema taxonômico.

Após esta discussão inicial, explique para os alunos que eles realizarão uma atividade prática na qual classificarão os insetos que coletaram. Apresente, usando as ilustrações do livro ou por meio de desenhos na lousa, as principais características morfológicas que permitem a identificação do filo artrópodes e de suas classes (insetos, crustáceos, aracnídeos, quilópodes e diplópodes). Se os seus alunos tiverem pouco conhecimento sobre as características dos artrópodes, é provável que na coleta que realizaram também tragam caracóis e lesmas (que são do filo moluscos). Estimule seus alunos a compararem a morfologia desses animais com a dos artrópodes e questione por que não são artrópodes. Discuta com os alunos o motivo da escolha dos artrópodes e, dentro desse filo, especificamente dos insetos, que constituem o grupo mais numeroso em todo o reino animal. Fale sobre a importância dos insetos, comente sobre suas adaptações e diversidade. Por fim, explique como a chave deverá ser utilizada e peça que iniciem a identificação das ordens dos insetos coletados, separando da amostra os artrópodes que não pertençam à classe dos insetos.

Protocolo experimental

1) Coletar previamente alguns insetos em diferentes locais: dentro da casa ou da escola, no quintal, no jardim ou em

Chave taxonômica de identificação para ordens de insetos

praças próximas. Convém explicar ao aluno que cada animal coletado deve ser colocado em recipientes que contenham a identificação do local onde foi encontrado;

Identificação de insetos através da Chave de identificação para ordens de insetos

1) Observar os insetos coletados:

- Verificar que os insetos apresentam o corpo dividido em três partes (cabeça, tórax e abdome), três pares de pernas localizadas no tórax e um par de antenas na cabeça. Caso encontre animais com 4 pares de pernas (aracnídeos) ou mais (diplópodes, quilópodes ou crustáceos), estes não se enquadrarão na chave abaixo;

- Observar atentamente as características morfológicas dos insetos coletados, utilizado para isto uma lupa ou lente de aumento.

2) Relacionar as características morfológicas do inseto para determinar à qual ordem este pertence, usando a chave de identificação para ordens de insetos, apresentada na tabela a seguir. Esta chave se baseia na dicotomia das características morfológicas apresentadas pelos insetos e deve ser usada da maneira que explicamos a seguir:

Com o inseto colocado sobre uma folha de papel, por exemplo, a primeira coisa que deve ser feita é ler o item 1 da chave, onde está escrito: “1.a - Insetos com asas visíveis” e “1.b - Asas não visíveis ou ausentes”. Verifique então essa característica no inseto. Se estiver de acordo com o item “1.a.” (se tiver asas visíveis), siga para o item do número da coluna à direita, ou seja, 2. E se o inseto se encaixar no item “1.b” (se as asas forem não visíveis ou ausentes), faça a mesma coisa: siga para o item do número da coluna à direita, ou seja, 11.

3) Após a identificação das ordens às quais pertencem os insetos coletados, pesquisar no seu livro de Biologia ou em casa o nome popular dos insetos desconhecidos;

4) Desenhar o inseto coletado e identificá-lo com seu nome popular e a ordem à que pertence.

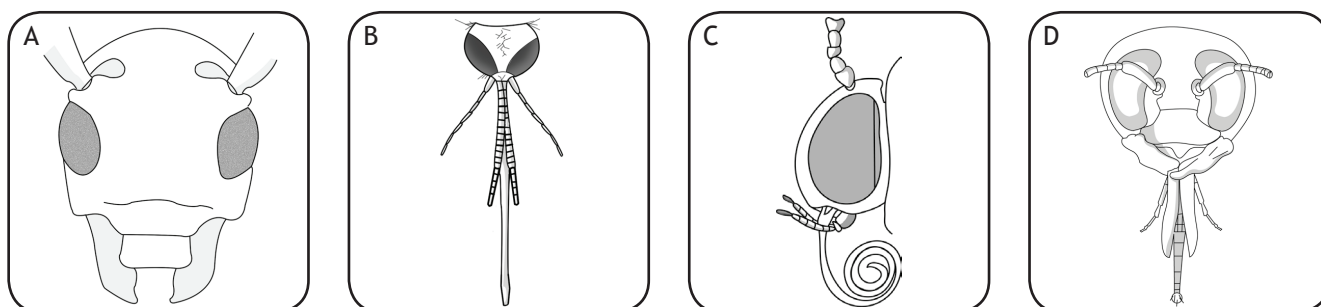


Figura 10.4: tipos de aparelho bucal de insetos: mastigador (A), sugador labial (B), sugador maxilar (C) e lambedor (D).

CHAVE DE IDENTIFICAÇÃO PARA ORDENS DE INSETOS.		
1.a	Insetos com asas visíveis.	2
1.b	Insetos com asas não visíveis ou ausentes.	11
INSETOS COM ASAS		
2.a	Um par de asas.	3
2.b	Dois pares de asas.	4
3	Só um par de asas.	Diptera
4.a	Os dois pares são diferentes na estrutura (1º mais espesso que o 2º).	5
4.b	Os dois pares são semelhantes na estrutura.	8
5.a	1º par mais espesso, em forma de carapaça (figura 4).	Coleoptera
5.b	Parte do 1º. par de asas coriácea (mais espessa, mais grossa).	6
6.a	1º par de asas coriáceas na base e membranosa nas extremidades, aparelho bucal sugador (figura 5).	Hemiptera
6.b	1º par de asas coriáceas com nervuras, aparelho bucal mastigador.	7
7.a	Seis pernas para caminhar.	Blattodea
7.b	Pernas posteriores longas e projetadas para saltar.	Orthoptera

Chave taxonômica de identificação para ordens de insetos

8.a	Asas cobertas com escamas.	Lepidoptera
8.b	Asas não cobertas com escamas, claras e membranosas.	9
9.a	Aparelho bucal sugador.	Hemiptera Sub-ordem Homoptera
9.b	Aparelho bucal não sugador.	10
10.a	Asas com poucas ou nenhuma nervura.	Hymenoptera
10.b	Asas com muitas nervuras.	Odonata
INSETOS SEM ASAS *		
11.a	Cintura estreita, sem projeções caudais na extremidade do abdome.	Hymenoptera
11.b	Cintura larga, com duas projeções caudais curtas na extremidade do abdome.	Isoptera
11.c	Pequenos insetos achatados lateralmente, aparelho bucal sugador, pernas posteriores saltadoras.	Siphonaptera
11.d	Insetos muito delicados com caudas e antenas filiformes, longas e unidas.	Thysanura

* Muitos dos insetos não possuem asas quando adultos. Alguns deles estão listados em 11.a, 11.b, 11.c e 11.d.

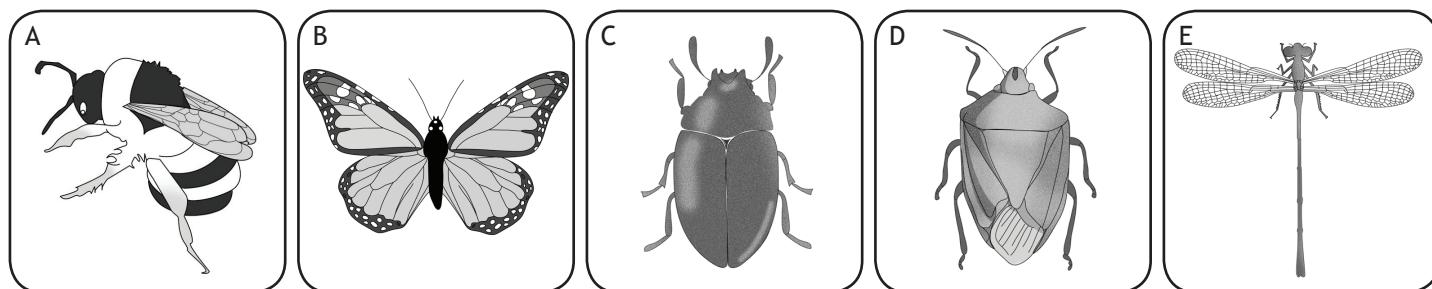


Figura 10.5: tipos de asas de insetos: membranosas (A), com escamas (B), carapaça (C), coriácea e membranosa nas extremidades (D) e membranosas com muitas nervuras (E).



Resumo

Nesta aula, serão identificados os conhecimentos prévios dos alunos sobre a diversidade de espécies de aves, explorando o reconhecimento das características anatômicas das aves para o melhor entendimento das relações entre as formas e as funções que desempenham.

O experimento

Materiais

- Lápis;
- Papel.

Procedimento

As aves têm sido tradicionalmente usadas como modelo para os estudos sobre evolução e especiação e até como indicadores de qualidade ambiental. Charles Darwin baseou boa parte de sua teoria sobre a evolução dos seres vivos no estudo de tentilhões (aves da mesma família do tico-tico) das ilhas Galápagos.

Além do aspecto histórico, há grande vantagem prática no emprego de aves como modelo de estudo: este grupo está representado por mais de 1.700 espécies em nosso país e essas são quase sempre os animais vertebrados mais facilmente observáveis. O grande número de publicações sobre aves, como guias de campo e websites, facilita o acesso a informações sobre as espécies dessa classe.

Esta aula enfoca a exploração de características anatômicas das aves para o melhor entendimento das relações entre as formas e as funções que desempenham. Esta reflexão também abre oportunidades para discussões sobre as teorias evolutivas.

Explique aos alunos que o projeto será desenvolvido em três aulas, comentando resumidamente cada uma delas. Deixe claro que haverá uma discussão sobre os resultados na terceira aula, que servirá de avaliação. Isso proporcionará maior cuidado nas anotações dos procedimentos.

Peça que a classe se divida em grupos que deverão ser mantidos até o final do projeto.

Protocolo experimental

- 1) Listar o maior número possível de espécies de aves que os alunos conhecem;
- 2) Escrever o que os alunos sabem sobre tais espécies;

Incentive os alunos a listarem o maior número possível de espécies de aves que conhecem e o que sabem sobre essas espécies. Os alunos com maior conhecimento podem descrevê-las oralmente ou desenhá-las para os colegas que não as conhecem.

Para que essa troca de informações seja eficiente, é interessante a separação de grupos com o objetivo de que cada um contenha pelo menos um aluno com conhecimento mais avançado sobre o assunto.

Caso os conhecimentos prévios dos alunos sejam muito limitados, o professor deve intervir, mostrando ilustrações de algumas espécies selecionadas.

- 3) Para classificar as espécies, agrupe-as conforme as suas semelhanças.

Uma vez que os alunos já possuem uma lista de espécies conhecidas, trabalhe os critérios que unem ou separam diferentes espécies conforme suas características morfológicas. Os alunos devem agrupar as espécies de acordo com as semelhanças que encontrarem e o professor pode intermediar as decisões dos grupos com orientações sobre como comparar os formatos dos bicos, dos pés, o tamanho, o formato das asas etc.

Os grupos poderão, então, comparar suas classificações e discutir as diferenças.

Não é o objetivo desta atividade discutir com precisão a classificação taxonômica dos grupos de aves, mas se houver tempo e recursos, o professor pode comparar a classificação dos alunos com a oficial. Além dos diversos livros e guias de campo, o professor pode utilizar a lista oficial do Comitê Brasileiro de Registros Ornitológicos, que pode ser encontrada no site www.cbro.org.br.

Resumo

Nesta aula, utilizando as aves como modelo de observação, os alunos farão uma observação naturalística para reconhecer diferenças e semelhanças de grupos distintos de seres vivos.

O experimento

Materiais

- Lápis;
- Papel;
- Guia de campo (se disponível);
- Binóculos (se disponível).

Dicas de obtenção de materiais

Se por algum motivo, como mau tempo ou por questões logísticas, a saída da sala de aula não for possível, ainda há como explorar livros na biblioteca, sites específicos, revistas ou até mesmo desenhos feitos pelos próprios alunos.

Procedimento

1) Observar as aves nas áreas verdes da própria escola ou de suas proximidades, segundo o roteiro de observação.

Agora que os grupos já foram formados e os alunos reconheceram o foco da atividade, é possível partir para a observação direta nas áreas verdes da própria escola ou de suas proximidades. Se sua escola dispuser de recursos para a visita de um parque ou zoológico, a experiência será mais rica, mas uma simples observação em uma área arborizada pode ter resultados ainda melhores se bem organizada. Cada grupo deve ter em mãos o roteiro proposto ou adaptações desse. O produto dessa observação deve ser uma lista das espécies avistadas contendo pelo menos os hábitos observados e os formatos dos bicos e dos pés, conforme as descrições apresentadas a seguir.

SEGURANÇA: informe-se previamente sobre as características do local que utilizará para a observação de campo a fim de identificar riscos potenciais.

As aves apresentam poucos riscos à saúde do ser humano, a não ser quando aglomeradas em espaços confinados, como no caso de pombos urbanos cujas fezes acumuladas podem ser focos de esporos de fungos e de protozoários que nos causam problemas respiratórios.

Outro problema comum em excursões a parques é a infestação por carrapatos que são potenciais vetores de febre maculosa. Caso a área que você irá visitar esteja infestada por carrapatos, evite o contato com a vegetação, especialmente com as gramíneas próximas a cursos d'água.

Se os alunos utilizarem binóculos ou lunetas, certifique-se que nunca apontem esses instrumentos diretamente para o sol, pois a alta intensidade luminosa pode causar danos irreversíveis à retina.

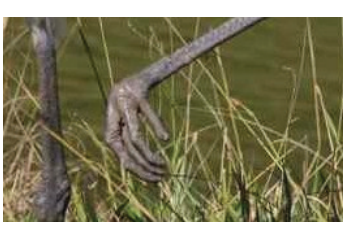
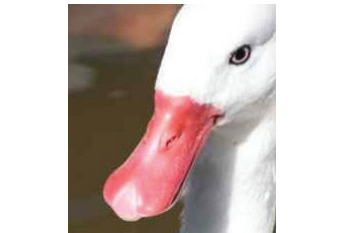
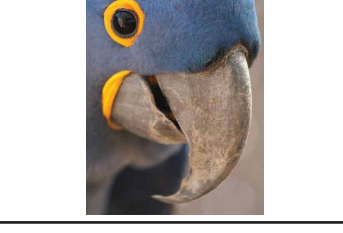
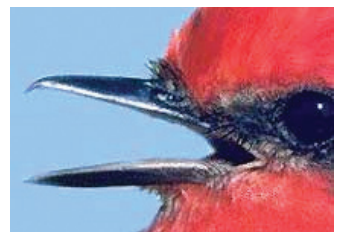
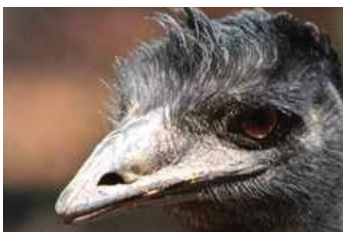
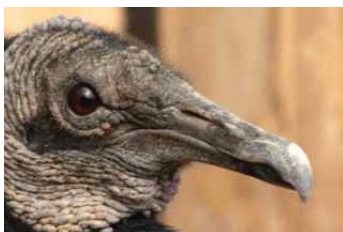
Sugestão de montagem da tabela

Ao observar as espécies em seus ambientes naturais, preste atenção principalmente aos formatos dos pés e dos bicos e procure reconhecê-los nas imagens, anotando as observações na tabela (você pode usar as letras para ganhar tempo, por exemplo, pé “tipo a” e “bico tipo b”). Anote, se possível, outras características das espécies, como os alimentos que consomem, a forma como se locomovem e o ambiente em que vivem.

ESPÉCIE *	TIPO DE PÉ	TIPO DE BICO	ALIMENTAÇÃO	HÁBITOS E HABITAT

* Se não souber o nome, descreva a aparência geral para tentar identificá-la posteriormente.

Observação de bicos e patas de aves: a ave e o ambiente - Aula 2

PÉS			
			
Gavião: músculos fortes, unhas curvas, longas e afiadas. Três dedos para frente e um para trás.	Pé generalista: típico dos passarinhos. Pode ser usado para caminhar, pular e empoleirar-se.	Dois ou três dedos muito fortes usados para caminhar, correr e eventualmente se defender.	Dois dedos para frente e dois para trás. Os pares de dedos ficam juntos, um para cada lado.
			
Dedos extremamente longos em relação ao comprimento dos pés.	Dedos bem separados (3 para frente e 1 para trás) e pernas longas.	Membrana entre os dedos.	Dois dedos para a frente e dois para trás (todos fortes) com unhas curvas.
BICOS			
			
Bico médio, largo e alto.	Bico desproporcionalmente longo e levemente curvo.	Bico muito comprido e achatado na ponta.	Bico triangular, fino e pontudo.
			
Bico extremamente longo, fino e reto.	Bico totalmente curvo, forte e pontudo.	Bico curvo na ponta e afiado.	Bico muito longo, fino e levemente curvo.
			
Bico generalista: curto ou médio, fino, às vezes levemente curvo na ponta e que funciona como uma pinça para capturar alimentos pequenos (o mais comum).	Bico alto, largo, forte e triangular, típico de espécies que não voam.	Bico curto e triangular (grosso na base).	Bico médio com a ponta curva.

Resumo

Nesta aula usaremos as observações da aula anterior para estabelecer relações entre as características identificadas nas aves e suas funções, considerando o modo de vida de cada espécie. Aprofundaremos o tema com uma discussão sobre a evolução dessas características ao longo do tempo.

O experimento

Materiais

O fechamento desta atividade pode ter êxito até mesmo na ausência total de materiais, mas, caso haja a possibilidade de visualização de imagens apresentadas por um projetor de slides, transparência ou impressas em papel, a realização da atividade pode ser mais rica e eficiente.

Procedimento

Os grupos devem organizar as observações individuais numa única observação discutindo aspectos da classificação, hábitos de vida e adaptação.

- Retome brevemente as aulas anteriores;
- Os alunos deverão ter em mãos as anotações da aula anterior.

Cada grupo deve responder às seguintes questões com base nas observações feitas na aula anterior.

Questões para discussão

1) Podemos perceber que a diversidade das espécies de aves é muito grande e que, portanto, é necessário dividir as espécies em grupos (ordens, famílias e gêneros) para que seja possível estudá-las separadamente.

Agrupe as espécies observadas pelo seu grupo conforme as características abaixo (uma de cada vez):

1º Classificação: usando como critério o formato dos pés;

2º Classificação: usando como critério o formato dos bicos;

2) As classificações acima foram idênticas? Qual seria sua explicação para esse fato?

Ao término das questões, promova uma discussão entre os grupos sobre suas classificações, retomando ou introduzindo a teoria da seleção natural. Nesse momento é possível compará-la ao lamarquismo. Os alunos devem ser encorajados a criar e a discutir hipóteses sobre a evolução de cada grupo e sua diversificação em várias espécies.

Uma investigação interessante pode ser comparar os critérios de classificação. Percebemos que, se classificarmos as aves com base no critério “formato do bico”, os agrupamentos nem sempre serão correspondentes aos agrupamentos formados por “formato dos pés” ou “hábitos alimentares”. Esse fato gera a oportunidade de apresentarmos o conceito de convergência evolutiva, pois muitas vezes espécies de grupos diferentes acabam desenvolvendo adaptações semelhantes para explorar um mesmo nicho.

Um bom exemplo de convergência evolutiva em aves é o caso dos urubus e das aves de rapina. Antigamente pensava-se que urubus faziam parte do grupo das aves de rapina, mas atualmente vários estudos, inclusive os genéticos, apontam as cegonhas como os parentes mais próximos dos urubus. Segundo essa teoria, os ancestrais dos urubus eram parecidos com cegonhas que se adaptaram a comer carniça e, ao longo da evolução, desenvolveram o voo planado, bico curvo e visão aguçada, que são características em comum com as aves de rapina, que também costumam consumir animais mortos.

12. Construção de modelos tridimensionais de célula - Aula 1

Araujo, Ana Luiza; Rossi-Rodrigues, Bianca Caroline; Dias, Florencia M. P. Pereira; Chikuchi, Helika Amemiya; Galembeck, Eduardo.



Resumo

Esta aula tem como finalidade o estudo da célula, mais especificamente a comparação entre diferentes tipos celulares. Para isso, é proposta a confecção de modelos de células procariótica, eucariótica animal e eucariótica vegetal, através do uso de massa de modelar e isopor (ou massa de modelar e gel de cabelo). Nesta primeira aula, serão confeccionados os modelos de estruturas celulares com massa de modelar e outros materiais.

Em anexo, no final desse roteiro, segue a sugestão de um protocolo de montagem de um modelo de célula feito através do uso de massa de modelar e de gel de cabelo.

O experimento

Materiais

- Placa de isopor grande;
- Massa de modelar de várias cores (pode ser substituída por massa de biscuit);
- Tinta guache (ou acrílica) de várias cores;
- Pincel;
- Caneta preta para retroprojeter (e uma colorida, se possível);
- Arame;
- Bexigas;
- Miçangas pequenas pretas;
- Fitas coloridas;
- Palitos de dente;
- Fita adesiva;
- Tesoura;
- Estilete ou algum material cortante para manipulação do isopor.

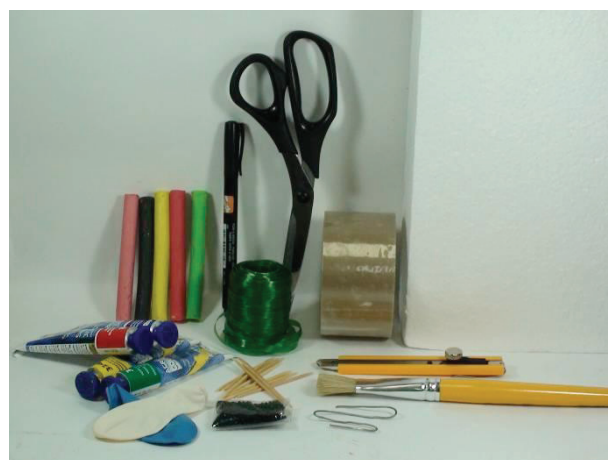


Figura 12.1.1: materiais necessários.

Procedimento

Os seres vivos, com exceção dos vírus, são formados por células. Os três tipos de células que serão confeccionadas possuem estruturas celulares com funções semelhantes. Esse projeto permitirá o estudo dos diferentes tipos de células, reconhecendo suas funções e suas diferenças.

Nesse projeto, é proposto que grupos de alunos confeccionem as diferentes estruturas celulares das diferentes células. As células serão montadas em grupo nas aulas posteriores, de forma que cada grupo de alunos contribuirá com um conjunto diferente de estruturas celulares.

Em uma aula anterior à realização da atividade prática, organize a classe em grupos e explique que eles farão uma atividade para confeccionar três tipos de células (procariótica, eucariótica animal e eucariótica vegetal) com massa de modelar, sendo que cada grupo ficará responsável pela confecção de um conjunto de estruturas celulares. Não se esqueça de organizar quais materiais os grupos deverão providenciar para a realização da aula. Sugerimos que a classe seja dividida em cinco grupos, cada qual responsável por um conjunto de estruturas celulares, como mostra a divisão sugerida na tabela abaixo.

Os grupos que confeccionarão o citosol ficarão responsáveis pela modelagem do “corpo” da célula, o molde de isopor sobre o qual o modelo da célula será montada.

GRUPOS	ESTRUTURAS CELULARES A SEREM CONFECCIONADAS
GRUPO 1	CÉLULA VEGETAL: - Citosol - Parede celular - Membrana plasmática - Ribossomos - Citoesqueleto

GRUPO 2	CÉLULA ANIMAL: - Citosol - Membrana plasmática - Ribossomos - Citoesqueleto
GRUPO 3	CÉLULA PROCARIÓTICA: - Citosol - Parede celular - Membrana plasmática - Ribossomos
GRUPO 4	- Núcleo das células animal e vegetal - DNA da célula procariótica - Mitocôndria das células animal e vegetal - Cloroplasto da célula vegetal
GRUPO 5	- Retículo Endoplasmático liso e rugoso das células animal e vegetal - Complexo golgiense das células animal e vegetal - Lisossomos/Peroxisomos das células animal e vegetal - Centríolo da célula animal - Vacúolo da célula vegetal

Ainda na aula anterior, divida as estruturas celulares entre os grupos e peça que os alunos tragam na aula seguinte um pequeno trabalho de, no máximo, uma página, contendo um estudo sobre as principais funções e as posições na célula das estruturas celulares do seu grupo. Peça para cada grupo trazer também imagens das estruturas celulares para que possam ter uma referência para a modelagem. Esse trabalho é fundamental para que cada grupo possa confeccionar adequadamente suas estruturas celulares.

Na primeira aula do projeto, antes de iniciar o trabalho com a massa de modelar, faça uma breve observação sobre proporção e dimensões entre a célula e as estruturas celulares. Estabeleça com a classe o tamanho do “corpo” da célula, ou seja, a base sobre a qual ela será montada, que será confeccionada de isopor para que as estruturas celulares sejam proporcionalmente moldadas pelos grupos.

No final desse roteiro, segue a sugestão de um segundo protocolo de montagem de um modelo, feito de gel de cabelo, para as três células (procariótica, eucariótica animal e eucariótica vegetal).

Protocolo experimental

Esse protocolo apresenta sugestões passo a passo com maneiras e materiais para a modelagem das células e das estruturas celulares. Os materiais sugeridos são massa de modelar, miçangas, arame, bexiga, fitas coloridas, isopor e tinta. Os alunos podem ter acesso a esse protocolo, mas é importante deixá-los abertos a criar novas formas de confecção, incentivando a criatividade.

Sugestão de modelagem das estruturas celulares

Montagem do “corpo” da célula com placa de isopor

A placa de isopor grande deve ser cuidadosamente cortada com um estilete ou outro material cortante em três formatos:

- Redondo - célula animal (figura 12.1.2A);
- Quadrado - célula vegetal (figura 12.1.2B);
- Elíptico/oval - célula procariótica (figura 12.1.2C).



Figura 12.1.2: (A) recorte do isopor no formato circular, (B) retangular e (C) elíptico/oval.

Construção de modelos tridimensionais de célula - Aula 1

Ressalte na discussão a relação de tamanho entre essas células. Apesar de o tamanho das células procarióticas ser bastante variável, na ampla maioria das vezes ela é muitas vezes menor que a célula eucariótica. Para o modelo, não é viável reproduzir as dimensões, mas é importante pontuá-las.

Citosol

1. Pintar a parte superior dos três isopores com tinta azul clara (figura 12.1.3).



Figura 12.1.3: (A) pintura do citosol da célula animal, (B) da célula vegetal e (C) da célula procariótica.

Parede Celular

1. Célula vegetal

- 1.1 Pintar a lateral do isopor quadrado de verde (figura 12.1.4);



Figura 12.1.4: pintura da lateral da parede celular da célula vegetal.

- 1.2 Na parte superior, fazer uma borda de aproximadamente metade da espessura de um dedo e pintá-la de verde (figuras 12.1.5A e 12.1.5B).

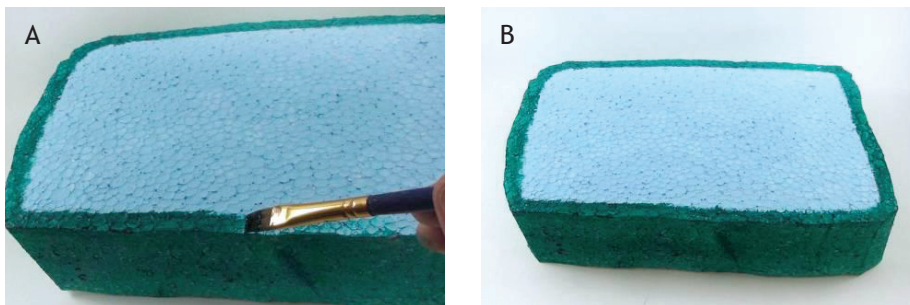


Figura 12.1.5: (A) pintura da parte superior da parede celular da célula vegetal; (B) Citosol e parede celular da célula vegetal finalizados.

2. Célula procariótica

- 2.1. Pintar a lateral do isopor elíptico/oval de amarelo (figura 12.1.6);

- 2.2 Na parte superior, fazer uma borda de aproximadamente metade da espessura de um dedo e pintá-la de amarelo (figuras 12.1.7A e 12.1.7B).



Figura 12.1.6: pintura da lateral da parede celular da célula procariótica.

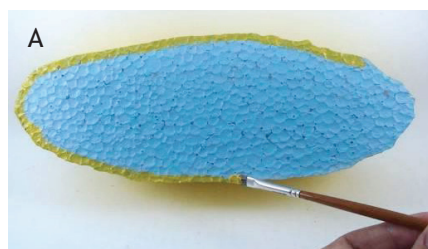


Figura 12.1.7: (A) pintura da parte superior da parede celular da célula procariótica, e (B) Citosol e parede celular da célula procariótica finalizados.



Membrana Plasmática

1. Célula animal: Pintar a lateral do isopor redondo de roxo (figura 12.1.8).

1.2 Célula vegetal: Na parte superior do isopor, desenhar uma linha fina roxa com um pincel fino ou um palito de dente, entre a borda verde, que representa a parede celular, e o centro pintado de azul claro, que representa o citosol (figuras 12.1.9A e 12.1.9B). A membrana plasmática também pode ser feita com uma caneta colorida para retroprojeter;



Figura 12.1.8: pintura da membrana plasmática da célula animal.

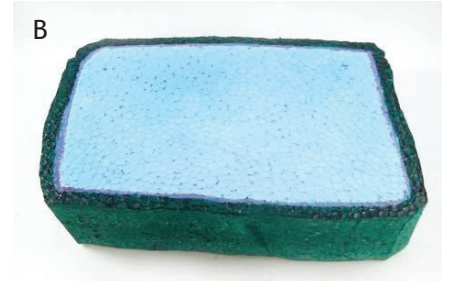
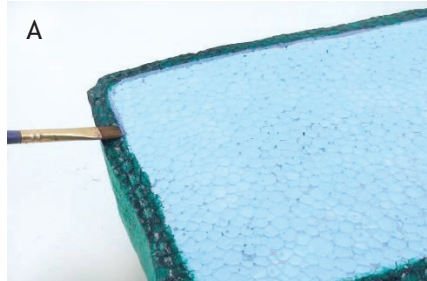


Figura 12.1.9: (A) pintura da membrana plasmática da célula vegetal, e (B) Citosol, parede celular e membrana plasmática da célula vegetal finalizados.

1.3 Célula procariótica: Na parte superior do isopor, desenhar uma linha fina roxa com um pincel fino ou um palito de dente, entre a borda amarela, que representa a parede celular, e o centro pintado de azul claro, que representa o citosol (figuras 12.1.10 A e 12.1.10 B). A membrana plasmática também pode ser feita com uma caneta colorida para retroprojeter.



Figura 12.1.10: (A) pintura da membrana plasmática da célula procariótica, e (B) Membrana plasmática, parede celular e citoplasma da célula procariótica finalizados.

Ribossomo

1. Fazer pontinhos com caneta preta para retroprojeter no citosol em todas as células (figuras 12.1.11A, 12.1.11B, 12.1.12A, 12.1.12B, 12.1.13A e 12.1.13B).



Figura 12.1.11: (A) desenho dos ribossomos da célula animal, e (B) Ribossomos da célula animal.



Figura 12.1.12 (A) desenho dos ribossomos da célula vegetal, e (B) Ribossomos da célula vegetal.

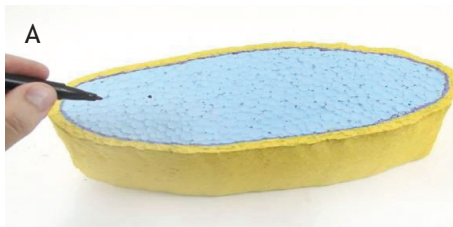


Figura 12.1.13: (A) desenho dos ribossomos da célula procariótica, e (B) Ribossomos da célula procariótica.

Citoesqueleto (Microtúbulos)

1. Desenhar os microtúbulos dispersos no citosol das células animal e vegetal, utilizando palito de dente e tinta ou caneta colorida para retroprojektor (figuras 12.1.14A, 12.1.14B).

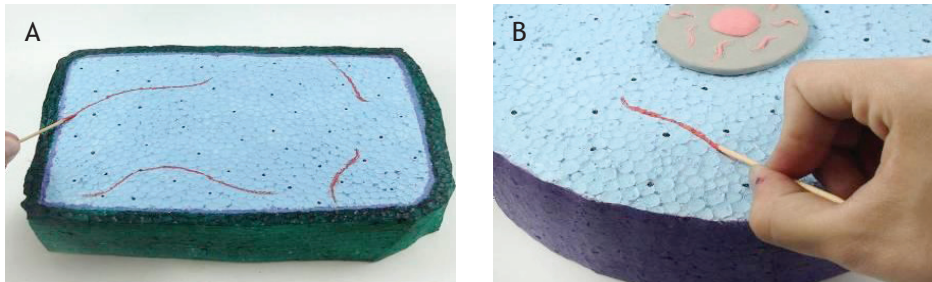


Figura 12.1.14: (A) desenho do citoesqueleto da célula animal, e (B) Desenho do citoesqueleto da célula vegetal.

Núcleo

1. Modelar uma bolinha grande (figura 12.1.15A) e achatá-la, de forma a transformá-la em um disco fino (figura 12.1.15B);

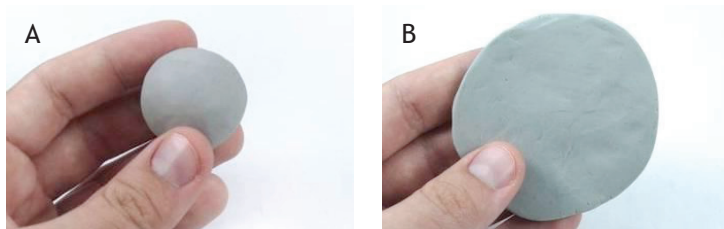


Figura 12.1.15: (A) modelagem da bolinha grande para confecção do núcleo, e (B) Modelagem do disco fino para confecção do núcleo.

2. Modelar uma bolinha pequena de outra cor (figura 12.1.16A) e achatá-la (figura 12.1.16B). Colocá-la no centro do núcleo, representando o nucléolo (figura 12.1.16C);

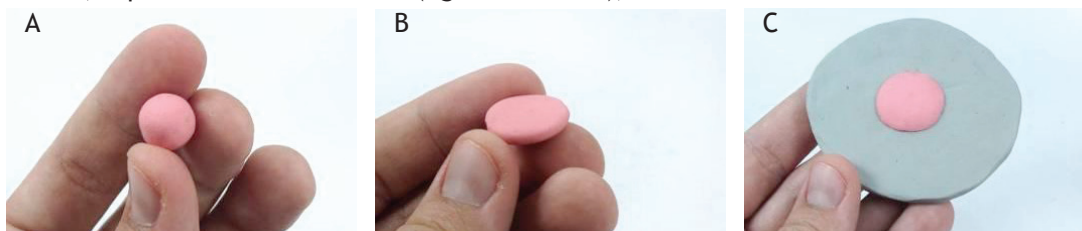


Figura 12.1.16: (A) modelagem da bolinha pequena para confecção do nucléolo, (B) Modelagem do disco fino para confecção do nucléolo e (C) Disposição do nucléolo no núcleo.

3. Modelar rolinhos bem finos da mesma cor do nucléolo (figura 12.1.17A) e colocá-los dispersos no núcleo, representando o DNA (figura 12.1.17B).

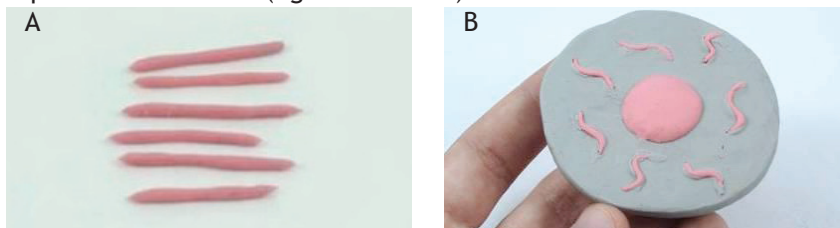


Figura 12.1.17: (A) rolinhos finos que representarão o DNA do núcleo, e (B) Disposição do DNA no núcleo.

DNA da Célula Procariótica

1. Cortar uma tira de fita colorida (figura 12.1.18A) e unir as duas pontas com fita adesiva (figura 12.1.18B), transformando-a num grande círculo enovelado, representando o DNA circular da célula procariótica (figura 12.1.18C).

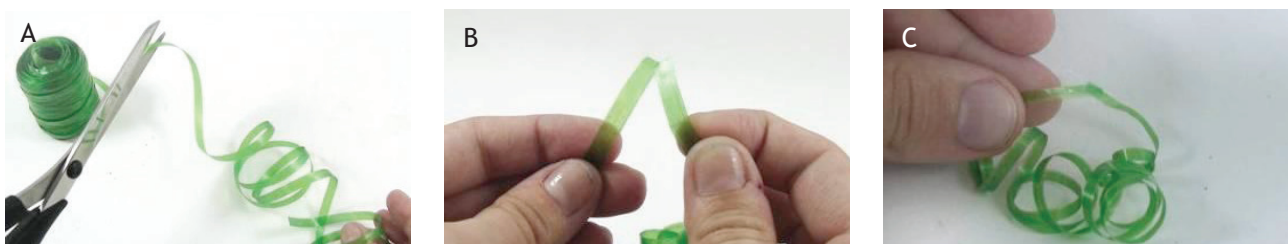


Figura 12.1.18: (A) corte da tira de fita colorida verde, que representará o DNA da célula procariótica, (B) União das duas pontas da fita colorida verde com fita adesiva, e (C) Modelo do DNA procariótico circular finalizado.

Mitocôndria

1. Modelar uma bolinha oval pequena com massa de modelar (figura 12.1.19A) e cortá-la ao meio (figura 12.1.19B). Isso pode ser feito com um palito de dente: faça um risco contornando a área do corte e vá aprofundando, até as duas metades se soltarem;

2. Na parte plana, desenhar as cristas mitocondriais com o palito de dente (figura 12.1.19C);



Figura 12.1.19: (A) modelagem da bolinha oval pequena, (B) Corte da bolinha oval ao meio para confecção da mitocôndria e desenho das cristas mitocondriais (C).

3. Com outra cor, modelar rolinhos bem fininhos e colocá-los cuidadosamente na fenda das cristas mitocondriais (figuras 12.1.20A e 12.1.20B);

4. Fazer de duas a três unidades por célula animal e vegetal.

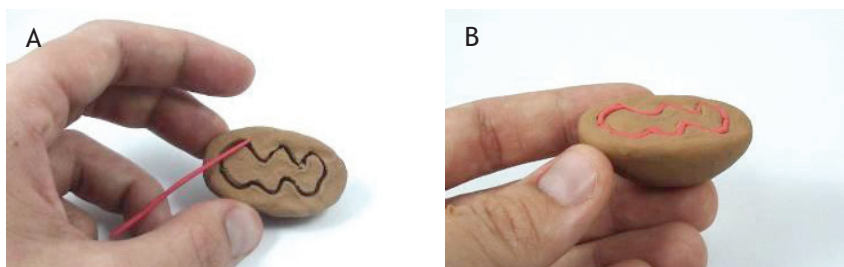


Figura 12.1.20: (A) inserção da massinha colorida nas cristas mitocondriais, e (B) Mitocôndria finalizada.

Retículo Endoplasmático Rugoso (RER) e Retículo Endoplasmático Liso (REL)

1. Moldar o formato do retículo com arame (figura 12.1.21A);

2. Modelar um retângulo com massa de modelar e achatá-lo, de forma a deixá-lo fino e comprido (figura 12.1.21B);

3. Colocá-lo cuidadosamente em volta do arame (figura 12.1.21C).



Figura 12.1.21: (A) molde do retículo endoplasmático em arame, (B) Modelagem de um retângulo achatado para confecção do retículo endoplasmático, e (C) Modelo do retículo endoplasmático finalizado.

4. Adedir miçangas (figura 12.1.22A) à massa de modelar no RER (aproximadamente metade de todo o retículo), representando os ribossomos aderidos a esse retículo (figura 12.1.22B).

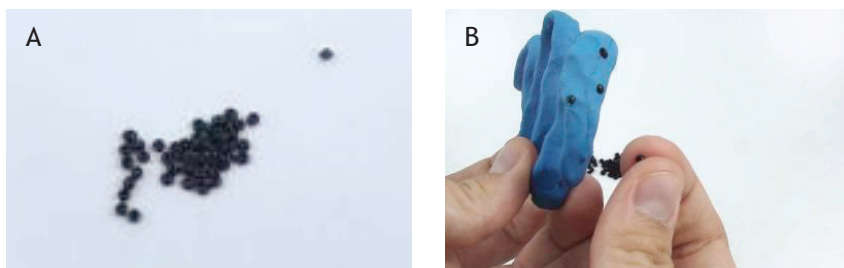


Figura 12.1.22: (A) miçangas que representarão os ribossomos aderidos à parede do retículo endoplasmático rugoso, e (B) inserção das miçangas na parede do retículo endoplasmático rugoso.

Complexo golgiense

1. Modelar de três a quatro bolas achatadas (figura 12.1.23A) de diferentes tamanhos, cortá-las ao meio (figura 12.1.23B) e colocá-las uma em cima da outra, de forma que as maiores fiquem no centro e as menores na periferia (figura 12.1.23C);

2. Fazer uma unidade por célula (animal e vegetal).



Figura 12.1.23: (A) modelagem de uma bola achatada, (B) corte da bola achatada ao meio, para confecção do complexo golgiense e (C) modelo do Complexo golgiense finalizado.

Lisossomo

1. Modelar bolinhas pequenas (figura 12.1.24A), cortá-las ao meio (figura 12.1.24B) e fazer furinhos com um palito de dente na parte lisa das semiesferas (figura 12.1.24C);



Figura 12.1.24: (A) Modelagem de uma bolinha pequena. (B) Corte da bolinha pequena ao meio, para confecção do lisossomo e (C) Confecção dos furinhos com um palito de dente.

2. Com outra cor de massa de modelar, fazer bolinhas muito pequenas (figura 12.1.25A) e colocá-las nos furinhos (figura 12.1.25B). As pintinhas podem também ser feitas com caneta para retroprojeto;

3. Fazer de três a quatro unidades por célula (animal ou vegetal).

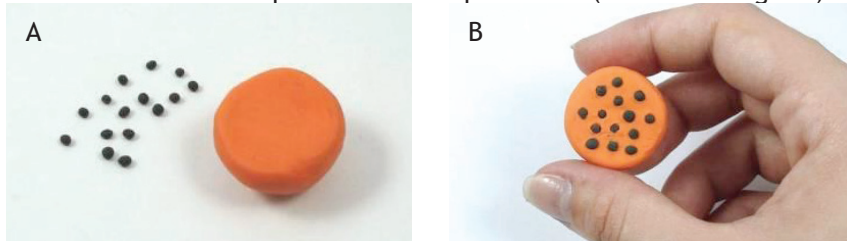


Figura 12.1.25: (A) Bolinhas muito pequenas pretas para confecção do lisossomo, e (B) Modelo do Lisossomo finalizado.

Centríolo

1. Modelar um pequeno cilindro (figura 12.1.26);

2. Atravessar o cilindro com um palito de dente, de forma a fazer um furo bem no centro (figura 12.1.27). Alargar um pouco o furo com cuidado;



Figura 12.1.26: modelagem de um pequeno cilindro para confecção do centríolo.



Figura 12.1.27: palito de dente atravessado no cilindro.

3. Ainda com o palito, fazer vários riscos na lateral (figura 12.1.28A e 12.1.28B);

4. Fazer duas unidades por célula animal.

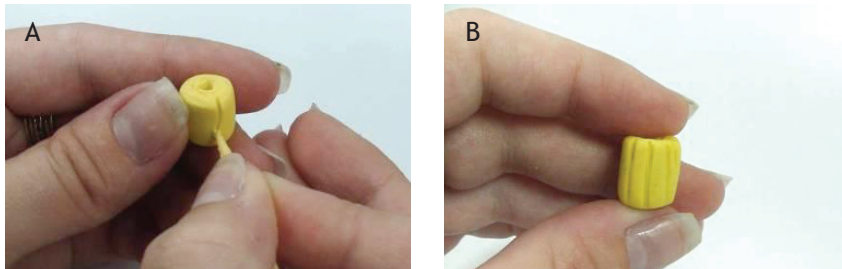


Figura 12.1.28: (A) confecção dos riscos laterais com um palito de dente, e (B) modelo de Centríolo finalizado.

Cloroplasto

1. Modelar uma bolinha oval pequena verde escura (figura 12.1.29);



Figura 12.1.29: modelagem de uma bolinha oval pequena para confecção do cloroplasto.

2. Cortar a bolinha ao meio (figura 12.1.30A) e remover a massa da parte interna da metade com um palito de dente (figura 12.1.30B), e modelá-la de forma que fique oca (figura 12.1.30C);



Figura 12.1.30: (A) corte da bolinha oval ao meio, (B) retirada da massa interna para modelagem de uma metade oca, e (C) metade oca, para confecção do modelo do cloroplasto.

3. Fazer seis pequenas bolinhas verde claras, bem menores que as verde escuras, (figura 12.1.31A) e grudá-las de três em três (figura 12.1.31B);
4. Em cada lado da parede do cloroplasto, aderir um dos conjuntos de três bolinhas, em posições opostas (figura 12.1.32);
5. Fazer duas unidades por célula vegetal.

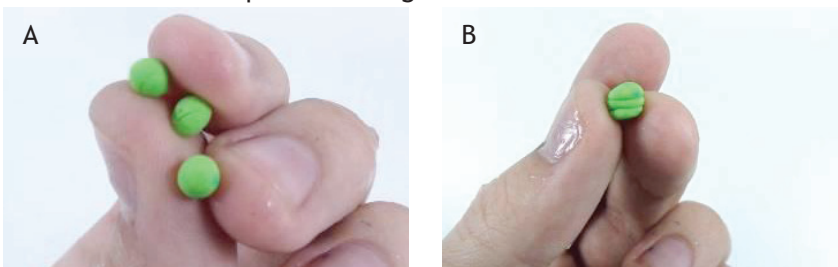


Figura 12.1.31: (A) modelagem de três bolinhas pequenas, para confecção do grana, e (B) junção das três bolinhas, confeccionando um granum.



Figura 2.1.32: cloroplasto finalizado.

Vacúolo

1. Encher uma bexiga branca ou azul clara com uma pequena quantidade de ar (figura 12.1.33);
2. Fazer uma unidade por célula vegetal.



Figura 12.1.33: modelo do vacúolo finalizado.

Montagem de modelos celulares em gel

Materiais

- Massa de modelar de várias cores (pode ser substituída por massa de biscoito);
- Saquinho plástico transparente, pequeno e quadrado;
- Gel de cabelo consistente e sem álcool;
- Anilina violeta;
- Arame;
- Bexiga ou pequeno saco transparente;
- Miçangas pequenas pretas;
- Fitas coloridas;
- Palitos de dente;
- Fita adesiva;
- Tesoura;
- Béquer (ou qualquer recipiente para dissolver a anilina no gel de cabelo);
- Bastão de vidro (ou qualquer material para misturar a anilina no gel de cabelo).



Figura 12.1.34: materiais necessários para confecção do modelo em gel.

Dicas de obtenção de materiais

Nas aulas posteriores, as células serão montadas em potes ou em aquários. A quantidade de gel deverá ser suficiente para preencher o volume dos recipientes.

Procedimento

Protocolo experimental

Abaixo está uma sugestão de modelagem das estruturas celulares. É interessante que os alunos tenham acesso a essas etapas, mas que não se prendam a elas e deixem a criatividade e a imaginação fluir.

Sugestão de modelagem das estruturas celulares

Núcleo

1. Colocar uma pitada de anilina violeta (**cuidado! Usar uma quantidade extremamente pequena pois anilina cora muito**) em uma quantidade mínima de água (três a quatro gotas), apenas para dissolvê-la (figura 12.1.35 A). Misturar então com uma pequena quantidade de gel, até que ele atinja uma cor roxa clara (figura 12.1.35 B);
2. Colocar esse gel colorido no saquinho plástico quadrado (figura 12.1.36).



Figura 12.1.35: (A) dissolução da anilina em uma quantidade mínima de água, e (B) mistura da anilina dissolvida com um pouco de gel.

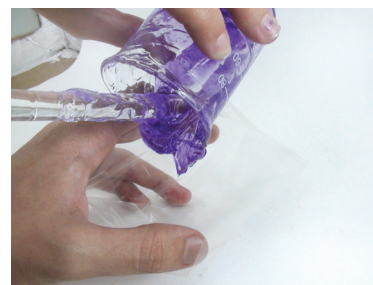


Figura 12.1.36: Colocação do gel no saquinho plástico, para confecção do núcleo.

Construção de modelos tridimensionais de célula - Aula 1

3. Cortar pequenas tiras de fita colorida (uma cor única) e mergulhá-las no gel, representando o DNA. Fazer uma pequena bolinha com massa de modelar da mesma cor da fita colorida e mergulhá-la no gel, representando o nucléolo (figura 12.1.37);

4. Dar um nó no saquinho de forma que a parte contendo o gel fique arredondada. Cortar a sobra do plástico. Prender bem com fita adesiva para que o gel colorido não vaze (figura 12.1.38).



Figura 12.1.37: Inserção da pequena bolinha no núcleo representando o nucléolo. As fitas coloridas mergulhadas no gel representam o DNA.



Figura 12.1.38: núcleo finalizado.

DNA da Célula Procariótica

1. Seguir as instruções ilustradas pelas figuras 12.1.18A, 12.1.18B e 12.1.18C.

Mitocôndria

1. Mitocôndria aberta: seguir as instruções ilustradas pelas figuras 12.1.19A, 12.1.19B e 12.1.19C;
2. Mitocôndria fechada seguir as instruções ilustradas pela figura 12.1.19A;
3. Fazer duas unidades de cada por célula animal e vegetal.

Retículo Endoplasmático Rugoso (RER) e Liso (REL)

1. Seguir as instruções ilustradas pelas figuras 12.1.21A, 12.1.21B, 12.1.21C, 12.1.22A e 12.1.22B.

Complexo golgiense

1. Seguir as instruções ilustradas pelas figuras 12.1.23A, 12.1.23B e 12.1.23C;
2. Fazer uma unidade por célula animal e vegetal.

Lisossomo

1. Lisossomo aberto: seguir as instruções ilustradas pelas figuras 12.1.24A, 12.1.24B, 12.1.24C, 12.1.25A e 12.1.25B;
2. Lisossomo fechado: seguir as instruções ilustradas pela figura 12.1.24A;
3. Fazer três unidades de cada por célula animal e vegetal.

Citoesqueleto (Microtúbulos)

1. Cortar tirinhas finas de fita colorida (figura 12.1.39).

Centríolo

1. Seguir as instruções ilustradas pelas figuras 12.1.26, 12.1.27, 12.1.28A e 12.1.28B;
2. Fazer duas unidades por célula animal.

Cloroplasto

1. Cloroplasto aberto: seguir as instruções ilustradas pelas figuras 12.1.29, 12.1.30A, 12.1.30B, 12.1.30C, 12.1.31A, 12.1.31B e 12.1.32;
2. Cloroplasto fechado: seguir as instruções ilustradas pela figura 12.1.29;
3. Fazer duas unidades de cada por célula vegetal.

Vacúolo

1. Seguir as instruções ilustradas pela figura 12.1.33;
2. Fazer uma unidade por célula vegetal.



Figura 12.1.39: corte de uma tira de fita colorida, que representará o citoesqueleto.

Construção de modelos tridimensionais de célula - Aula 1

Os ribossomos, membrana plasmática, parede celular e citosol das células devem ser pesquisados e incluídos no trabalho, mas somente entrarão na aula dedicada à montagem das células.

Ribossomo

1. Espalhar miçangas pelo gel (próxima aula).

Citosol

1. Encher o aquário/pote plástico com gel de cabelo incolor e sem álcool (próxima aula).

Parede Celular

1. Célula vegetal: aquário de vidro;
2. Célula procariótica: pote plástico.

Membrana Plasmática

1. Célula animal: aquário de vidro;
2. Célula vegetal: forrar o aquário de vidro por dentro com papel celofane verde (próxima aula);
3. Célula procariótica: forrar o pote plástico por dentro com papel celofane amarelo (próxima aula).

Resumo

Esta aula tem como finalidade o estudo da célula, mais especificamente a comparação entre diferentes tipos celulares. Para isso, é proposta a confecção de modelos de células procariótica, eucariótica animal e eucariótica vegetal com o uso de massa de modelar e isopor (ou massa de modelar e gel de cabelo).

Nesta aula, serão montados os modelos das células (procariótica e eucariótica animal) com as estruturas celulares confeccionadas na aula anterior.

No final desse roteiro, segue a sugestão de um protocolo de montagem de um modelo de célula feito com o uso de massa de modelar e de gel de cabelo.

O experimento

Materiais

- Modelos das estruturas celulares feitas na aula anterior;
- Palitos de dente;
- Fita adesiva;
- Tesoura.

Procedimento

Professor, para a montagem dos modelos das células, sugerimos que os alunos sentem em círculo, com os integrantes de cada grupo próximos entre si (se isso não for possível, colocar a montagem das células na frente da sala, de forma que todos consigam visualizar).

Um grupo de cada vez deverá ir até o centro do círculo (ou à frente da sala) e comentar rapidamente quais modelos de estruturas celulares confeccionou, suas funções e sua localização na célula. Peça para que os grupos responsáveis pela confecção do “corpo” da célula iniciem essa etapa para que os outros grupos possam inserir suas estruturas celulares no citosol.

Em cada fala dos grupos, é possível você perguntar à classe se eles podem contribuir com mais alguma informação a respeito da estrutura celular em questão. Faça observações complementando as informações, se necessário.

No final desse roteiro, segue a continuação de sugestão de montagem de duas células (procariótica e eucariótica animal) para o modelo em gel.

Protocolo Experimental

Sugestão para montagem das células:

CÉLULA PROCARIÓTICA

1. Exemplo de montagem da célula procariótica:

- a) Parede celular - envoltório pintado de amarelo;
- b) Membrana plasmática - envoltório interno pintado de azul mais escuro;
- c) Citosol - interior da célula pintado de azul claro;
- d) Ribossomos - pontinhos pretos no citosol;
- e) DNA - prender a fita colorida circular no centro da célula com fita adesiva (figura 2A), representando o DNA, não esqueça de mencionar sobre a falta de uma membrana nuclear - material genético espalhado no citosol.

É interessante ressaltar também que, apesar de os modelos apresentarem tamanhos equivalentes, as células procarióticas apresentam um tamanho muito mais reduzido, podendo ser centenas de vezes menor.



Figura 12.2.1: materiais necessários.

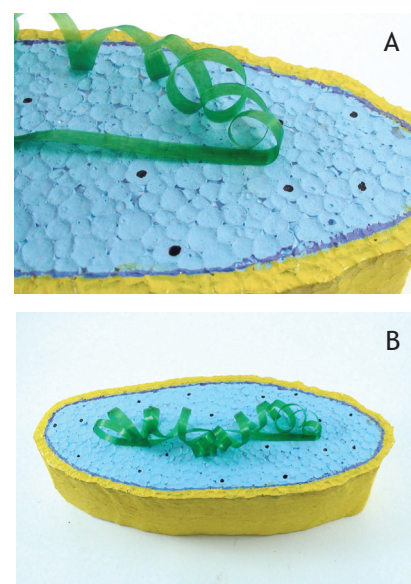


Figura 12.2.2: (A) fixação do DNA à célula com fita adesiva e (B) célula procariótica finalizada.

CÉLULA EUCARIÓTICA ANIMAL

1. Exemplo de montagem da célula animal:

Prender as estruturas celulares (organelas) com palito de dente no isopor (figura 12.2.3A), atentando para sua localização na célula, como mostra a figura 12.2.3B.

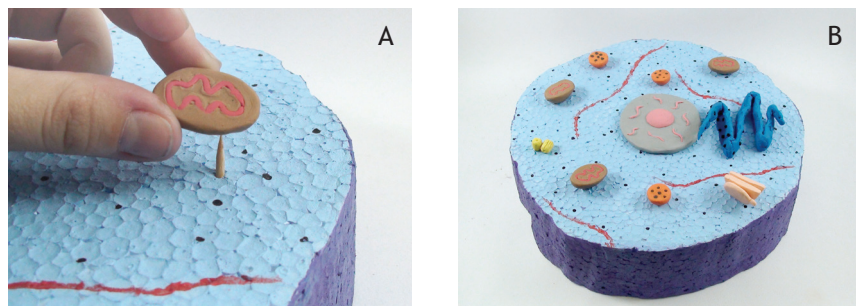


Figura 12.2.3: (A) fixação da estruturas celular ao modelo da célula com palito de dente, e (B) modelo da célula eucariótica animal finalizada.

Montagem de modelos celulares em gel

Materiais

- Modelos das estruturas celulares feitas na aula anterior;
- Aquário redondo de vidro;
- Pote plástico (ou de vidro) pequeno oval;
- Gel de cabelo consistente e sem álcool;
- Papel celofane amarelo (o mais transparente possível);
- Pinça (para ajudar a posicionar as estruturas celulares dentro das células);
- Fita adesiva;
- Tesoura.



Figura 12.2.4: materiais necessários.

Procedimento

Professor, para a montagem dos modelos das células, sugerimos que os alunos sentem em círculo, com os integrantes de cada grupo próximos entre si. Se isso não for possível, colocar a montagem das células na frente da sala, de forma que todos consigam visualizar.

O grupo responsável deverá ir até o centro do círculo (ou a frente da sala) e comentar rapidamente quais estruturas celulares confeccionou, quais as suas funções, e sua localização na célula. Peça que os grupos responsáveis pela confecção do “corpo” da célula iniciem essa etapa para que os outros grupos possam inserir suas estruturas celulares no citosol.

Em cada fala dos grupos, você pode perguntar à classe se eles podem contribuir com mais alguma informação a respeito da estruturas celulares em questão. Faça observações complementando as informações, se necessário.

Protocolo experimental

Sugestão de modelagem das estruturas celulares:

CÉLULA PROCARIÓTICA

1. Exemplo de montagem da célula procariótica:

- a) Parede celular - colocar o pote plástico em cima de uma mesa posicionada no centro do círculo ou na frente da sala;
- b) Membrana plasmática - forrar a parte interna do pote plástico com papel celofane amarelo, prendendo com fita adesiva (figuras 12.2.5A e 12.2.5B);
- c) Citosol - colocar o gel de cabelo dentro do pote (figura 12.2.6);
- d) Ribossomos - espalhar as miçangas no gel (figura 12.2.7);

Construção de modelos tridimensionais de célula - Aula 2



Figura 12.2.5: (A) fixação do papel celofane no interior do pote plástico com fita adesiva e (B) pote plástico (representando a parede celular) revestido internamente com papel celofane (representando a membrana plasmática da célula).

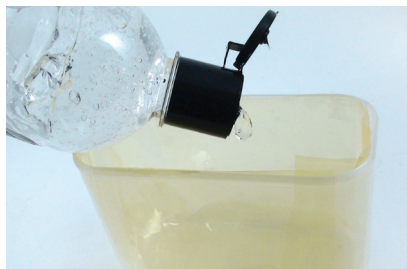


Figura 12.2.6: preenchimento do pote plástico com gel de cabelo consistente e sem álcool, representando o citosol.



Figura 12.2.7: miçangas pequenas pretas espalhadas pelo gel de cabelo (citosol), representando os ribossomos.

e) DNA - mergulhar a fita circular enrolada no citosol (figura 12.2.8A), representado pelo gel de cabelo, concentrada no centro da célula, não esqueça de mencionar sobre a falta de uma membrana nuclear (o material genético está espalhado no citosol).



Figura 12.2.8: (A) inserção do DNA circular (fita colorida) na célula procariótica. (B) Célula procariótica finalizada.

CÉLULA EUCARIÓTICA ANIMAL

1.1 Exemplo de montagem da célula eucariótica animal:

a) Membrana plasmática - colocar o aquário redondo de vidro em cima de uma mesa posicionada no centro do círculo ou na frente da sala. Comentar que a célula animal não possui parede celular;

b) Citosol - colocar o gel de cabelo dentro do aquário (figura 12.2.9A);

c) Ribossomos - espalhar as miçangas no gel (figura 12.2.9B);



Figura 12.2.9: (A) preenchimento do pote plástico com gel de cabelo consistente e sem álcool. (B) Adição das miçangas ao gel, representando os ribossomos livres no citosol.

Construção de modelos tridimensionais de célula - Aula 2

d) Citoesqueleto: Microtúbulos - dispersos pelo citosol;

e) Núcleo - mencionar também os componentes do núcleo e posicioná-lo no centro da célula (figura 12.2.10A);

f) Retículo endoplasmático liso e rugoso - perto do núcleo - conexão das membranas (figura 12.2.10B);

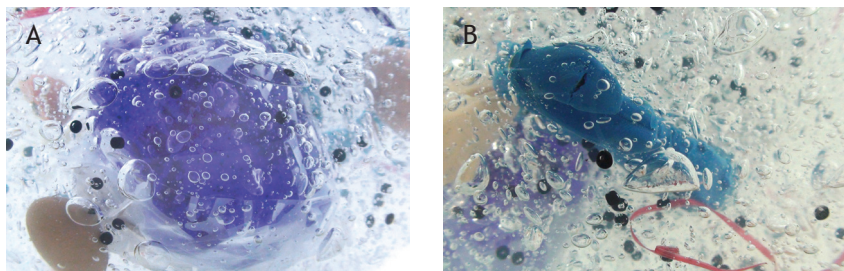


Figura 12.2.10: (A) Detalhe do núcleo e do (B) retículo endoplasmático.

g) Complexo golgiense - perto do retículo endoplasmático - relação entre sua função e a do retículo (figura 12.2.11A);

h) Lisossomos - perto do Retículo endoplasmático ou Complexo golgiense - relação entre as funções - ou dispersos no citosol (figura 12.2.11B);

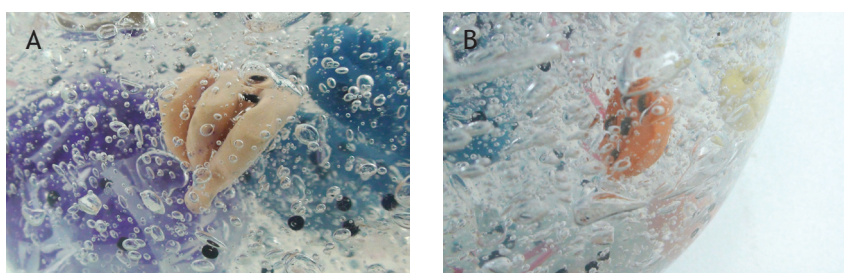


Figura 12.2.11: (A) Detalhe do complexo golgiense. (B) Detalhe de um lisossomo aberto.

i) Mitocôndrias - espalhadas pelo citosol (figura 12.2.12A);

j) Centríolos - os dois ficam perpendiculares um ao outro (figura 12.2.12B).

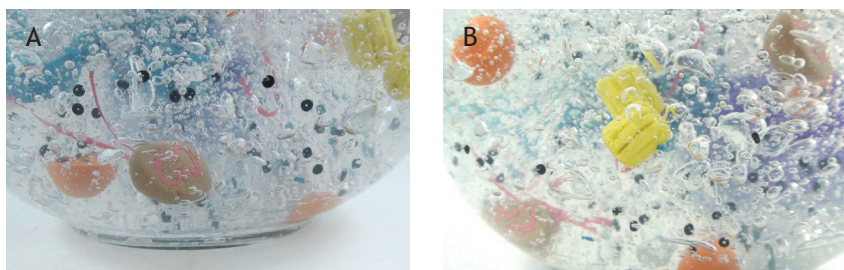


Figura 12.2.12: (A) Detalhe de uma mitocôndria aberta. (B) Detalhe dos centríolos.

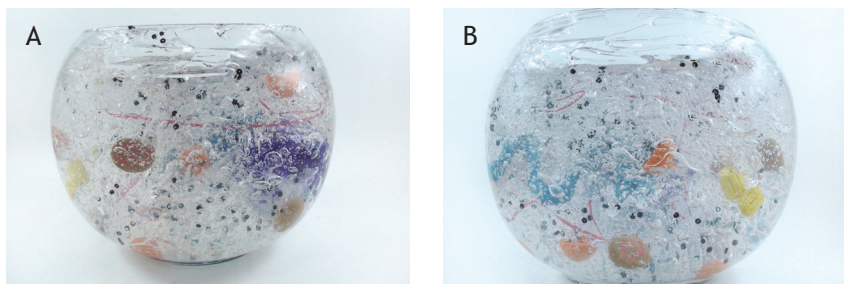


Figura 12.2.13: (A) Célula animal finalizada, com visualização do núcleo e microtúbulos. (B) Célula animal finalizada, com visualização de algumas estruturas celulares.

Resumo

Esta aula tem como finalidade o estudo da célula, mais especificamente a comparação entre diferentes tipos celulares. Para isso, é proposta a confecção de modelos de células procariótica, eucariótica animal e eucariótica vegetal com o uso de massa de modelar e isopor (ou massa de modelar e gel de cabelo).

Nesta aula, será montado o modelo da célula eucariótica vegetal com os modelos das estruturas celulares confeccionadas na aula anterior, e serão discutidas as principais diferenças entre as células confeccionadas.

O experimento

Materiais

- Modelos das estruturas celulares feitas na aula anterior;
- Palitos de dente;
- Fita adesiva;
- Tesoura.



Figura 12.3.1: materiais necessários.

Procedimento

Professor, para a montagem dos modelos das células, sugerimos que os alunos sentem em círculo, com os integrantes de cada grupo próximos entre si (se isso não for possível, colocar a montagem das células na frente da sala, de forma que todos consigam visualizar).

Um grupo de cada vez deverá ir até o centro do círculo (ou à frente da sala) e comentar rapidamente quais modelos de estruturas celulares confeccionou, suas funções, e sua localização na célula. Peça para que os grupos responsáveis pela confecção do “corpo” da célula iniciem essa etapa para que os outros grupos possam inserir suas estruturas celulares no citosol.

Em cada fala dos grupos, é possível você perguntar à classe se eles podem contribuir com mais alguma informação a respeito da estrutura celular em questão. Faça observações complementando as informações, se necessário.

Em anexo, no final desse roteiro, segue a continuação de sugestão de montagem da célula eucariótica vegetal para o modelo em gel.

Protocolo experimental

Sugestão para montagem da célula:

CÉLULA EUCARIÓTICA VEGETAL

1. Exemplo de montagem do modelo da célula eucariótica vegetal (figura 12.3.2):

Prender os modelos das estruturas celulares com palito de dente no isopor, atentando para sua localização na célula, como mostra a figura 12.3.2.

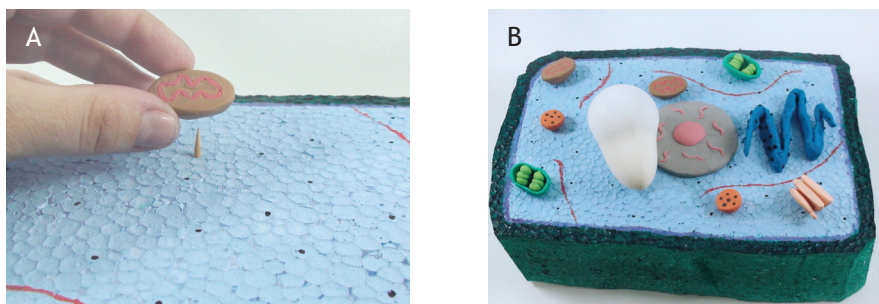


Figura 12.3.2: (A) fixação do modelo da estrutura celular ao modelo da célula com um palito de dente. (B) Modelo da célula eucariótica vegetal finalizada.

Montagem de modelos celulares em gel

Materiais

- Modelos das estruturas celulares feitas na aula anterior;
- Fita adesiva;
- Tesoura;
- Aquário quadrado de vidro ou pote transparente similar;
- Gel de cabelo consistente e sem álcool;
- Papel celofane verde (o mais transparente possível);
- Pinça (para ajudar a posicionar as estruturas celulares dentro das células).



Figura 12.3.3: materiais necessários.

Procedimento

Professor, para a montagem dos modelos das células, sugerimos que os alunos sentem em círculo, com os integrantes de cada grupo próximos entre si (se isso não for possível, colocar a montagem das células na frente da sala, de forma que todos consigam visualizar).

Um grupo de cada deverá ir até o centro do círculo (ou à frente da sala) e comentar rapidamente quais modelos de estruturas celulares confeccionou, suas funções, e sua localização na célula. Peça para que os grupos responsáveis pela confecção do “corpo” da célula iniciem essa etapa para que os outros grupos possam inserir suas estruturas celulares no citosol.

Em cada fala dos grupos, é possível você perguntar à classe se eles podem contribuir com mais alguma informação a respeito da estrutura celular em questão. Faça observações complementando as informações, se necessário.

Protocolo experimental

Sugestão para montagem da célula:

CÉLULA EUCARIÓTICA VEGETAL

1. Exemplo de montagem da célula eucariótica vegetal:

a) Parede celular - colocar aquário quadrado de vidro em cima de uma mesa posicionada no centro do círculo ou na frente da sala;

b) Membrana plasmática - forrar a parte interna do aquário com papel celofane verde, prendendo com fita adesiva (figuras 12.3.4A, 12.3.4B e 12.3.4C);

c) Citosol - colocar o gel de cabelo dentro do aquário (figura 12.3.5);



Figura 12.3.4: (A) colocação do papel celofane no interior do aquário de vidro. (B) Fixação do papel celofane na lateral do aquário de vidro com fita adesiva. (C) Detalhe do recorte e fixação do papel celofane no fundo do aquário.



Figura 12.3.5: preenchimento do pote plástico com gel de cabelo consistente e sem álcool, representando o citosol.

d) Ribossomos - espalhar as miçangas no gel;

e) Citoesqueleto: microtúbulos - dispersos pelo citosol;

f) Núcleo - mencionar também os componentes do núcleo e posicioná-lo na periferia da célula (figura 12.3.6A). Nas células vegetais é muito comum o núcleo posicionar-se na periferia da célula, pois a porção central em geral está ocupada com o vacúolo.

Construção de modelos tridimensionais de célula - Aula 3

- g) Retículo endoplasmático liso e rugoso - perto do núcleo - conexão das membranas;
- h) Complexo golgiense - perto do Retículo Endoplasmático - relação entre sua função e a do retículo;
- i) Lisossomos - perto do Retículo Endoplasmático/Complexo golgiense - relação entre as funções - ou dispersos no citosol (figura 12.3.6B);

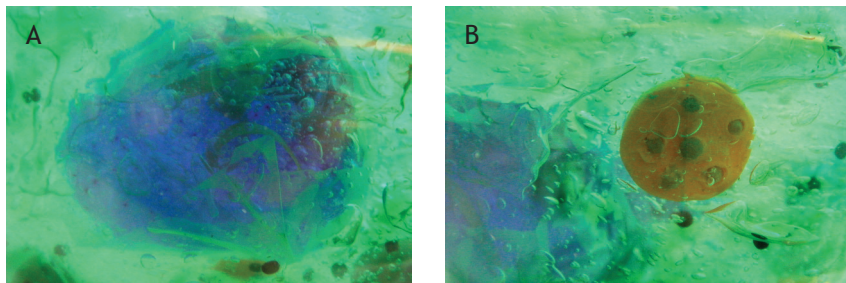


Figura 12.3.6: (A) detalhe do núcleo. (B) Detalhe de um lisossomo aberto.

- j) Vacúolo - perto dos Lisossomos/Complexo golgiense - função de armazenamento. Aqui, professor, você pode comentar que os vacúolos podem estar presentes em células animais com função de reserva, mas que são mais raros e não têm nomes específicos (figura 12.3.7A);

- k) Mitocôndrias - espalhadas pelo citosol (figura 12.3.7B);

- l) Cloroplastos - espalhados pelo citosol (figura 12.3.8).

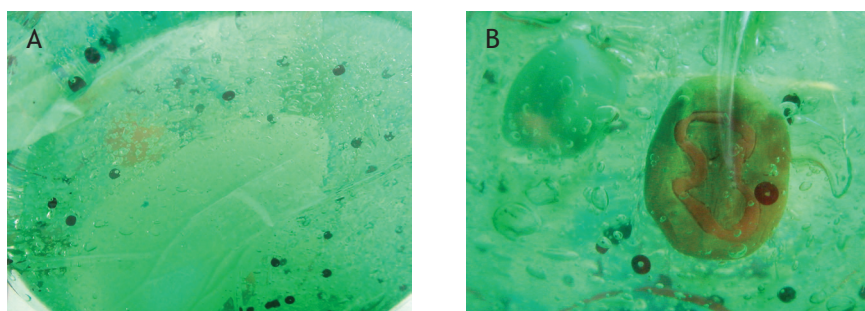


Figura 12.3.7: (A) detalhe do vacúolo. (B) Detalhe de uma mitocôndria aberta.

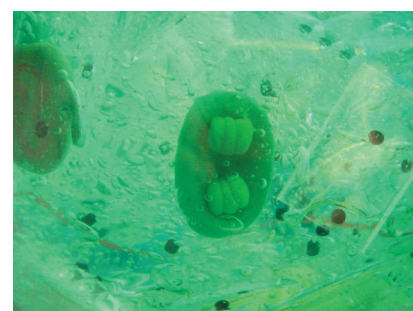


Figura 12.3.8: detalhe de um cloroplasto aberto.

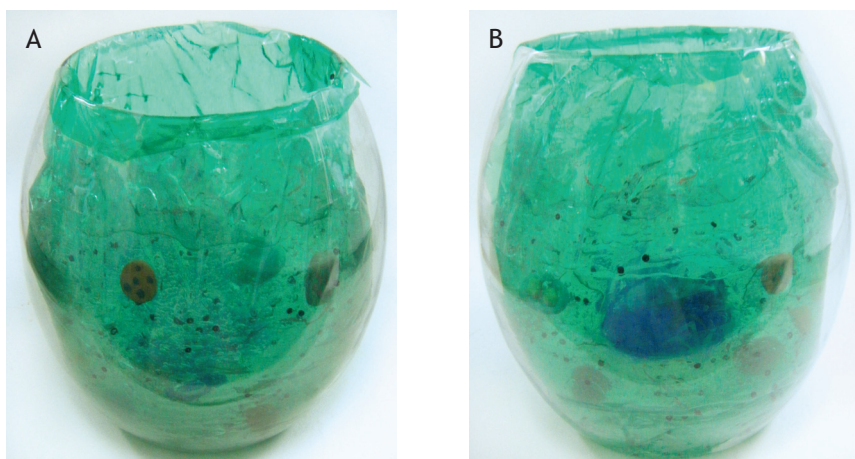


Figura 12.3.9: (A) modelo da célula eucariótica vegetal finalizada, com visualização de algumas estruturas celulares. (B) Célula eucariótica vegetal finalizada, com visualização do núcleo periférico.

Uma vez montados os modelos das três células, faça uma discussão retomando as funções das estruturas celulares. Pergunte para a classe a função de cada uma delas e em seguida levante questões associativas, como “qual a diferença fundamental entre a célula procariótica e as células eucarióticas?”, “quais as diferenças entre as células animal e vegetal?”, “como podemos relacionar a mitocôndria e os cloroplastos?”. Isso evidenciará possíveis dúvidas que eventualmente tenham ficado.

13. Ação das proteases bromelina e papaína na digestão do colágeno - Aula 1

Rossi-Rodrigues, Bianca C.; Heleno, Maurício Gomes; Santos, Roney Vander dos; Marchini, Gislaine Lima; Dias, Florencia M. P. Pereira; Chikuchi, Helika Amemiya; Galembeck, Eduardo.



Resumo

Este experimento tem como objetivo suscitar a discussão sobre a nutrição e a digestão, utilizando como modelo experimental a ação de proteases (presentes em frutos) sobre o colágeno presente na gelatina.

O experimento

Materiais

- ½ abacaxi verde;
- Mamão papaia verde (1 fatia);
- Peneira fina;
- Liquidificador;
- Caixa de isopor com gelo ou geladeira;
- Gelatina;
- 5 Tubos de ensaio;
- 6 Pipetas volumétricas ou seringas de 10 mL graduadas;
- 1 Espátula ou colher de chá;
- Faca;
- Béquer 200 mL;
- Frascos pequenos para armazenamento de amostras líquidas;
- Fogareiro, lamparina ou bico de Bunsen (além de tripé e tela de amianto);
- Béquer 500 mL ou 1 frasco de vidro de 500 mL de boca larga.



Figura 13.1.1: materiais necessários.

Procedimento

Recomenda-se que esta atividade prática seja realizada para complementar uma abordagem teórica prévia sobre a digestão e a ação de enzimas. Sugerimos, para facilitar o acompanhamento dos alunos durante a execução do experimento, que a classe seja dividida em pequenos grupos.

No início da aula, prepare os alunos avisando que realizarão uma atividade investigativa que durará três aulas. Retome sucintamente o modo de ação das enzimas. A digestão dos alimentos que ingerimos é catalisada por enzimas, no entanto, as frutas que comemos também possuem enzimas no interior de suas células. Essas frutas poderiam auxiliar a digestão?

As frutas de forma geral são alimentos ricos em carboidratos, sais minerais, vitaminas e proteínas. Nem todas são ricas em lipídios, mas a maioria apresenta muitas fibras. A diversidade na composição das frutas lhes confere algumas aplicações características, como a utilização de frutas como mamão e o abacaxi para amaciar carnes, por exemplo.

Esse experimento propõe verificar a existência de enzimas proteolíticas no abacaxi e no mamão, utilizando como modelo experimental a ação de proteases sobre o colágeno presente na gelatina.

Explique o experimento. Discuta com eles a opção por usar suco de frutas e não pedaços da fruta. Também discuta por que um dos tubos com gelatina receberá água e não suco. Explore ao máximo a questão dos volumes de gelatina recebidos em cada tubo, a quantidade idêntica de água ou de suco acrescentados. Nesse momento, destaque a ideia de amostra controle. Nos experimentos científicos, é necessário comparar o que está sendo testado com outro parâmetro que não contenha somente o objeto a ser testado. No caso, utilizaremos a gelificação para verificar a influência dos sucos e compararemos com a gelatina pura como padrão de referência da influência.

Protocolo Experimental

1) Preparar a gelatina conforme as instruções da embalagem e mantê-la à temperatura ambiente. Esperar esfriar para usá-la no experimento;

2) Preparar extratos de cada uma das frutas previamente picadas (do abacaxi, sem casca; e do mamão, com casca) da seguinte forma: bata os pedaços de cada fruta no liquidificador com água, segundo a proporção: 100 mL de água para ½ abacaxi e 100 mL de água para uma fatia de mamão (figura 13.1.2);

Ação das proteases bromelina e papaína na digestão do colágeno - Aula 1

A maior concentração da papaína é encontrada na casca e no látex. Para comparação, o experimento pode ser feito também: com a polpa pura, com a polpa e a casca batidas ou somente com o látex.

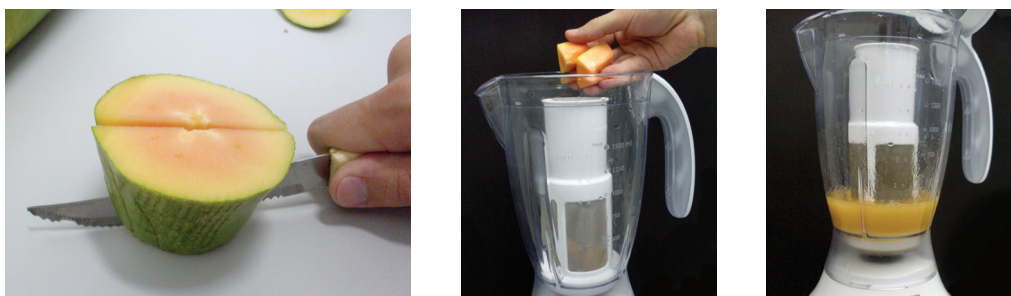


Figura 13.1.2: preparo do extrato de mamão.

SEGURANÇA: cuidado no manuseio de objetos cortantes como facas e tesouras e tenha sempre a disposição materiais para primeiros socorros. Preferencialmente, utilize tesoura sem pontas e facas com serras.

- 3) Peneirar e separar o filtrado em vários frascos menores (figuras 13.1.3 e 13.1.4);
- 4) Congelar 2/3 do extrato de abacaxi (inserir no congelador logo após a filtragem) para as aulas posteriores;
- 5) Manter aproximadamente 50 mL do extrato de abacaxi em temperatura ambiente até a aula 3 (vide protocolo da aula 3);
- 6) Ferver uma alíquota de cada extrato - mamão e abacaxi (figura 13.1.5);



Figura 13.1.3: filtragem do extrato.



Figura 13.1.4: separação dos extratos em alíquotas.



Figura 13.1.5: aquecimento dos extratos.

SEGURANÇA: no banho-maria, não ultrapassar 1/3 de água no copo (ou Becker) para evitar que respingue no momento da fervura. Evitar aquecer quantidades muito pequenas em frascos de vidro para evitar trincas.

Não colocar os tubos de ensaio diretamente sobre o fogo. Os sucos podem espirrar e ocasionar queimaduras.

Utilizar uma pinça de madeira e um pedaço de pano ou papel espesso para manuseio dos tubos de ensaio evitando queimaduras.

Não colocar os vidros quentes diretamente sobre a bancada, pelo risco de ocorrer trincas.

No caso de quebra de vidraria, utilize um descarte adequado ou envolva a vidraria quebrada em papel de jornal.

Na utilização do bico de Bunsen, regular a chama até atingir a coloração adequada, entre azul (chama redutora) e ligeiro violáceo (chama oxidante).

Alertar para o desligamento do bico de Bunsen após o uso, para evitar queimaduras.

Caso utilize lamparina a álcool, antes de acender o pavio, verifique se não há vapor concentrado no seu interior para evitar acidentes.

Ação das proteases bromelina e papaína na digestão do colágeno - Aula 1

7) Numerar os tubos de ensaio de um a cinco e preparar uma sequência, conforme a tabela abaixo (figura 13.1.6):

TUBO	COMPOSIÇÃO	TESTE
1	10 mL gelatina + 3 mL de água	Controle
2	10 mL gelatina + 3 mL de extrato de mamão	Mamão
3	10 mL gelatina + 3 mL de extrato de mamão fervido	Mamão fervido
4	10 mL gelatina + 3 mL de extrato de abacaxi	Abacaxi
5	10 mL gelatina + 3 mL de extrato de abacaxi fervido	Abacaxi fervido

8) Colocar os tubos na caixa de isopor com gelo (ou na geladeira) até que o tubo 1 (controle) gelifique. Isso deverá ocorrer após alguns minutos;

9) Observar os tubos e anotar na tabela os resultados positivos (+) e negativos (-) para a gelificação da gelatina (figura 13.1.7).

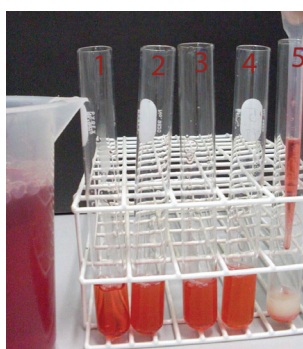


Figura 13.1.6: preparação dos tubos.

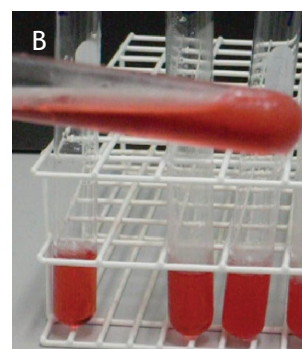
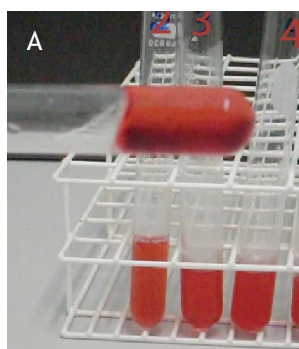


Figura 13.1.7: resultado positivo (A) e resultado negativo (B).

A ocorrência ou não da proteólise será avaliada por meio da ocorrência ou não da gelificação. Após banho de gelo de alguns minutos (o suficiente para ocorrer a gelificação do controle - tubo 1), incline os tubos ligeiramente para verificar a viscosidade do meio em cada um deles.

Espera-se que o resultado da gelificação se dê conforme a tabela abaixo.

TUBO	COMPOSIÇÃO	TESTE
1	Gelatina + água	+
2	Gelatina + extrato de mamão	-
3	Gelatina + extrato de mamão fervido	+
4	Gelatina + extrato de abacaxi	-
5	Gelatina + extrato de abacaxi fervido	+

O resultado positivo indica gelificação da gelatina. O negativo indica não gelificação da gelatina.

Tubo 1 (controle): espera-se que haja gelificação devido à ausência de enzima proteolítica.

Se a gelatina não gelificar nesse tubo, o problema está na gelatina ou em algum fator como temperatura ou água de diluição.

Tubos 2 e 4: espera-se que haja ausência ou redução da gelificação nesses tubos devido à presença das enzimas proteolíticas papaína (mamão) e bromelina (abacaxi).

A papaína ocorre em maior concentração em mamão verde e na casca.

Nessa parte, você pode retomar o conceito de enzimas e seu modo de ação. Como os alunos poderiam explicar o que ocorre com a gelatina (uma proteína) na presença das proteases?

Você pode fazer uma analogia da pepsina com a papaína e a bromelina, remetendo a uma discussão sobre o auxílio das frutas na digestão, facilitando a absorção das proteínas pelo organismo. Pergunte aos alunos se eles já ouviram falar nisso. É possível que eles tragam vivências como o costume de se comer feijoada com abacaxi ou laranja, ou o uso do mamão e do abacaxi como amaciantes de carne.

Ação das proteases bromelina e papaína na digestão do colágeno - Aula 1

Tubos 3 e 5: a ocorrência de gelificação indica a inatividade das enzimas proteolíticas.

Sugira que os estudantes formulem hipóteses para explicar esse resultado e entreguem-nas na mesma aula.

Peça também para que pesquisem sobre esse efeito, como atividade para a próxima aula prática.

Você pode iniciar a próxima atividade explorando essa pesquisa, discutindo sobre os fatores que podem influenciar na atividade enzimática.

Professor, recomenda-se que as aulas desse projeto sejam ministradas em dias diferentes para melhor aproveitamento do estudante e para um processo de avaliação mais efetivo. Caso isso não seja possível, as duas primeiras aulas podem ocorrer no mesmo dia, mas é imprescindível que a terceira aula seja ministrada pelo menos três dias após a execução da primeira.

Resumo

Nessa atividade prática, serão executados vários ensaios de gelificação da gelatina na presença do suco de abacaxi para verificar a influência do pH e a ação inibitória do feijão cru na atividade proteolítica.

O experimento

Materiais

- Extratos de abacaxi preparado na aula 1;
- Feijão cru;
- Vinagre;
- Limpador multiuso com alcalinizante;
- Peneira fina;
- Liquidificador;
- Caixa de isopor com gelo ou geladeira;
- Gelatina;
- 5 tubos de ensaio;
- 6 pipetas volumétricas ou seringas de 10 mL graduadas;
- Béquer 200 mL;
- Béquer 500 mL.



Figura 13.2.1: materiais necessários.

Procedimento

Na aula 1, os alunos puderam verificar que:

- a diminuição da temperatura promove a gelificação da gelatina;
- a gelificação não ocorre se for adicionado um extrato contendo protease à gelatina;
- a gelificação ocorre se o extrato contendo protease for fervido antes de ser adicionada à gelatina;

Verifique o que os grupos encontraram e quais hipóteses formularam para explicar por que em certas circunstâncias ocorre gelificação e em outras não. Discuta com eles o que concluíram em relação à ação da enzima. Ela pode ter sua eficácia alterada?

Apresente-lhes o conceito de pH, se ainda não o conhecerem, e comente que, no nosso corpo, diferentes soluções como o soro, a lágrima, a urina, a saliva, o suco gástrico e a bile não apresentam o mesmo pH.

Será que uma enzima produzida no estômago teria atividade em qualquer meio?

Apresente então aos alunos a proposta de atividade prática que será realizada nesta aula.

Protocolo Experimental

1) Descongelar à temperatura ambiente uma alíquota do extrato de abacaxi reservada para esta aula e diluir 1:3 (1 parte de extrato + três partes de água). Reservar o restante para a aula seguinte. Aproveite a discussão inicial para começar a descongelar o suco;

2) Preparar a gelatina conforme as instruções na embalagem e mantê-la à temperatura ambiente. Esperar esfriar para usá-la no experimento;

SEGURANÇA: não colocar os vidros quentes diretamente sobre a bancada, pelo risco de ocorrer trincas. No caso de quebra de vidraria, utilize um descarte adequado ou envolva a vidraria quebrada em papel de jornal.

Ação das proteases bromelina e papaína na digestão do colágeno - Aula 2

3) Preparar a suspensão de feijão batendo $\frac{1}{2}$ copo de feijão cru em 1 copo (100 mL) de água. Coar e reservar o filtrado no gelo (ou na geladeira) até o momento do uso;

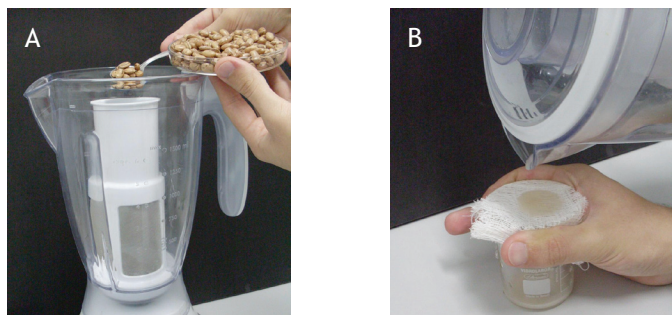


Figura 13.2.2: preparo da suspensão de feijão (A) e filtragem (B)

SEGURANÇA: não abrir a tampa do liquidificador durante o uso, nem inserir objetos como colher ou bagueta dentro do copo durante o funcionamento.

4) Preparar uma solução 2:1 de limpador multiuso com alcalinizante (duas partes do produto para uma parte de água);



Figura 13.2.3: Preparo da solução de limpador multiuso com alcalinizante.

SEGURANÇA: cuidado no manuseio de produtos de limpeza. Não deixar entrar em contato com os olhos e não ingeri-los.

5) Numerar os tubos de ensaio de um a cinco e preparar uma sequência, conforme a tabela:

TUBO	COMPOSIÇÃO	TESTE
1	4 mL gelatina + 2 mL água	Controle 1
2	4 mL gelatina + 2 mL suco de abacaxi	Controle 2
3	4 mL gelatina + 1 mL suco de abacaxi + 1 mL vinagre	Abacaxi + vinagre
4	4 mL gelatina + 1 mL suco de abacaxi + 1 mL limpador	Abacaxi + limpador
5	4 mL gelatina + 1 mL suco de abacaxi + 1 mL suspensão de feijão	Abacaxi + feijão

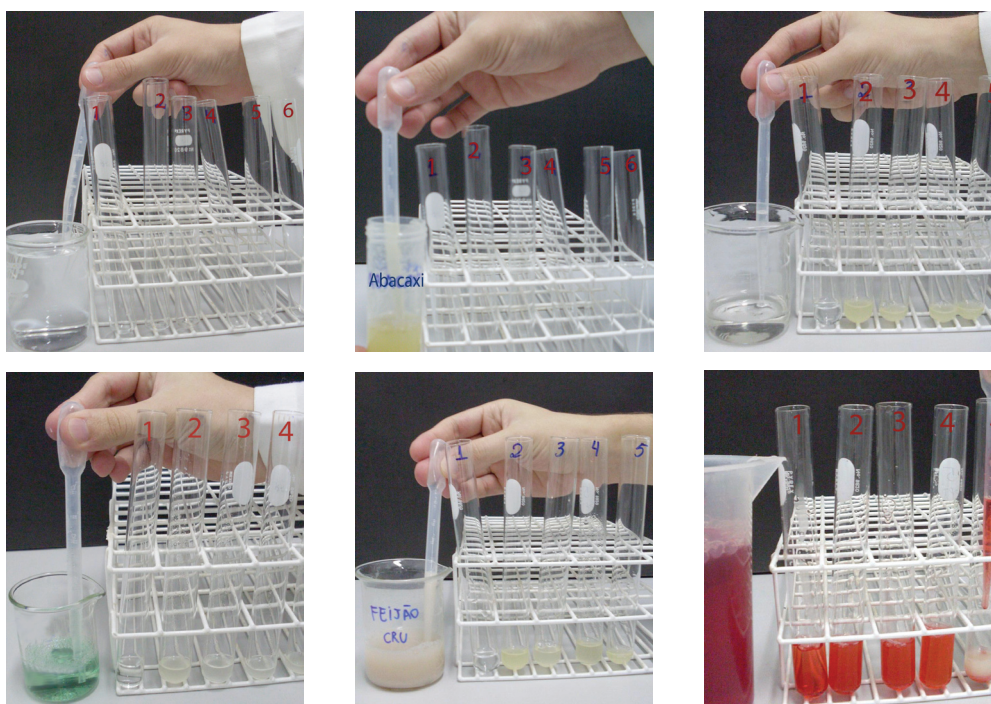


Figura 13.2.4: preparo dos tubos.

Ação das proteases bromelina e papaína na digestão do colágeno - Aula 2

6) Colocar os tubos na caixa de isopor com gelo (ou na geladeira) até que o tubo 1 (controle 1) gelifique. Isso deverá ocorrer após alguns minutos;

7) Observar os tubos e anotar na tabela a seguir os resultados positivos e negativos para a gelificação.

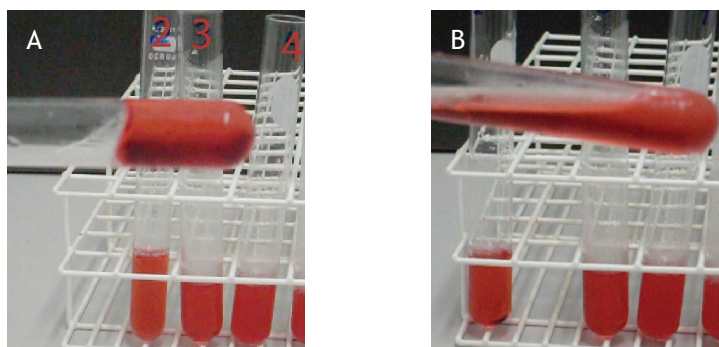


Figura 13.2.5: resultado positivo (A) e resultado negativo (B).

Espera-se que ocorra inativação da enzima devido à alteração de pH nos ensaios com limpador multiuso e vinagre.

TUBO	COMPOSIÇÃO	RESULTADO (GELIFICAÇÃO)
1	4 mL gelatina + 2 mL água	+
2	4 mL gelatina + 2 mL suco de abacaxi	-
3	4 mL gelatina + 1 mL suco de abacaxi + 1 mL vinagre	+
4	4 mL gelatina + 1 mL suco de abacaxi + 1 mL limpador	+
5	4 mL gelatina + 1 mL suco de abacaxi + 1 mL suspensão de feijão	+

O resultado positivo indica gelificação da gelatina. O negativo indica não gelificação da gelatina.

Tubos 1 e 2: controles positivo (1) e negativo (2) para gelificação da gelatina. O controle positivo indica ocorrência de gelificação. O controle negativo indica degradação da gelatina pela ação da bromelina e consequente ausência de gelificação.

Tubos 3 e 4: espera-se que a gelatina gelifique devido à inativação enzimática causada pela alteração de pH do meio. A gelatina pode também gelificar parcialmente, resultado da diminuição da atividade.

Tubo 5: espera-se que a gelatina gelifique devido à presença de inibidores enzimáticos.

Peça que os alunos respondam às questões a seguir e que depois as discutam.

1. O que ocorreu com a enzima nos tubos 3 e 4?

Resposta: Ocorreu diminuição/perda da atividade devido ao pH. Esse resultado demonstra a discussão do início da aula: o pH influencia na atividade da enzima.

2. No tubo 5, a bromelina está ativa ou inativa? Proponha uma explicação.

Resposta: Inativa, verificada pela gelificação. Isso ocorre porque o feijão cru possui enzimas que inativam as proteases.

Na discussão, os alunos deverão tirar conclusões a respeito do processo de inibição enzimática.

Estimule curiosidades como: “nós comemos feijão e as nossas proteases funcionam, por quê?”

Aborde a questão dos fatores antinutricionais nos alimentos e a importância do preparo e da conservação dos mesmos. As leguminosas como soja e feijão possuem substâncias que também são enzimas inibidoras de proteases, assim, o alimento deverá ser submetido a tratamento térmico para inativar essas enzimas. O preparo inadequado pode causar a indigestão e problemas pancreáticos, se houver uma ingestão excessiva.

Você pode retomar o resultado do experimento feito na primeira aula com o abacaxi fervido como exemplo de inibição da protease pela fervura.

Finalize introduzindo perguntas, que serão respondidas na aula seguinte, como, por exemplo, “será que os produtos industrializados como sucos de frutas conservam as características nutricionais da fruta?”

Comente que esse será o tema de investigação da próxima aula.

Resumo

Nessa atividade prática, os alunos investigarão se sucos industrializados de abacaxi conservam a atividade enzimática observada nos sucos frescos e se a atividade da bromelina é alterada em extratos mantidos fora da geladeira por três dias.

O experimento

Materiais

- Alíquota do extrato de abacaxi preparada na aula 1 mantida no congelador;
- Alíquota do extrato de abacaxi preparada na aula 1 mantida à temperatura ambiente;
- Suco de abacaxi industrializado (longa vida);
- Pó para suco de abacaxi;
- Caixa de isopor com gelo ou geladeira;
- Gelatina;
- 5 tubos de ensaio;
- Pipetas volumétricas ou seringas graduadas;
- 1 espátula ou colher de chá;
- Bastão de vidro;
- Béquer 200 mL;
- Béquer 500 mL ou frasco de vidro de 500 mL de boca larga.



Figura 13.3.1: materiais necessários.

Procedimento

Retome brevemente com os alunos as atividades realizadas e os resultados obtidos nas aulas 1 e 2. Pergunte para a classe quais experimentos já foram realizados, quais os resultados obtidos, quais desafios tinham sido propostos e quais conclusões puderam tirar das atividades.

Veja quais são os conceitos que ainda não compreenderam bem e quais são as dúvidas que persistem. Procure esclarecê-las antes de iniciar a última atividade.

Explique então que nessa aula serão lançados dois novos desafios:

Será que os sucos industrializados de abacaxi conservam a atividade proteolítica da bromelina?

Será que a permanência do suco de abacaxi fora da geladeira influencia na atividade proteolítica da bromelina?

Protocolo experimental

- 1) Descongelar à temperatura ambiente a alíquota de suco de abacaxi reservada para esta aula;
- 2) Descongelar antes da aula para que esteja à temperatura ambiente na hora da aula;
- 3) Preparar a gelatina conforme as instruções na embalagem e mantê-la à temperatura ambiente. Esperar esfriar para usá-la no experimento;

SEGURANÇA: não colocar vidros quentes diretamente sobre a bancada, pelo risco de ocorrer trincas. No caso de quebra de vidraria, utilize um descarte adequado ou envolva a vidraria quebrada em papel de jornal.

4) Preparar o suco industrializado em pó de acordo com as instruções da embalagem. Separar uma pequena quantidade do suco industrializado longa vida em um béquer (figura 13.3.2);

5) Utilizar o extrato de abacaxi preparado na aula 1 mantido à temperatura ambiente (figura 13.3.3);

Ação das proteases bromelina e papaína na digestão do colágeno - Aula 3

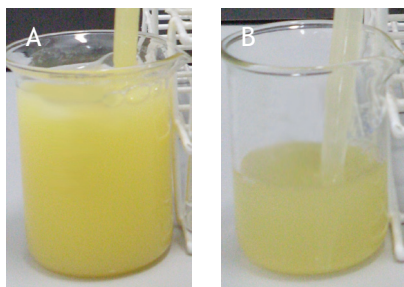


Figura 13.3.2: suco industrializado em pó reconstituído (A) e Suco industrializado longa vida (B).



Figura 13.3.3: extrato de abacaxi mantido à temperatura ambiente.

6) Numerar os tubos de ensaio de um a cinco e preparar uma sequência de acordo com a tabela abaixo:

TUBO	COMPOSIÇÃO	TESTE
1	4 mL gelatina + 2 mL água	Controle 1
2	4 mL gelatina + 2 mL suco de abacaxi (descongelado)	Controle 2
3	4 mL gelatina + 2 mL suco de abacaxi (temp. ambiente)	Não congelado
4	4 mL gelatina + 2 mL suco de abacaxi industrializado	Longa vida
5	4 mL gelatina + 2 mL suco de abacaxi reconstituído (pó)	Suco em pó

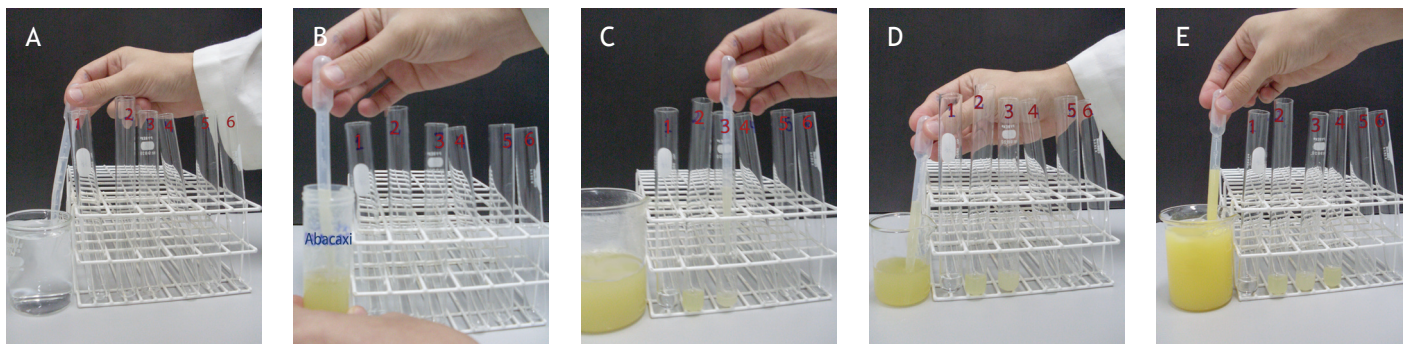


Figura 13.3.4: preparação dos tubos com (A) água, (B) suco descongelado, (C) suco mantido à temperatura ambiente, (D) suco industrializado longa vida e (E) suco industrializado em pó.

7) Colocar os tubos na caixa de isopor com gelo (ou em geladeira) até que o tubo 1 (controle 1) gelifique. Isso deverá ocorrer após alguns minutos.

A ocorrência ou não da proteólise será avaliada por meio da gelificação, verificada indiretamente, mediante observação da viscosidade do meio. A inclinação dos tubos de ensaio após um banho de gelo de alguns minutos (até ocorrer a gelificação do controle 1 - tubo 1) possibilita que se realize o monitoramento da viscosidade da gelatina.

A tabela a seguir mostra os resultados esperados dos ensaios.

Professor, interprete os resultados em conjunto com a classe.

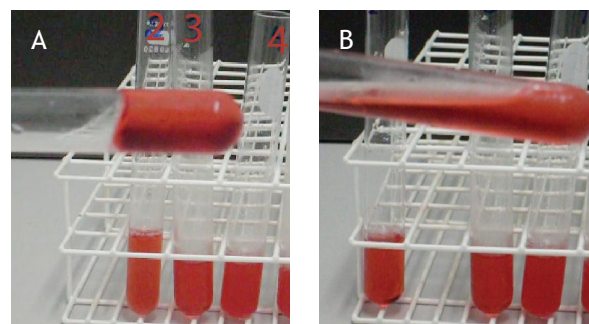


Figura 13.3.5: resultado positivo (A) e resultado negativo (B).

TUBO	COMPOSIÇÃO	RESULTADO (GELIFICAÇÃO)
1	4 mL gelatina + 2 mL água	+
2	4 mL gelatina + 2 mL suco de abacaxi (descongelado)	-
3	4 mL gelatina + 2 mL suco de abacaxi (temp. ambiente)	+ / -
4	4 mL gelatina + 2 mL suco de abacaxi industrializado	+
5	4 mL gelatina + 2 mL suco de abacaxi reconstituído (pó)	+

O resultado positivo indica gelificação da gelatina. O negativo indica não gelificação da gelatina.

Ação das proteases bromelina e papaína na digestão do colágeno - Aula 3

Tubos 1 e 2: controles positivo (1) e negativo (2) para gelificação da gelatina. O controle positivo indica ocorrência de gelificação. O controle negativo indica ausência de gelificação e consequente degradação da gelatina pela ação da bromelina.

Tubo 3: é esperado que haja modificação da atividade proteolítica em relação ao tubo 2, podendo chegar à inativação enzimática, por isso o sinal de + - . Esse resultado pode variar de acordo com as condições a que a amostra foi submetida durante os três dias.

Na interpretação, proponha questões sobre a conservação dos alimentos, como:

“Há alteração da qualidade dos frutos depois que eles são cortados? E com relação a qualidade dos sucos que permanecem na geladeira?”

“Será que frutas ‘passadas’ - maduras demais - conservam o mesmo valor nutricional?”

Tubos 4 e 5: é esperado que ocorra gelificação nos dois tubos.

Proponha aos alunos a elaboração de uma hipótese para explicar os resultados.

Pergunte se eles têm ideia do que ocorre no processamento industrial do abacaxi.

Você pode apresentar alguns tipos de processamento e pedir uma tarefa individual para casa: o aluno deve escolher uma fruta que seja processada em produto industrializado (pêssego, abacaxi, bacuri, cambuci ou amora, por exemplo) e depois escrever, em até uma página, como ocorre esse processo.

14. Investigação por manipulação de DNA - Aula 1

Rossi-Rodrigues, Bianca C.; Silva, Eric Dias da; Chikuchi, Helika Amemiya; Galembeck, Eduardo.



Resumo

Esse projeto propõe a simulação de uma investigação criminal em que serão discutidas tecnologias de manipulação do DNA. Nessa aula serão abordadas técnicas de identificação de pessoas pela análise do DNA.

O experimento

Procedimento

Professor, a atividade apresenta uma suposta história de um crime em que os alunos farão o papel de investigadores, realizando, para isso, uma simulação da aplicação da técnica de manipulação do DNA para identificação de pessoas. Apresente a atividade numa aula anterior e divida a classe em cinco grupos.

É aconselhável que essa atividade seja realizada após as aulas sobre Biologia Molecular.

A identificação através da “impressão digital” genética é muito utilizada em testes de paternidade e também para identificar suspeitos de crimes. Para isso, o DNA a ser analisado é isolado e multiplicado por meio de uma técnica denominada Reação em Cadeia da Polimerase - PCR, na qual são realizados ciclos de alteração de temperatura. Também são usadas enzimas, fragmentos para iniciar a síntese de DNA e nucleotídeos que possibilitarão que uma pequena quantidade de DNA seja aumentada muitas vezes. Após a etapa de amplificação, o DNA é quebrado em fragmentos por meio de enzimas de restrição que clivam regiões específicas das moléculas de DNA. Esses fragmentos são então separados por tamanho e não por sua sequência de bases (ou nucleotídeos) através da técnica de eletroforese, gerando uma espécie de imagem fotográfica semelhante a um código de barras. Esse “código de barras” é a “impressão digital” do indivíduo. Os resultados permitem identificar indivíduos. No caso de teste de paternidade, os resultados são comparados com as bandas de DNA dos pais, podendo-se confirmar ou não a paternidade. Vale lembrar que o exame de DNA não compara a informação genética dos indivíduos, mas apenas os tamanhos dos fragmentos obtidos de suas moléculas de DNA.

A atividade consiste, portanto, na simulação dessas etapas pelos grupos, o que ajudará os alunos a compreenderem melhor as técnicas e o processo de investigação por análise do DNA, de maneira lúdica.

Apresente a história e inicie o “processo de investigação” com a classe.

História de um crime

Pela conquista do primeiro lugar da Olimpíada de Matemática, sua escola recebeu como prêmio um troféu de ouro maciço. No dia seguinte, quando o diretor chegou em sua sala, o troféu havia sumido. As câmeras de segurança mostraram uma pessoa entrando pela janela do piso inferior da escola, subindo até a sala do diretor e roubando o troféu; entretanto, as imagens não possibilitaram identificar a pessoa nem seu sexo. Apesar disso, foi possível supor alguns suspeitos.

O estado da porta da sala e a presença de manchas de sangue no chão sugeriram que, enquanto arrombava a porta, o ladrão se feriu e acabou sangrando. Assim, os investigadores decidiram submeter todos os suspeitos a um teste de DNA.

Investigação

A investigação será dividida em 3 etapas, realizadas em cada aula do projeto.

ETAPA 1 (a ser realizada nessa aula)

Entender e definir como será feita a simulação do teste de DNA para identificação dos indivíduos por meio de discussão com a classe.

Professor, promova uma discussão com a classe, utilizando as informações pesquisadas e trazidas pelos alunos, bem como os conhecimentos prévios que eles têm sobre a identificação de pessoas através da manipulação do DNA: como eles acham que isso pode ser feito, com quais materiais biológicos? Em conjunto, estabeleça, simplificada e, os passos da identificação de pessoas através da manipulação do DNA.

Investigação por manipulação de DNA - Aula 1

Passos:

1. Coleta de material;
2. Amplificação do DNA;
3. Quebra em fragmentos pelas enzimas de restrição;
4. Separação dos fragmentos por eletroforese;
5. Análise e comparação dos fragmentos.

Esses passos representam uma visão simplificada sobre a técnica. Existem variações, técnicas específicas, mas no geral, esses são os passos comuns.

Estabelecidos os passos em conjunto, comunique que nas aulas seguintes algumas dessas etapas serão simuladas. Para isso, peça que os grupos tragam tesoura, papel e caneta (ou lápis).

ETAPA 2 (a ser realizada na aula 2)

Simulação do teste de DNA - construir a simulação do gel, o DNA, enzima de restrição e simular uma corrida.

ETAPA 3 (a ser realizada na aula 3)

Interpretar do gel e propor uma solução para o crime.

Resumo

Esse projeto propõe a simulação de uma investigação criminal em que serão discutidas tecnologias de manipulação do DNA. Nessa aula, serão simuladas algumas etapas das técnicas mais usuais da identificação de pessoas pela análise do DNA.

O experimento

Materiais

- Tesoura;
- Lápis ou caneta;
- Envelope (opcional).

Procedimento

Nessa aula, será realizada a segunda etapa da investigação, simulando os passos da identificação de pessoas através da manipulação do DNA.

Primeiramente, retome alguns pontos sobre a estrutura do DNA, mostre uma figura do DNA com as ligações químicas que conferem essa estrutura. Enfatize as pontes de hidrogênio entre as fitas complementares e as bases complementares. É importante deixar claro que as enzimas de restrição atuam catalisando a quebra de uma ligação fosfodiéster entre dois nucleotídeos consecutivos ligados a determinadas bases.

Discuta com maiores detalhes a técnica de eletroforese.

Coleta do material

Professor, para representar o material coletado, disponibilizamos fitas de DNA com 30 pares de base (pb) - figura 14.2.5. Você pode colocá-las em um envelope e entregar uma para cada grupo. Reforce para a classe que esse número é para viabilizar a atividade.

Existem as amostras dos suspeitos e a amostra do sangue coletado na cena do crime.

Todas as amostras possuem somente uma fita contendo as pares de base. Cabe aos grupos construir a fita complementar com suas respectivas bases.

Quebra em fragmentos pela enzima de restrição

Considere agora que a enzima de restrição utilizada reconhece a sequência de bases AA e que “corta” o DNA entre o primeiro e o segundo A.

NOTA: lembre-se que após a etapa de amplificação o “cromossomo”, uma estrutura identificável pela sua forma, tamanho e constituída de uma molécula de DNA específica, deixa de existir. No final desse processo, o que se obtém é uma mistura composta de todas as moléculas de DNA que constituíam todos os cromossomos das células do indivíduo.

- 1) Quando a sequência AA for encontrada, faça um traço vertical separando A de A, como no exemplo da figura 14.2.1;
- 2) Corte, com uma tesoura, a fita de DNA no local em que foram feitos os traços verticais. A tesoura representa a enzima de restrição e, com os cortes, você obterá os fragmentos de DNA (figura 14.2.2);
- 3) Conte o número de pares de bases nitrogenadas de cada fragmento e marque no verso da fita (figura 14.2.3).

Investigação por manipulação de DNA - Aula 2

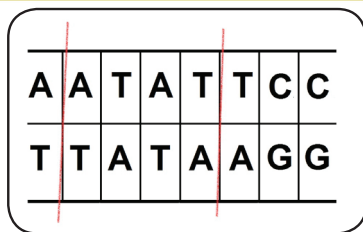


Figura 14.2.1: sequência hipotética de DNA exemplificando o traço separando A de A. As duas sequências indicam as duas fitas de DNA da molécula.

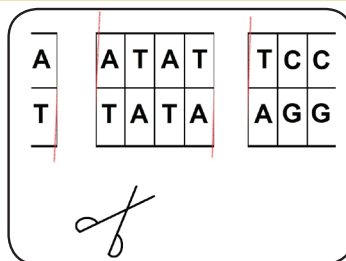


Figura 14.2.2: sequência hipotética de DNA exemplificando o corte onde foram feitos os traços.

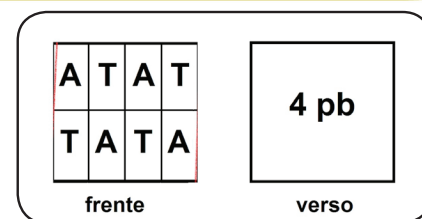


Figura 14.2.3: frente e verso do fragmento formado pela quebra da sequência hipotética de DNA mostrada nas figuras 1 e 2.

Separação dos fragmentos por Eletroforese

1) Preparo do Gel. Professor, o gel é representado pela figura 14.2.4.

2) Corrida do DNA;

Nesta atividade, simularemos um procedimento denominado eletroforese. Ele consiste na separação dos pares de base do DNA ao longo de um gel próprio para esse procedimento. O DNA apresenta carga negativa. Por esse motivo, os pares de base se deslocarão no sentido de aproximação do cátodo (polo positivo) e afastamento do ânodo (polo negativo). Como os fragmentos possuem a mesma carga, eles serão separados por tamanho no gel e não pela sua sequência de pares de base. Fragmentos menores terão mais facilidade para passar pelos espaços do gel e, por isso, migrarão rapidamente, atingindo uma distância maior que os fragmentos maiores de DNA.

A figura 14.2.4 mostra uma simulação do gel de eletroforese. Para montar essa imagem, após cortados os fragmentos de DNA, cada grupo deverá pintar os quadrados (representação das bandas) de acordo com os fragmentos originados, na coluna representativa do material de coleta recebido. Por exemplo, se um dos fragmentos do suspeito 1 apresenta quatro pares de base, o aluno deverá pintar o quadrado relativo à coluna do suspeito 1 e à linha do número 4. Cada grupo deverá pintar as bandas representativas da sua amostra no gel do roteiro de trabalho e responder às questões. Nesse momento, deverá ser feita somente pintura da coluna referente à eletroforese do DNA recebido pelo grupo. Na aula seguinte, todas as colunas serão pintadas num único "gel" e comparadas.

Na próxima aula, você, professor, pode imprimir a tabela do roteiro de trabalho em A3 e montar um gel em conjunto com a classe com as bandas das amostras de todos os grupos. Essa dinâmica será útil para discussão sobre o assunto.

AMOSTRAS DE DNA		S1	S2	S3	S4	CC
30						
29						
28						
27						
26						
25						
24						
23						
22						
21						
20						
19						
18						
17						
16						
15						
14						
13						
12						
11						
10						
9						
8						
7						
6						
5						
4						
3						
2						
1						

Figura 14.2.4. Imagem representativa de um gel de eletroforese. Os códigos horizontais na primeira linha representam as amostras a serem aplicadas no gel (S1: suspeito 1; S2: suspeito 2; S3: suspeito 3; S4: suspeito 4; CC: amostra da cena do crime). Os números de 1 a 30 representam os pares de bases (pb) que ficarão retidos no gel. Os padrões de banda são os resultados da separação das amostras.

DNA – SUSPEITO 1

A	G	T	A	A	T	C	C	G	C	G	G	G	T	A	G	T	C	A	T	A	A	T	G	T	G	C	C	C	C

DNA – SUSPEITO 2

T	A	C	C	C	G	G	G	A	T	T	G	A	C	A	A	G	C	G	A	T	T	T	C	A	T	G	A	G	C

DNA – SUSPEITO 3

T	T	A	T	T	C	A	A	G	C	G	G	G	T	A	G	T	A	A	T	C	A	T	G	T	G	C	C	C	C

DNA – SUSPEITO 4

A	T	T	G	G	G	G	A	T	T	G	G	T	T	A	T	G	G	A	A	G	G	A	A	C	G	C	A	C

DNA – CENA DO CRIME

T	A	C	C	C	G	G	G	A	T	T	G	A	C	A	A	G	C	G	A	T	T	T	C	A	T	G	A	G	C

Resumo

Este projeto propõe a simulação de uma investigação criminal por meio de manipulação de DNA. Nessa aula, serão comparados os resultados da simulação da eletroforese de cada grupo para se descobrir qual dos suspeitos é o suposto autor do crime. Além disso, serão discutidas outras tecnologias de manipulação de DNA.

O experimento

Materiais

Tabela representativa do gel de eletroforese com as bandas da simulação da aula anterior.

Procedimento

Professor, monte na lousa um gel único ou imprima figura 14.2.4 (aula anterior) em folha tamanho A3 e complete com o resultado da simulação da eletroforese realizada pelos grupos.

Ao lado está o resultado da simulação das amostras.

Note que, quando houver mais de um fragmento do mesmo tamanho para um mesmo suspeito, a banda deverá ser desenhada mais grossa do que as demais. O DNA do suspeito 3, por exemplo, apresenta dois fragmentos compostos de três bases. Por isso, na linha 3, referente a esse suspeito, a banda foi desenhada mais grossa. O mesmo ocorre em relação ao suspeito 4, que apresenta dois fragmentos contendo quatro e seis pares de base. Por esse motivo, as bandas das linhas 4 e 6 referentes ao suspeito 4 foram desenhadas mais grossas. Pergunte para a classe, qual dos suspeitos é o suposto criminoso?

O suposto criminoso é o suspeito de número 2, pois ele apresenta um padrão de bandas igual ao da amostra da cena do crime. Isso, entretanto, não prova que o suspeito 2 é o autor do crime. Em uma situação real, o sangue encontrado no chão pode ter pingado da pessoa 2 em uma outra situação e não durante o arrombamento. A prova também pode ter sido plantada. O exame de DNA é uma evidência, mas seu resultado não pode, sozinho, ser utilizado para determinar a culpabilidade de alguém.

Se sobrar tempo, aproveite para realizar discussões sobre outras técnicas da Biotecnologia como genoma, proteoma e terapia gênica.

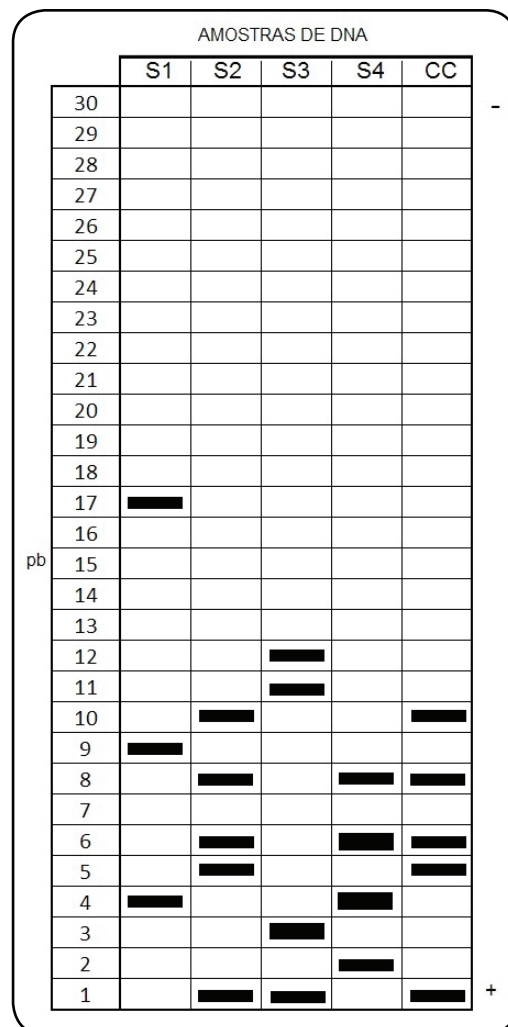


Figura 14.3.1: imagem representativo de um gel de eletroforese.

15. Construção e acompanhamento de terrário - Aula 1

Rossi-Rodrigues, Bianca Caroline; Heleno, Maurício Gomes; Silva, Eric Dias da; Dias, Florencia M. P. Pereira; Chikuchi, Helika Amemiya; Galembeck, Eduardo.



Resumo

Este projeto visa a construção e acompanhamento de dois terrários, um fechado com plástico e outro com tela, simulando dois ecossistemas distintos em relação à disponibilidade hídrica. Esta primeira aula será dedicada à construção dos terrários.

O experimento

Materiais

- 2 cubas de vidro para aquário/terrário de mesmo tamanho;
- Carvão vegetal;
- Terra vegetal;
- Areia;
- Cascalho;
- Fibra de coco;
- Pedras e galhos secos;
- Duas tampas de garrafa PET;
- Pequenas plantas variadas (samambaias, heras, musgos, avencas etc.);
- Plástico para fechar a cuba de vidro;
- Fita adesiva;
- Tecido tipo Voil (tecido transparente como uma tela fina);
- Pequenos invertebrados (insetos, aracnídeos, crustáceos terrestres, moluscos, anelídeos etc.).



Figura 15.1.1: materiais necessários.

Dicas de obtenção de materiais

Os aquários podem ser substituídos por garrafões de plástico de 20 cm de largura cortado na altura do gargalo; lavar os recipientes com água e sabão para eliminar os resíduos e desinfetar com álcool. Os aquários devem ser tratados da mesma forma.

Os invertebrados podem ser capturados pelo professor, evitando acidentes. Para isso, você pode enterrar um pote de plástico num jardim, por exemplo, deixando a boca aberta rente à superfície. Os insetos cairão no pote durante a noite. Muitos invertebrados se escondem debaixo de pedras e galhos secos para se manter longe da luz e a salvo dos predadores. Você pode visitar um parque ou jardim mais próximo de sua casa ou escola. Nestes locais, é possível encontrar diversos animais como insetos, aracnídeos, crustáceos terrestres, moluscos, anelídeos etc. Vale lembrar que a coleta em parques públicos deve ser feita somente após a concessão de licença por parte da administração. Procurar sob madeiras, pedras, folhço e em plantas (geralmente sob as folhas ou em flores). Antes de iniciar a captura desses animais, é conveniente pensar no meio de transporte que será usado. Uma caixa de sapatos vazia, por exemplo, é uma boa opção. Escolha uma que permita que os bichos respirem normalmente.

O cascalho, a areia, a terra vegetal e a fibra de coco podem ser obtidas em floriculturas. A quantidade total desses materiais deve ser suficiente para cobrir aproximadamente um quarto da cuba de vidro.

SEGURANÇA: atenção! Recomendamos algumas precauções antes de sair à procura de invertebrados. Use luvas de couro (aquelas de cortadores de cana) principalmente para manipular o folhço e levantar pedras, galhos ou qualquer outra coisa. Olhe antes para os locais onde vai colocar a mão, especialmente se não estiver utilizando luvas. Vista-se com uma calça jeans que proteja até os calcanhares e uma camiseta de manga comprida ou moletom. Pessoas alérgicas a insetos podem ainda passar repelente nas partes descobertas, como rosto e pescoço. É importante estar sempre atento para ver se não há alguma ameaça, como taturanas, enxames de abelhas ou formigueiros. Após o término da coleta, cheque o seu corpo à procura de carrapatos ou outros animais.

Protocolo experimental

Montar dois terrários segundo as instruções a seguir.

É importante que a montagem de ambos seja o mais semelhante possível, inserindo as mesmas quantidades de materiais para permitir comparações posteriores.

1) Lavar os recipientes destinados aos terrários com água e sabão para eliminar os resíduos e desinfetar com álcool. Os aquários devem ser tratados da mesma forma, evitando a proliferação de fungos ou bactérias que possam alterar o equilíbrio do ambiente interno;

2) Colocar no fundo dos recipientes camadas de terra e cobrir com areia e/ou cascalho;

Os solos são constituídos por componentes orgânicos (húmus, por exemplo) e por uma parcela inorgânica. Os componentes inorgânicos podem apresentar diferentes granulometrias, sendo a argila a mais fina e a areia a mais grossa. Uma mistura equilibrada desses componentes (húmus, argila e areia), proporciona um solo adequado ao plantio.

3) Para evitar mau cheiro, cubra as camadas de areia com cerca de 2 cm de carvão vegetal triturado;

4) Colocar terra vegetal: é a camada mais importante do terrário. Ela deve ter mais ou menos 4 cm de profundidade e ser recoberta, finalmente, com uma camada fina de fibra de coco;

Intercalar camadas de diferentes tipos de terra (figura 15.1.2) é uma condição indispensável para o bom funcionamento do terrário, pois elas vão reproduzir as condições da natureza;

5) Colocar nos terrários pequenas mudas de suas plantas, dando preferência àquelas que apreciam solo úmido e temperatura constante pequenas samambaias, heras, musgos, avencas etc. Preste atenção para não quebrar as raízes na hora de plantá-las (figura 15.1.3);

Não colocar no terrário espécies que não gostam de água, como cactos, ou plantas com raízes muito grandes.



Figura 15.1.2: camadas de substratos do terrário.



Figura 15.1.3: pequenas plantas no terrário.

6) Espalhar pedras e galhos secos num canto para formar um abrigo mais úmido e escuro, onde os animais possam se abrigar da luz. Use um pequeno recipiente cheio de água, como a tampa de uma garrafa, para criar uma fonte permanente de umidade;

7) Regar o suficiente para umedecer a terra (figura 15.1.4), sem deixar poças de água no recipiente. Utilizar o mesmo volume de água para os dois terrários;

8) Fechar um dos terrários, com plástico e fita adesiva (figura 15.1.5). Deixe uma das pontas sem lacre para inserção dos insetos. Constatar a formação de um ciclo de precipitações. A água que penetrou nas plantas pelas raízes vai evaporar e formar gotículas sobre as folhas;

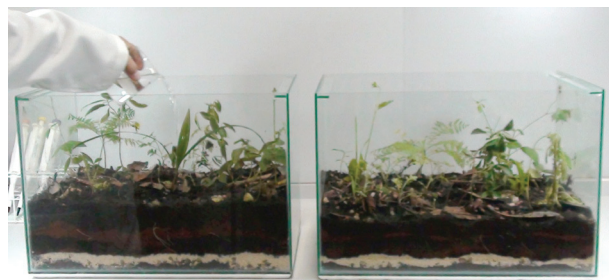


Figura 15.1.4: regar após montagem dos terrários.



Figura 15.1.5: vedação de um dos terrários com plástico.

Construção e acompanhamento de terrário - Aula 1

9) Fechar o outro terrário com um tecido (figura 15.1.6) que permita a passagem do vapor d'água, mas não a de insetos, como o Voil, prendendo as extremidades com fita adesiva. Deixe uma das pontas sem lacre para inserção dos insetos;

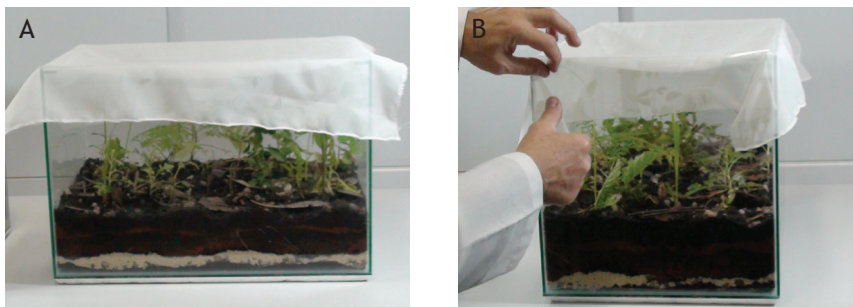


Figura 15.1.6: vedação do outro terrário com Voil.

10) Abrir uma parte na lateral da cobertura e inserir os invertebrados coletados um por um pela parte aberta. (figura 15.1.7). Fechar rapidamente evitando que algum escape;

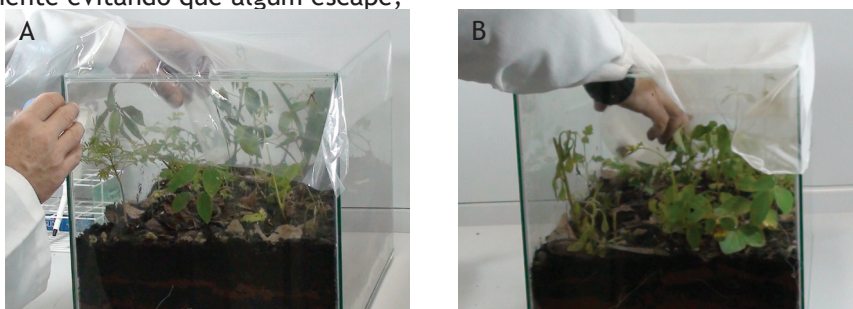


Figura 15.1.7: inserção dos invertebrados coletados nos terrários.

11) Colocar os terrários em um lugar bem iluminado, mas sem receber sol diretamente. Coloque num local em que os alunos possam fazer observações diárias.

Divida a classe em grupos e entregue várias cópias de uma tabela de observação do terrário para cada grupo e peça para que observem os terrários a cada dois ou três dias, durante um mês, realizando anotações.

Resumo

Este projeto visa a construção e acompanhamento de dois terrários: um fechado com plástico e outro com tela, simulando dois ecossistemas distintos em relação à disponibilidade hídrica. Essa segunda aula propõe a observação do terrário e a discussão das observações feitas pelos alunos.

O experimento

Materiais

- Terrários montados na aula anterior;
- Ficha de observação do terrário com observações feitas pelos aluno.

Procedimento

Professor, peça que os grupos tragam as fichas de observação do terrário e discuta os itens da ficha. Para cada item discutido, faça uma observação conjunta com a classe.

Protocolo experimental

Abaixo, exemplificamos as observações que poderão ser feitas.

É possível visualizar os animais no ambiente (figura 15.1.1).



Figura 15.2.1: animais no ambiente.

Após alguns dias, é possível verificar a diferença de umidade entre o terrário fechado com plástico (figura 15.2.2A) e o com Voil (figura 15.2.2B).

No terrário fechado com plástico é possível observar grande umidade (figura 15.2.2A). A atmosfera criada não conseguirá absorver todo o vapor, que se acumulará nas paredes do recipiente. Quando a umidade chegar ao ponto de saturação, ocorrerá a precipitação e a água voltará ao solo.

No terrário fechado com Voil a umidade é menor, de maneira que algumas plantas secam (figura 15.2.2B).

Esse resultado vai depender da umidade do ar do local em que se encontra o terrário. Em épocas chuvosas, haverá maior umidade no terrário fechado com Voil, mas, mesmo assim, será menor do que no terrário coberto com plástico.

No terrário fechado é possível que proliferem fungos nas plantas, devido à alta umidade (figura 15.2.3). Notam-se também gotículas de água no vidro do aquário.

Todo terrário terá uma característica particular e única, uma vez que simula um ecossistema. Assim, esses resultados são as possíveis observações que podem acontecer no terrário da sua classe. Atente para as particularidades do seu, verificando as possíveis interações entre animais, animais e plantas e fatores abióticos. Verifique as mudanças do ecossistema como um todo, observando mortalidade de plantas germinação de outras etc.

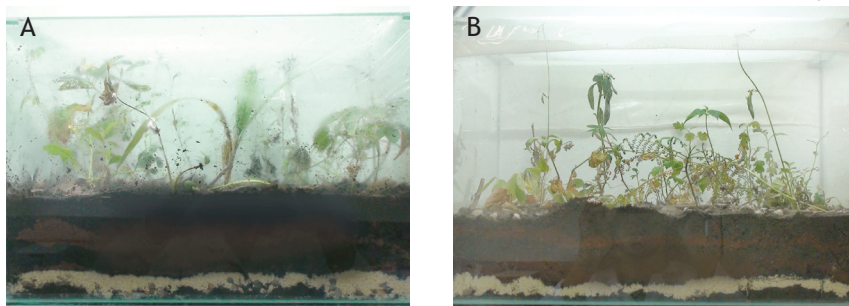


Figura 15.2.2: terrário fechado com plástico (A) e terrário fechado com Voil (B).



Figura 15.2.3: desenvolvimento de fungos no terrário fechado com plástico.

Resumo

Nesta aula, será feito o descarte dos materiais que constituem os terrários e a devolução dos animais à natureza.

O experimento

Materiais

- Terrários preparados anteriormente;
- Pinças;
- Frascos para transportar os insetos.

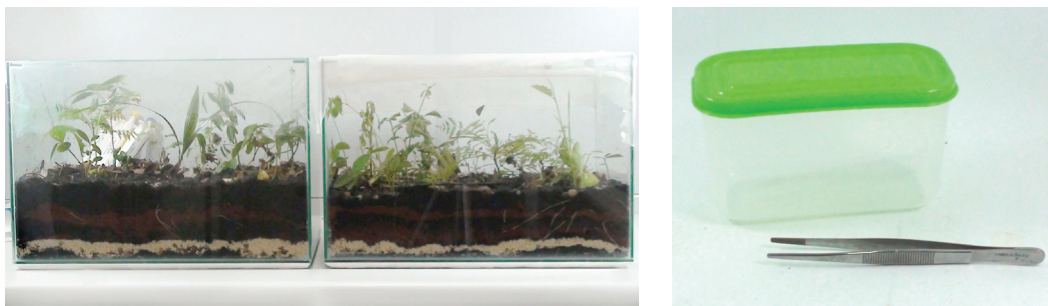


Figura 15.3.1: materiais necessários.

Procedimento

Professor, antes da desmontagem do terrário, você pode perguntar aos alunos que tipo de ambiente seria apropriado para devolução dos animais após a desmontagem. Eles podem fazer uma lista com os animais que encontrarem nos terrários e estabelecer um ambiente adequado aos animais nas proximidades da escola.

Oriente a desmontagem dos aquários e leve os alunos aos locais escolhidos.

Professor, escolha um ambiente seguro onde os alunos estejam acostumados a ir, como o jardim da escola, por exemplo.

Protocolo experimental

- 1) Retirar a cobertura dos aquários;
- 2) Retirar os animais do aquário com o auxílio de pinças (figura 15.3.2);



Figura 15.3.2: retirada dos animais do terrário.

- 3) Devolver os animais ao ambiente escolhido. Sempre manusear os animais com pinças ou luvas;

4) Para a devolução das plantas, pode ser desenvolvida uma discussão a respeito do ambiente mais adequado, como por exemplo, se o ambiente deve ser sombreado ou ensolarado, úmido ou seco. A terra, areia e demais componentes do substrato podem ser descartados no mesmo local.

16. Simulação de chuva ácida e suas consequências - Aula 1

Rossi-Rodrigues, Bianca C.; Heleno, Maurício G.; Santos, Roney Vander dos; Marchini, Glislaine L.; Dias, Florencia M. P. P.; Silva, Eric Dias da; Araujo, Ana L.; Chikuchi, Helika A.; Galembeck, Eduardo.



Resumo

O experimento visa avaliar o efeito de soluções ácidas sobre a germinação de sementes de feijão (*Phaseolus vulgaris*), como modelo da ação da chuva ácida sobre a germinação das plantas em geral. Nesta aula, serão preparadas as soluções ácidas e será iniciado o processo de germinação do feijão.

O experimento

Materiais

- 1 frasco de boca larga com tampa (tipo frasco de maionese);
- 1 frasco Kitasato de 500 mL;
- Rolha para vedar o frasco kitasato;
- 3 pipetas Pasteur;
- 3 frascos borrifadores;
- 3 placas de Petri;
- Algodão ou papel filtro;
- 1 fio de cobre de 20 cm (nº18);
- 1 caneta ou lápis;
- 1 isqueiro;
- Enxofre em pó;
- Água destilada;
- Papel indicador de pH;
- Fermento biológico;
- Açúcar;
- 1 colher de sopa;
- Mangueira de borracha;
- Feijões.



Figura 16.1.1: materiais necessários.

Dicas de obtenção de materiais

- As placas de Petri podem ser substituídas por vasilhas plásticas com tampa transparente;
- As pipetas Pasteur podem ser substituídas por conta-gotas;
- O isqueiro pode ser substituído por fósforos;
- O kitasato pode ser substituído por uma garrafa “pet” com a tampa furada e transpassada por um tubinho (uma caneta sem a carga, por exemplo) que possa ser conectada à mangueira;
- O algodão pode ser substituído por papel de filtro.

Procedimento

A emissão de poluentes industriais, queima de carvão e combustíveis fósseis lançam gases que se combinam com o oxigênio e o vapor de água, formando as chamadas chuvas ácidas por serem carregadas de ácido sulfúrico, ácido nítrico e ácido carbônico. Essas águas com pH ácido acidificam o solo e interferem no desenvolvimento das plantas.

Nesse experimento, verificaremos a influência de solução de ácido sulfúrico (pH = 2) e ácido carbônico (pH = 4) na germinação e no desenvolvimento de feijão.

Numa aula anterior, divida a classe em grupos, explique o experimento e peça para que os grupos tragam os materiais necessários. Discuta o que é chuva ácida e pergunte quais seriam as consequências de sua ocorrência para o desenvolvimento das plantas. Esse experimento pretende ajudar na resposta a essa questão.

Propomos, primeiramente, o preparo das soluções de ácido sulfúrico e ácido carbônico. O preparo do ácido sulfúrico deverá ser feito com muito cuidado. Você pode fazer as etapas junto com os grupos, explicando-as e monitorando cada passo.

Protocolo experimental

Germinação dos feijões

- 1) Colocar algumas sementes de feijão em água para determinar a viabilidade das mesmas. As viáveis serão as que permanecerem no fundo. As que boiarem possuem ar no seu interior, podendo indicar provável perfuração por parasita;
- 2) Montar 3 placas de Petri (figura 2): Colocar algodão (ou papel de filtro) no fundo das placas e rotulá-las de acordo com o tratamento que será realizado (água, ácido carbônico e ácido sulfúrico). Também anote a data em que o procedimento foi iniciado;
- 3) Colocar cinco sementes de feijão em cada placa;



Figura 16.1.2: feijões nas placas para germinação.

Preparar as soluções de ácido sulfúrico e ácido carbônico, conforme instruções abaixo.

Preparo da solução de ácido sulfúrico

- 1) Com um pedaço de fio de cobre, construir um cone com cerca de 1 cm de altura, usando como molde a ponta de uma caneta esferográfica, dando voltas bem apertadas (figura 16.1.3);
- 2) Prender o fio na borda do frasco, conforme a figura 16.1.4;
- 3) Remover o cone e enchê-lo com enxofre em pó;
- 4) Acender o isqueiro embaixo do cone, iniciando a queima do enxofre;
- 5) Rapidamente, colocar o cone dentro do frasco e tampar. Observar o que ocorre;
- 6) Após a queima do enxofre, retirar o cone e agitar o frasco para diluir a fumaça produzida na água do frasco;
- 7) Medir o pH, que deverá estar na faixa entre 2 e 3, com o papel indicador de pH (figura 16.1.5) e armazenar em um frasco borrifador rotulado com o nome do ácido, pH e data.

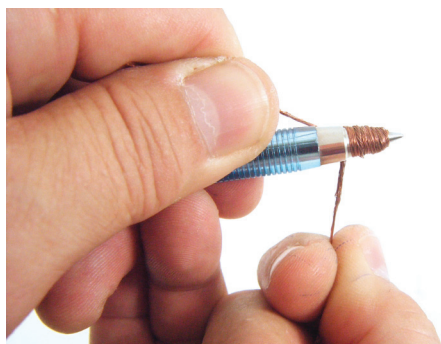


Figura 16.1.3: modo de enrolar o fio de cobre na caneta.



Figura 16.1.4: posição do fio dentro do frasco.



Figura 16.1.5: medida do pH da solução.

Preparo da solução de ácido carbônico

- 1) Em um frasco kitasato, adicionar 200 mL de uma solução contendo água morna (37°C), 4 colheres de sopa de açúcar e um tablete de fermento biológico fresco (figura 16.1.6);
- 2) Fechar a boca do frasco com rolha e ligar uma mangueira à saída lateral do frasco kitasato. Inserir a outra extremidade da mangueira em um frasco com água, de modo que o gás produzido borbulhe (figura 16.1.7);

Simulação de chuva ácida e suas conseqüências - Aula 1



Figura 16.1.6: material para o preparo da suspensão de fermentação para produção de H_2CO_3 .



Figura 16.1.7: montagem do Kitasato com a mangueira.

3) Após o término do borbulhamento, determinar o pH (que deverá estar por volta de 4), da mesma forma que foi feito com a solução de ácido sulfúrico, rotular o frasco e armazenar;

O ácido carbônico é um ácido fraco, podendo haver perda de CO_2 para o ambiente e consequente alteração do pH, sendo necessário o armazenamento num recipiente com tampa em que o ácido ocupe quase todo o volume. Por isso, é importante aferir o pH da solução diariamente em cada tratamento das sementes, para verificar se não houve alteração no pH.

4) Molhar diariamente o algodão com 2 mL das respectivas soluções (água, ácido carbônico e ácido sulfúrico) e colocar as sementes para germinar de 2 a 7 dias à temperatura ambiente.

Resumo

O experimento visa avaliar o efeito de soluções ácidas sobre a germinação de sementes de feijão (*Phaseolus vulgaris*), como modelo da ação da chuva ácida sobre a germinação das plantas em geral. Nesta aula, será verificado o efeito das soluções na germinação do feijão e feita a transferência de mudas para a terra.

O experimento

Materiais

- Copos plásticos descartáveis;
- Terra vegetal;
- Soluções preparadas na aula anterior;
- Água;
- 3 borrifadores;
- Mudas de feijão, colocadas para germinar nas placas, na aula anterior.

Dicas de obtenção de materiais

Os borrifadores podem ser substituídos por frascos vazios de produtos em spray.

Procedimento

Professor, peça para os grupos compararem as três placas.

Pergunte: “Se as sementes expostas às soluções passarem a ser regadas somente com água, poderão se desenvolver normalmente?”

Para responder a essa questão, as sementes serão transplantadas para a terra e regadas com água.

Regando todos os feijões germinados somente com água, propomos verificar se a ocorrência da chuva ácida durante a germinação gera problemas no desenvolvimento posterior da planta.

Protocolo Experimental

1) Observar a germinação das sementes de feijão em cada tipo de tratamento.



Figura 16.2.2: sementes tratadas com água.



Figura 16.2.3: sementes tratadas com ácido sulfúrico (H_2SO_4).



Figura 16.2.4: Sementes tratadas com ácido carbônico (H_2CO_3).

Após 2 dias, já é possível perceber a diferença entre os tratamentos. As sementes regadas com os ácidos apresentam desenvolvimento bem inferior às regadas com água.

2) Transplantar 3 mudas de feijão dos diferentes tipos de tratamento feitos nas placas para copos de plástico com terra e rotulá-los com o respectivo tratamento.



Figura 16.2.5: feijões transplantados para copos com terra.



Figura 16.2.1: materiais necessários.

Resumo

O experimento visa avaliar o efeito de soluções ácidas sobre a germinação de sementes de feijão (*Phaseolus vulgaris*), como modelo da ação da chuva ácida sobre a germinação das plantas em geral. Nesta aula, será observado o resultado do desenvolvimento do feijão em terra, regado somente com água, após tratamento com as soluções ácidas.

O experimento

Materiais

- Mudas de feijão (*Phaseolus vulgaris*) plantadas na aula anterior;
- Régua.

Procedimento

Essa etapa propõe verificar se a ocorrência de chuva ácida na fase de germinação gera problemas no desenvolvimento posterior da planta.

Professor, você pode levantar discussões sobre o processo de desenvolvimento da planta. Como exemplos de implicações decorrentes de alterações de pH, podemos citar: alterações de pH modificam a solubilidade de alguns micronutrientes, podendo prejudicar sua absorção; as enzimas são proteínas, perdendo suas características em variações extremas de pH. Dessa forma, a variação de pH pode inativar as enzimas responsáveis pelo desenvolvimento da planta.

Protocolo experimental

- 1) Observar a diferença de crescimento dos feijões.

O resultado da germinação se manteve (aula 2), mesmo com o posterior tratamento com água. Os feijões tratados inicialmente com ácido sulfúrico, não germinaram nessa fase. Os feijões tratados inicialmente com ácido carbônico apresentaram germinação, porém menos efetiva do que os submetidos ao tratamento com água.

Professor, você também pode continuar o experimento, testando a ação da chuva ácida sobre as mudas já germinadas. Para isso, separe as três mudas que germinaram e passe a regar uma delas com ácido sulfúrico, outra com ácido carbônico e a terceira com água. Observe e discuta os resultados com os alunos.



Figura 16.3.1: resultado do desenvolvimento das sementes após rega com água.

17. Reciclando: confecção de papel reciclado e sabão - Aula 1

Rossi-Rodrigues, Bianca Caroline; Heleno, Maurício Gomes; Santos, Roney Vander dos; Marchini, Gislaine Lima; Dias, Florencia M. P. Pereira; Chikuchi, Helika Amemiya; Galembeck, Eduardo.



Resumo

Esta atividade prática propõe o aprendizado de técnicas de reutilização de materiais (óleo usado e papel). Para isso, serão confeccionados sabão e papel reciclado, a partir de óleo usado e papéis, respectivamente. Nessa primeira aula, será iniciada a confecção do sabão.

O experimento

Materiais

- 1 litro de óleo alimentar usado;
- 200 mL de soda cáustica líquida;
- 200 mL de água fervente;
- Balde de plástico;
- 1 caixa de leite longa vida vazia;
- Colher de pau;
- Peneira;
- 20 mL de essência (opcional);
- Fogareiro;
- Recipiente para ferver a água;
- Faca;
- Luvas.



Figura 17.1.1: materiais necessários.

Procedimento

Professor, em uma aula anterior, explique o projeto, divida a classe em grupos e peça que cada grupo traga óleo usado, caixa de leite vazia e lavada e materiais que a escola não dispuser entre os necessários.

Você pode fazer uma breve discussão sobre o que é reciclagem e explorar o conhecimento prévio dos alunos sobre o assunto.

Protocolo Experimental

1) Adicionar lentamente e com cuidado a soda cáustica à água destilada, num recipiente de plástico (figura 17.1.2);



Figura 17.1.2: diluição da soda cáustica.

SEGURANÇA: todo o procedimento envolvendo soda cáustica deve ser feito utilizando luvas de borracha. Os recipientes contendo soda cáustica devem ser de plástico ou de madeira, não podendo ser de vidro. A soda cáustica, ou hidróxido de sódio (NaOH), é um produto altamente corrosivo, que corrói vidros e pode produzir queimaduras na pele.

Aconselha-se que esse procedimento seja realizado pelo professor antes da aula, fornecendo a soda cáustica já dissolvida.

Reciclando: confecção de papel reciclado e sabão - Aula 1

2) Filtrar o óleo em uma peneira bem fina (ou meia-calça), para evitar que permaneçam resíduos alimentares (figura 17.1.3);

Utilize um recipiente de plástico e com aproximadamente o dobro do volume do óleo que será utilizado para misturar na próxima etapa.

3) Adicionar a soda cáustica diluída no recipiente com óleo (figura 17.1.4);

4) Misturar os materiais com uma colher de pau num recipiente de plástico por mais ou menos 30 minutos, até ter a consistência de doce de leite pastoso (figura 17.1.5);

OBSERVAÇÃO: a essência (20 mL) pode ser acrescentada ao óleo antes da adição da soda cáustica.

5) Despejar numa caixinha de leite com a parte superior retirada, usada como forma, e deixar secar até a aula seguinte (figura 17.1.6).



Figura 17.1.3: filtragem do óleo.

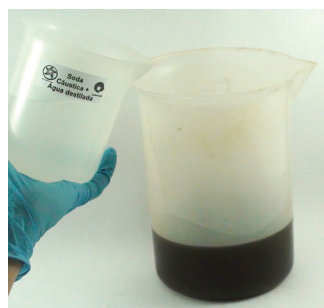


Figura 17.1.4: adição da soda cáustica diluída ao óleo.



Figura 17.1.5: mistura dos materiais.



Figura 17.1.6: inserção do sabão na caixa de leite.

Professor, você pode aproveitar essa atividade para discutir com os alunos os danos causados pelo descarte de óleo no meio ambiente. Diariamente, o óleo de cozinha usado é jogado diretamente na pia, atingindo a rede de esgoto. Essa simples atitude pode causar mais danos ao meio ambiente do que podemos imaginar. O óleo descartado na pia de nossas casas chegará à água de um rio, prejudicando a fauna e a flora do local. Por ser uma substância menos densa do que a água, o óleo permanece na superfície, formando uma película que dificulta a entrada de luz e de oxigênio na água. Isso compromete significativamente o desenvolvimento dos fitoplânctons, organismos que constituem a base da cadeia alimentar em diversos ambientes aquáticos. Com isso, vários animais podem morrer por falta de alimento ou oxigênio na água.

Outro problema causado pelo descarte incorreto do óleo é o entupimento da rede de esgoto, prejudicando o funcionamento de estações de tratamento de água. Quando isso acontece, uma das soluções é o uso de substância tóxicas para desentupir os canos. Essas substâncias também trazem danos ao meio ambiente.

E se o óleo fosse descartado no solo? Será que isso resolveria o problema? Na verdade não, pois o óleo se deposita sobre o solo, criando uma superfície impermeável, aumentando as chances de enchente na região. Além disso, quando o óleo entra em decomposição, ele libera gás metano que, além de exalar um mau cheiro, contribui para o aumento do efeito estufa em nosso planeta.

Assim, a produção de sabão a partir do óleo de cozinha usado, além de ser uma opção econômica para nosso dia a dia, também constitui uma solução satisfatória para o problema do descarte do óleo, contribuindo para a preservação do meio ambiente.

Ao final da aula, peça para que os grupos, em casa ou na escola, recolham e piquem papéis usados de diversos tipos, como sulfites, embrulhos, folhas, revistas, cartões etc. e que coloquem esse material em uma bacia com água um dia antes da próxima aula.

Peça também para que providenciem para essa aula: jornal; liquidificador/misturador (ou alternativamente, batedeira); bacia funda; peneira com tela lisa que caiba na bacia; panos velhos e a bacia de água com os papéis picados. Os grupos podem transportar a água e o papel em potes grandes.

Resumo

Esta atividade prática propõe o aprendizado de técnicas de reutilização de materiais (óleo usado e papel). Para isso, serão confeccionados sabão e papel reciclado, a partir de óleo usado e papéis, respectivamente. Nessa segunda aula, será iniciada a confecção do papel reciclado.

O experimento

Materiais

- Papéis usados, como sulfite, embrulhos, folhas, revistas, cartões, jornais etc.;
- Jornal;
- Água;
- Liquidificador/ misturador (ou alternativamente, batedeira);
- Bacia funda;
- Peneira, que caiba na bacia, com a tela lisa;
- Panos velhos.



Figura 17.2.1: materiais necessários.

Dicas de obtenção de materiais

A malha da tela da peneira deverá ser a menor possível para que as fibras do papel fiquem bem compactadas. Se necessário, forre a peneira com tecido tipo voil ou organza como mostra a figura 17.2.1.

Professor, você pode iniciar a aula perguntando a seus alunos se eles conhecem papel reciclado e qual a importância da reciclagem. Nessa breve discussão, você pode verificar os conhecimentos prévios dos alunos em relação à fabricação de papel a partir da madeira e comentar sobre a produção de substâncias tóxicas durante esse processo.

Pergunte aos alunos se eles sabem como podemos contribuir para que menos árvores sejam cortadas para a fabricação do papel. Uma solução satisfatória para esse problema se encontra no uso do papel reciclado. Explique que, na aula de hoje, os alunos aprenderão a reciclar papel a partir de uma técnica simples.

Protocolo Experimental

Confecção do papel reciclado

1) Num dia anterior, picar o papel e deixar de molho durante um dia ou uma noite num recipiente, para amolecer (figura 17.2.2).

O papel sulfite gera um papel reciclado de melhor qualidade. Pode ainda incorporar no papel que vai fazer: folhas secas, pequenas lascas de madeira, cebola triturada etc., para decoração. Para obter um papel colorido, deixe também de molho papéis de cores fortes.

2) Bater água e papel no liquidificador, na proporção de três partes de água para uma de papel (figura 17.2.3);

A própria “água do molho” pode ser aproveitada. Bata a mistura até obter a textura desejada (quanto mais bater, mais homogênea ficará a mistura, mas não bata demais porque o papel se tornará quebradiço).

3) Despejar uma parte do papel batido e uma parte de água na bacia, enchendo-a até metade (figura 17.2.4).



Figura 17.2.2: papel picado de molho.



Figura 17.2.3: papel batido com água.



Figura 17.2.4: papel batido na bandeja.

Reciclando: confecção de papel reciclado e sabão - Aula 2

OBSERVAÇÃO: agite a mistura com a mão para os pedaços de papel não se depositarem no fundo.

4) Mergulhar a peneira pela lateral da bacia até ao fundo, subindo-a lentamente, sem incliná-la, apanhando as partículas em suspensão e formando uma camada de papel sobre a peneira (figura 17.2.5).



Figuras 17.2.5: confecção do papel reciclado: (A) mergulho da peneira na bacia; (B) retirada da peneira; (C) formação da camada de papel na peneira .

5) Deixe escorrer o excesso e coloque a peneira sobre um jornal, para secar a superfície inferior por alguns minutos. Substituir o jornal por um novo quando este já estiver muito molhado;

6) Ainda sobre o jornal, cobrir a peneira com um pano e aperte delicadamente para secar a superfície superior da folha (figura 17.2.6);

Observe atentamente se não há bolhas, buracos ou imperfeições no papel. Repita esse processo até retirar o máximo de umidade. Aperte com cuidado sem muita força para não danificar o papel, procurando deixar a folha mais lisa e homogênea possível.

7) Virar a peneira sobre o jornal seco e bater levemente no fundo até a folha soltar (figura 17.2.7);

Se o papel não cair, significa que ele ainda está muito úmido. Repita a etapa anterior.

Nesta fase, poderão ser adicionadas folhas e flores secas, para decorar o papel.



Figura 17.2.6: retirada do excesso de água do papel.

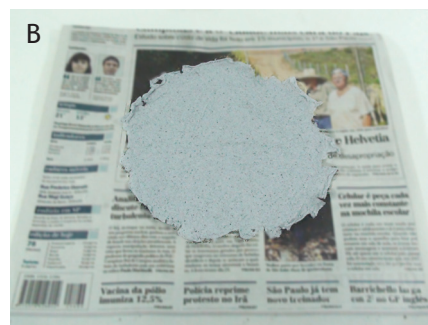


Figura 17.2.7: retirada do papel da peneira.

8) Coloque a folha entre jornais secos e prensê-a, com auxílio de livros pesados e grandes, como listas telefônicas. Deixe-a secar até próxima aula (figura 17.2.8).



Figura 17.2.8: prensagem do papel.

As sobras de papel triturado podem ser peneiradas, expremidas e encaminhadas para reciclagem seletiva e a água que sobrar na bacia pode ser despejada num vaso ou no jardim.

Corte do sabão

Desenformar o sabão preparado na aula anterior e cortar em pedaços, deixando secar até a próxima aula (figura 17.2.9).



Figura 17.2.9 A, B e C: Desenforme e corte do sabão.

Na próxima aula, propomos verificar o pH do sabão confeccionado. Para isso, deixe o sabão secar por, pelo menos, quatro dias. Peça que os grupos tragam repolho roxo e os materiais necessários não disponíveis na escola.

Resumo

Esta atividade prática propõe o aprendizado de técnicas de reutilização de materiais (óleo usado e papel). Para isso, serão confeccionados sabão e papel reciclado, a partir de óleo usado e papéis, respectivamente. Nesta terceira aula será feita a verificação do pH do sabão utilizando repolho roxo como agente indicador.

O experimento

Materiais

- Água destilada;
- Sabão feito nas aulas anteriores;
- Repolho roxo;
- Tubo de ensaio;
- Béquer de 1 litro ou uma panela pequena para fervura;
- Fogareiro;
- Pipeta Pasteur;
- Colher de pau;
- Peneira.



Figura 17.3.1: materiais necessários.

Dicas de obtenção de materiais

- A pipeta pasteur pode ser substituída por conta-gotas;
- A água destilada pode ser substituída por água filtrada.

Procedimento

É importante verificar o pH do sabão confeccionado para saber a melhor forma de utilização e se está dentro dos valores permitidos pela legislação brasileira. Nesta terceira aula, portanto, propomos que seja feita a verificação do pH do sabão confeccionado, utilizando um método simples através, tendo o repolho roxo como agente indicador.

Professor, você pode iniciar a aula perguntando se a classe sabe que os agentes de limpeza como sabões, detergentes, alvejantes etc., que possuem diferentes pH de acordo com a finalidade do agente de limpeza. Apresente a tabela abaixo:

Você pode comentar que os agentes de limpeza destinados à higiene pessoal possuem pH próximo ao neutro (7,0), assim, a manipulação de detergentes e sabões para limpeza podem causar irritações na pele devido a pH extremos alcalinos e ácidos, justificando a importância do uso de luvas. Caso necessário, retome conceito de pH.

AGENTES DE LIMPEZA	pH
Sabão em barra	Máximo de 11,5
Detergente em pó doméstico	Máximo de 11,5
Detergente em pó profissional	Máximo de 12,5
Detergente Líquido para uso em copa e cozinha	5,5 a 8,5
Detergente líquido para limpeza em geral, sem amônia	Máximo de 12
Alvejantes a base de compostos contendo cloro	13,5 sem diluição e 11,5 para solução diluída a 1,00 cg/g
Detergentes líquidos para lavar tecidos comuns	Máximo de 11,5
Detergentes para lavar tecidos finos	Máximo de 10
Amaciantes de roupas e condicionadores de cabelos	Mínimo de 3
Sabonetes e os sabões líquidos destinados à higiene pessoal	6,5 a 7,5

Fonte: Barbosa, A.B.; Silva, R.R. Xampus. QUÍMICA NOVA NA ESCOLA, n° 2, 1995

Protocolo Experimental

- 1) Num Béquer de 1 litro, adicionar 400 mL de água destilada;
- 2) Picar folhas de repolho roxo em pedaços pequenos até obter quantidade suficiente para completar o Béquer com água até 600 mL (figura 17.3.2);
- 3) Ferver a água e as folhas de repolho roxo em fogareiro durante 10 minutos, misturando constantemente com uma colher de pau.
Pode ser utilizado o forno de micro-ondas, pausando-o a cada 2 minutos para misturar a solução, evitando assim o seu derramamento.
A suspensão também pode ser fervida numa panela pequena, misturando constantemente.
- 4) Após a fervura, esperar esfriar por alguns minutos e retirar as folhas de repolho da suspensão com o auxílio de uma peneira, descartando-as em seguida;
- 5) A suspensão deve apresentar uma coloração roxo azulada (figura 17.3.3);
- 6) Retirar uma ponta de espátula do sabão feito nas aulas anteriores e colocar em tubo de ensaio;
- 7) Adicionar, paulatinamente, ao tubo de ensaio, gotas de água destilada, misturando constantemente com o auxílio de uma pipeta de Pasteur, até dissolver totalmente o sabão (figura 17.3.4);



Figura 17.3.2: água e repolho roxo. Figura 17.3.3: suspensão de repolho roxo fervida. Figura 17.3.4: sabão dissolvido em água.

OBSERVAÇÃO: caso queira medir o pH de vários sabões, coletar pedaços de tamanho aproximado e adicionar um mesmo volume de água a cada tubo.

- 8) Ao tubo contendo o sabão dissolvido, adicionar cinco gotas da suspensão de repolho roxo e agitar;
 - 9) A suspensão irá adquirir um coloração de acordo com o valor do seu pH (figura 17.3.5), e que pode ser comparada com a escala de pH (figura 17.3.6).
- A escala de pH foi feita em laboratório, pingando-se repolho roxo a suspensões com pH de 2 a 12, medidas em peagâmetro com alto grau de precisão.



Figura 17.3.5: suspensão de sabão com repolho roxo.

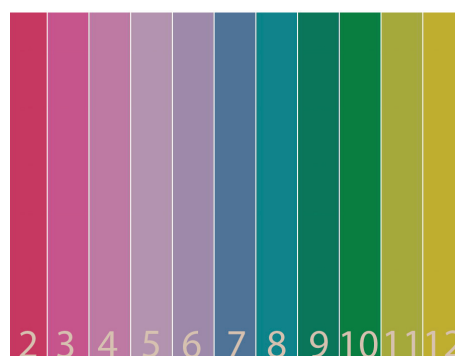


Figura 17.3.6: escala de pH feita a partir do ensaio com repolho roxo.

De acordo com a escala de pH, o sabão confeccionado tem pH na faixa de 9-10.

Finalização da confecção do papel reciclado

Retirar o papel das prensas de jornal. Está pronta a sua folha de papel reciclado (figura 17.3.7).

O papel também pode ser retirado da prensa depois de aproximadamente 24 horas e deixado para secar.

Professor, você pode fazer um fechamento do projeto, falando sobre os problemas do lixo urbano no Brasil. A quantidade diária de lixo coletado em nosso país é de 228.413 toneladas, ou seja, 1,25 Kg de lixo por pessoa. Amplie a discussão, introduzindo a política dos 3 R's que propõe reduzir, reutilizar e reciclar o lixo como meio de aproveitamento do lixo e preservação ambiental, e aponte como as técnicas de reciclagem estudadas nesse projeto podem se enquadrar nessa política.



Figura 17.3.7: folha de papel reciclado pronta.

18. Investigação de micro-organismos por meio de cultivo e observação de fungos e bactérias - Aula 1

Rossi-Rodrigues, Bianca C.; Heleno, Maurício G.; Santos, Roney V. dos; Marchini, Gislaine L.; Ferraz, Miritis M. G.; Gatti, Maria Sílvia V.; Dias, Florencia M. P. P.; Chikuchi, Helika A.; Galembeck, Eduardo.



Resumo

Esse experimento visa demonstrar a existência de micro-organismos no ambiente, através do cultivo de fungos e bactérias em meios nutritivos. O protocolo experimental proposto permitirá abordar as relações entre o metabolismo dos micro-organismos, as condições do meio de cultivo e o conceito de esterilização. Nesta primeira aula, serão preparados meios de cultivo com os nutrientes do caldo de batata, utilizando-se o repolho roxo como indicador de pH.

O experimento

Materiais

- 1 colher de açúcar;
- ½ colher de chá de sal de cozinha (cloreto de sódio);
- 3 pacotes de gelatina em pó incolor;
- 14 placas de Petri;
- Colheres de sopa e de café;
- Panela de pressão;
- Fogareiro;
- 1 batata;
- Água destilada;
- Repolho roxo (1 prato de sobremesa de repolho roxo desfolhado).



Figura 18.1.1: materiais necessários.

OBSERVAÇÃO: com essa quantidade de materiais é possível preparar meio de cultivo para 14 placas de Petri, aproximadamente.

Dicas de obtenção de materiais

As placas de Petri podem ser substituídas por vasilhas plásticas rasas com tampa transparente.

Procedimento

Professor, antes da aula prática é importante promover uma breve discussão com os alunos sobre quais são as concepções que eles têm sobre a origem dos seres vivos: como eles explicariam o aparecimento de um girino em uma lagoa? E o aparecimento de bactérias sobre a carne? Apresente a eles a teoria da abiogênese e a teoria da biogênese.

Na antiguidade, os argumentos sobre a origem dos seres vivos se baseavam na teoria da geração espontânea ou abiogênese, que propunha que os organismos poderiam surgir por outros mecanismos além da reprodução, como por exemplo, a partir da transformação de substâncias do meio ambiente.

Essa teoria foi derrubada definitivamente com os estudos de Louis Pasteur por volta de 1850. Seus experimentos verificaram que o suposto aparecimento de “micróbios” em meios nutritivos não se devia ao surgimento por geração espontânea, mas através do contato de micro-organismos já presentes no ar com um meio que apresentava condições nutritivas favoráveis à sua reprodução. Os micro-organismos surgem, também, por reprodução de outros da mesma espécie. Essa teoria ficou conhecida como teoria da biogênese.

Se houver tempo, você pode descrever os experimentos que Pasteur realizou para fundamentar a sua teoria e discutir onde os micro-organismos podem ser encontrados no meio ambiente.

Através do cultivo de fungos e bactérias em meio nutritivo, você poderá demonstrar aos alunos a existência de micro-organismos no ambiente, confirmando a teoria de Pasteur.

Protocolo Experimental

Preparo do caldo nutriente

- 1) Em uma panela bem lavada e enxaguada, cozinhar uma batata em pedaços e um prato de sobremesa de repolho

Investigação de micro-organismos por meio de cultivo e observação de fungos e bactérias - Aula 1

roxo desfolhado em 400 mL de água durante 10 minutos;

2) Reservar o líquido tampado ao lado de um fogareiro para evitar contaminação. Esse caldo será utilizado como meio nutritivo para os micro-organismos.



Figura 18.1.2: etapas do preparo do caldo nutritivo: corte da batata em pedaços (A); desfolhamento do repolho roxo (B); adição dos materiais na panela de pressão (C); adição de 400 mL de água (D); caldo nutritivo formado, após cozimento por 10 minutos, com aspecto final azulado (E).

Preparo do meio de cultivo

Mantendo o caldo nutritivo ao lado do fogareiro, preparar um meio de cultivo com 300 mL desse caldo, acrescentando uma colher de chá de açúcar, meia colher de café de sal e 3 envelopes de gelatina incolor.

O fogareiro propicia um ambiente estéril ao redor e abaixo da chama devido à alta temperatura que destrói os micro-organismos presentes no ar naquela região.

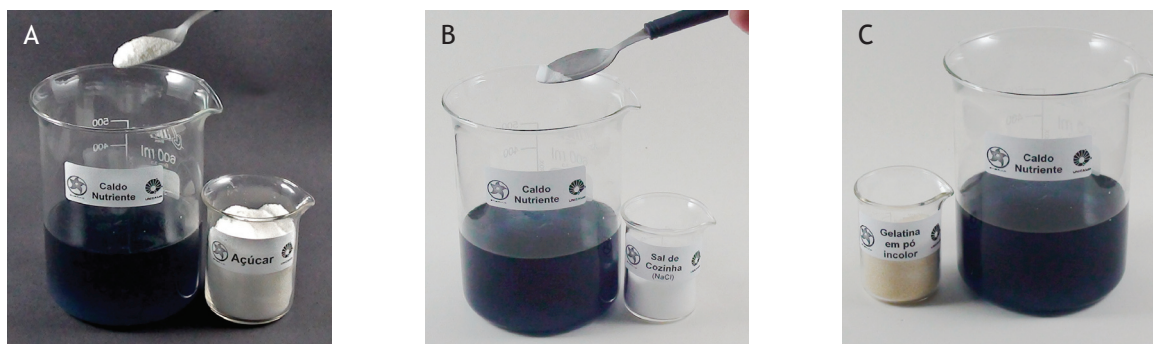


Figura 18.1.3: preparo do meio de cultivo. adição de uma colher de chá de açúcar (A); adição de uma colher de café de sal (B); adição de 3 pacotes de gelatina incolor (C).

No preparo normal da gelatina para consumo geralmente se recomenda que 1 envelope seja dissolvido em 500 mL de água. Este protocolo propõe o preparo mais concentrado para que a gelatina não derreta fora da geladeira.

1) Misturar a gelatina com o caldo ainda quente até que ela seja totalmente dissolvida;

Não ferver a gelatina para que ela não perca sua propriedade de gelificação.

2) Esperar esfriar por alguns minutos;

Essa quantidade de meio cabe em aproximadamente 14 placas de Petri.

3) Colocar o meio de cultivo em placas de Petri esterilizadas para formar uma superfície para semeadura;

Para a esterilização das placas, lave-as previamente e, após a secagem, passe álcool na superfície interna, deixe-o evaporar e coloque o meio de cultivo (caldo).

O álcool tem a finalidade de destruir os micro-organismos do ar que se depositaram na placa.

4) Tampar as placas. Após a gelificação, o meio deve apresentar coloração lilás e aspecto turvo;

5) Manter os meios protegidos da luz direta.

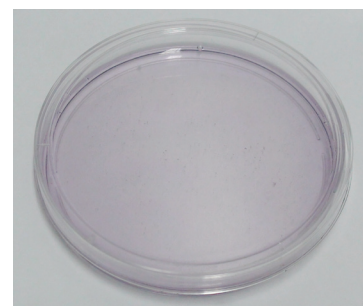


Figura 18.1.4: placa com meio de cultivo.

Investigação de micro-organismos por meio de cultivo e observação de fungos e bactérias - Aula 1

SEGURANÇA: é recomendado que o preparo do meio de cultivo seja realizado ao lado de um fogareiro para evitar a contaminação do meio. O calor esquentando o ar ao redor e elimina os micro-organismos daquela área, evitando que se depositem na placa e se reproduzam no meio antes do endurecimento do mesmo.

A batata e o açúcar do meio de cultivo fornecem nutrientes para os micro-organismos. Já o repolho roxo é um indicador de pH, pois adquire colorações diferentes para cada faixa de pH. A cor lilás indica pH neutro, assim, o pH do meio de cultivo é neutro. Para absorção dos nutrientes, os micro-organismos liberam substâncias para digerir o meio, podendo ser enzimas ácidas ou básicas. Assim, o meio poderá modificar de cor com o aparecimento das colônias, de acordo com a variação de pH dessas substâncias.

Discuta e decida com a classe os materiais de coleta de micro-organismos que serão inoculados nas placas na aula seguinte e peça que cada grupo traga sua fonte de inóculo, bem como os materiais da próxima aula. Em nossos testes, optamos por inocular micro-organismos da boca, de uma cédula de dinheiro e do solo, mas os grupos podem sugerir outros materiais.

Resumo

Esse experimento visa demonstrar a existência de micro-organismos no ambiente, através do cultivo de fungos e bactérias em meios nutritivos, permitindo uma discussão sobre a teoria da abiogênese. O protocolo experimental proposto permitirá abordar as relações entre metabolismo dos micro-organismos, as condições do meio de cultivo e o conceito de esterilização. Nesta segunda aula, serão coletados micro-organismos presentes tanto no meio ambiente quanto em diferentes materiais que serão inoculados nos meios de cultivo preparados na aula anterior e também em beterraba e cenoura cozidas.

O experimento

Materiais

- Fogareiro ou bico de Bunsen;
- Cotonetes;
- Béquer;
- Água;
- Faca;
- Cenoura crua;
- Beterraba crua;
- Vasilhas plásticas com tampa;
- Fita crepe;
- Papel alumínio;
- Meios de cultivo preparados na aula anterior;
- Papel filtro.



Figura 18.2.1: materiais necessários.

Procedimento

Professor, no início da aula, aborde e discuta as duas formas de cultivo propostas.

A inoculação em placa propõe uma série de cuidados com a esterilização para garantir que os micro-organismos inoculados sejam provenientes somente dos materiais de coleta escolhidos. No cultivo com legumes, eles primeiro serão fervidos para que se destrua os micro-organismos neles presentes. Depois eles serão utilizados como fonte de nutrientes para os micro-organismos que estão presentes no ar e no papel filtro, ou seja, no meio ambiente.

Protocolo experimental

Inoculação de micro-organismos em meio de cultivo

- 1) Lavar as mãos e limpar o local de trabalho, passando álcool na bancada;
- 2) Pegar a placa de Petri contendo o meio de cultivo preparado na aula anterior;
- 3) Colocar um pouco de água para ferver;
- 4) Umedecer a extremidade de cada cotonete que será usado na coleta dos micro-organismos com água fria e passá-los 5 vezes pelo vapor. O vapor esterilizará o cotonete.

É necessário que o cotonete esteja úmido para uma melhor aderência dos micro-organismos presentes nos materiais de coleta para a inoculação dos mesmos no meio de cultivo.

- 5) Deixar esfriar por cerca de 10 segundos e passar um cotonete umedecido em cada um dos materiais de coleta;

Escolhemos como materiais de coleta: dinheiro, suspensão de solo (figura 18.2.2) e mucosa da boca. A suspensão de solo é feita misturando um pouco de solo em água. Para a coleta na mucosa da boca, passar o cotonete umedecido na parte interna da lateral da boca.

Qualquer local do ambiente e todas as superfícies do nosso corpo expostas a ele contêm bactérias. Os grupos podem escolher outros materiais de coleta (como, por exemplo, a pele entre os dedos do pé e o couro cabeludo).

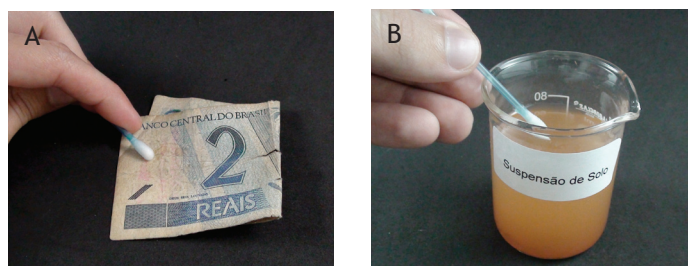


Figura 18.2.2: coleta para inoculação de micro-organismos presentes no dinheiro (A); e na suspensão de solo (B).

Investigação de micro-organismos por meio de cultivo e observação de fungos e bactérias - Aula 2

6) Sempre ao lado do fogareiro para evitar contaminação, esfregar delicadamente a superfície do cotonete no meio de cultivo preparado na aula anterior (figura 18.2.3);

Professor, sugira aos alunos que esfreguem o cotonete sobre o meio como se estivessem escrevendo o nome do grupo ou então fazendo algum desenho, mas muito delicadamente para que o meio não seja danificado.

O fogareiro propicia um ambiente estéril da chama devido à alta temperatura que destrói os micro-organismos presentes no ar naquela pequena área, garantindo que somente os micro-organismos provenientes do material de coleta crescerão no meio de cultivo.



Figura 18.2.3: inoculação do material na Placa de Petri.

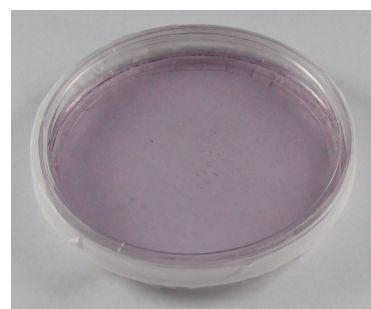


Figura 18.2.4: placa vedada após inoculação.

7) Vedar a placa de Petri e manter a placa à temperatura ambiente (figura 18.2.4);

Repetir essa operação com outras placas, passando cotonetes limpos nos outros materiais de coleta escolhidos;

8) Observar as placas diariamente para verificar a formação de colônias de bactérias e/ou fungos.

Cultivo de micro-organismos em legumes

1) Descascar uma cenoura e uma beterraba e cortar em fatias de aproximadamente dois centímetros de espessura (figura 18.2.5);

2) Colocar, separadamente, a cenoura e a beterraba em água fervente e deixar por um minuto (figura 18.2.6);

A photograph showing several slices of carrot held in a person's hand.

A photograph showing several slices of beetroot held in a person's hand.

Figura 18.2.5: preparo da cenoura (A) e da beterraba (B) para serem usadas como meio de cultivo.

A photograph showing a slice of carrot being held over a beaker of water on a stand.

A photograph showing a slice of beetroot being held over a beaker of water on a stand.

Figura 18.2.6: fervura da cenoura (A) e da beterraba (B).

3) Forrar a base de vasilhas plásticas com papel de filtro;

4) Colocar fatias de cenoura e de beterraba separadamente sobre o papel de filtro, de maneira que este fique molhado;

5) Fechar a vasilha com uma tampa plástica. Cobrir com papel alumínio e aguardar por 2 ou 3 dias.

A photograph of a plastic container lined with white filter paper.

A photograph showing carrot and beetroot slices placed on the filter paper inside the plastic container.

A photograph showing carrot and beetroot slices placed on the filter paper inside the plastic container.

A photograph of the plastic container covered with aluminum foil.

Figura 18.2.7: Preparo do cultivo de bactérias e fungos. Vasilha plástica forrada com papel filtro (A); adição das fatias de cenoura (A) e de beterraba (C); vasilha fechada com papel alumínio (D).

Nesse cultivo, a cenoura e a beterraba representam as fontes nutritivas que proporcionarão o desenvolvimento de micro-organismos do meio. A fervura garante a destruição dos micro-organismos presentes nos legumes, assim, os micro-organismos que se desenvolverão na vasilha serão provenientes do meio, do ar, do filtro etc. A fervura também tornou o meio úmido e quente, propício para o crescimento de fungos.

117

Resumo

Esse experimento visa demonstrar a existência de micro-organismos no ambiente, através do cultivo de fungos e bactérias em meios nutritivos, permitindo uma discussão sobre a teoria da abiogênese. O protocolo experimental proposto permitirá abordar as relações entre o metabolismo dos micro-organismos, as condições do meio de cultivo e o conceito de esterilização. Nesta terceira aula, os alunos irão acompanhar o desenvolvimento dos micro-organismos que foram inoculados na aula anterior.

O experimento

Materiais

- Placas de Petri com meios de cultivo inoculados na aula anterior;
- Vasilhas com legumes cozidos preparados na aula anterior.

Procedimento

Protocolo experimental

1) Observar o crescimento de colônias isoladas no meio de cultivo inoculadas na aula anterior;

Nos nossos testes, observa-se o crescimento de colônias de bactérias que apresentam aspecto leitoso, com superfície arredondada.

É possível que algumas colônias adquiram colorações diferentes no meio, como foi o caso, no nosso teste, das bactérias inoculadas da cédula de dinheiro (figura 18.3.2A).

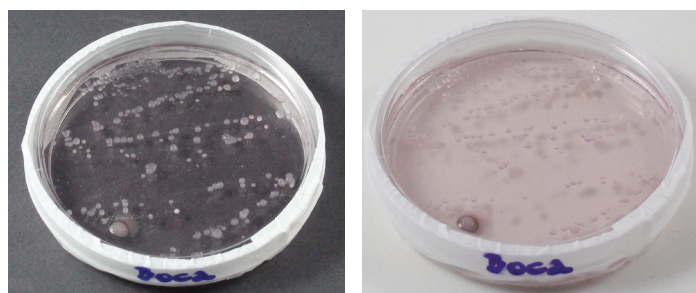


Figura 18.3.1: culturas inoculadas com material de mucosa da boca.

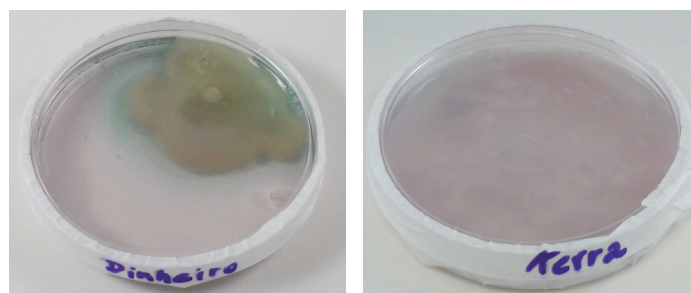


Figura 18.3.2: culturas inoculadas com material retirado do dinheiro (A) e de suspensão de solo (B).

Como o repolho roxo adicionado ao meio atua como um indicador de pH, a mudança de cor indica diferentes pH. Para auxiliá-lo, realizamos um ensaio relacionando a cor do extrato e o pH. Aferimos o pH de vários tubos de ensaio contendo suspensões de extrato de repolho em meio ácido, neutro e básico. A figura 18.3.3 mostra a escala obtida, que poderá ser usada na análise dos resultados deste experimento.

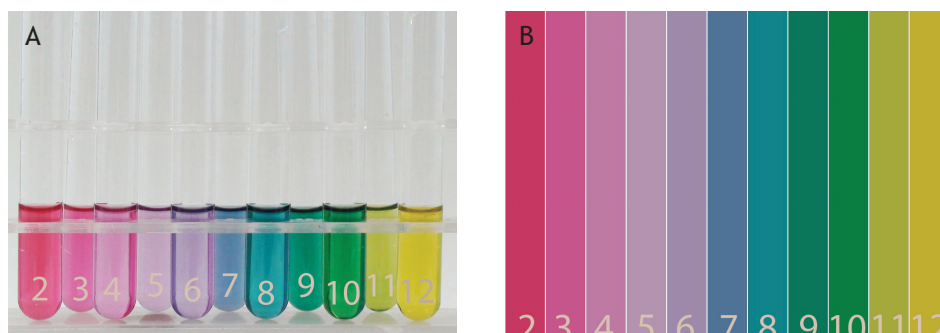


Figura 18.3.3: indicador de pH. Ensaio com repolho roxo, adicionando ácido e base (A). Escala de cores feita a partir do ensaio com repolho roxo (B).

2) Comparar a coloração das colônias com a escala de pH fornecida para verificar a produção de ácidos e álcalis;

Se o meio deixar de ser sólido, as bactérias estão produzindo substâncias proteolíticas, ou seja, que degradam a gelatina, composta essencialmente de proteínas.

Investigação de micro-organismos por meio de cultivo e observação de fungos e bactérias - Aula 3

3) Observe que nos potes de plástico desenvolveram-se fungos com cores e formas diferentes (figuras 18.3.4 e 18.3.5).

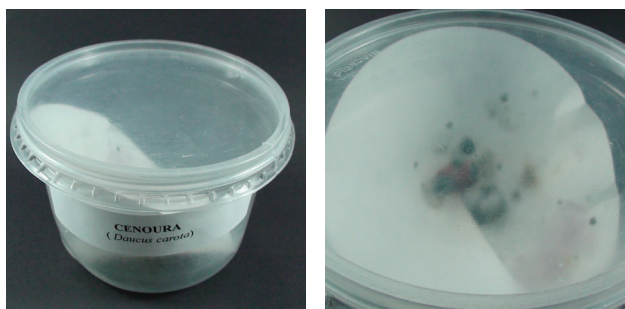


Figura 18.3.4: crescimento de micro-organismos cultivados em papel filtro com cenoura.



Figura 18.3.5: crescimento de micro-organismos cultivados em papel filtro com beterraba.

SEGURANÇA: não abrir as placas e os potes. Os fungos soltam esporos que podem ser inalados. Para descarte do material, vede os potes de plásticos (figura 18.3.6) e jogue no lixo. Caso queira reutilizar as placas de Petri, abra o mínimo possível e insira álcool. Deixe por alguns minutos para só depois lavá-las.



Figura 18.3.6: vedação do material para descarte.

Professor, você pode discutir com os alunos o porquê dos alimentos estragarem. Na geladeira, o alimento conserva-se por mais tempo porque a baixa temperatura retarda o crescimento de micro-organismos. Estragar, portanto, significa que houve uma proliferação de micro-organismos num meio nutritivo, no caso, no alimento. Discuta com eles também porque é aconselhável que os alimentos guardados na geladeira sejam mantidos em recipientes tampados.

Aproveite para relacionar a atividade com o desenvolvimento de doenças e com os hábitos de higiene ao manipular alimentos.

Finalize perguntando: “os micro-organismos surgem da matéria inerte, do ‘nada’, ou da reprodução de outros pré-existentes?”

19. A redução de cobertura vegetal registrada em fotografias de satélite - Aula 1

Siqueira, Suely Franco; Florenzano, Teresa Gallotti.



Resumo

Esta aula tem o objetivo de identificar o conhecimento prévio do aluno sobre sensoriamento remoto, abordar conceitos básicos sobre esta tecnologia e mostrar algumas de suas aplicações. Para isso, serão usadas imagens de satélite (produto do sensoriamento remoto) e será apresentado o satélite brasileiro CBERS.

O experimento

Materiais

- Imagens obtidas de satélite;
- Figura do satélite CBERS.

Dicas de obtenção de materiais

As imagens podem ser obtidas em:

1. http://www.cbbers.inpe.br/?content=galeria_imagens. Para ampliar a imagem obtida, basta clicar sobre ela. Para salvá-la, clicar com o botão direito do mouse sobre a imagem. Abrirá a caixa “salvar imagem”. Escolher o diretório onde deseja salvar e clicar em “salvar”.

2. Google Earth: <http://earth.google.com.br/>. Depois de fazer o download e instalar o Software Google, navegar até a área de interesse e clicar em “Arquivo”, “Salvar”, “Salvar imagem”. Abrirá a caixa “salvar imagem”. Escolher o diretório onde deseja salvar e clicar em “salvar”.

A figura do satélite CBERS e informações do programa CBERS e sua aplicação podem ser adquiridas em: <http://www.cbbers.inpe.br/?content=lancamento2b> e <http://www.cbbers.inpe.br/?content=introducao>. Para ampliar a figura, basta clicar sobre ela. Para salvar, clicar com o botão direito do mouse sobre a figura. Abrirá a caixa “salvar imagem”. Escolher o diretório onde deseja salvar e clicar em “salvar”.

Depois de salvar a imagem e a figura do satélite, imprimir em papel A4 ou em transparências (caso desejar usar o retroprojetor) e ou gravar em DVD para apresentar na TV ou computador (Datashow).

As escolas com mais recursos podem fazer uso de vídeos que são encontrados em: <http://www.dgi.inpe.br/siteDgi/video/galeria.php>

Informações sobre sensoriamento remoto podem ser adquiridas no Educa SERE: <http://www.inpe.br/unidades/cep/atividadescep/educasere/index.htm>

Procedimento

As imagens obtidas por satélite são ferramentas importantes para o estudo das alterações que ocorrem na superfície terrestre. A partir da análise de imagens obtidas em diferentes épocas e em diferentes lugares, os alunos podem investigar, por exemplo, a ocupação do espaço urbano, a ocorrência de ilhas de calor, o desmatamento, as queimadas e os efeitos do aquecimento global.

O uso das imagens de satélite meteorológico na previsão do tempo já não é novidade para a maioria dos estudantes, uma vez que essas imagens são mostradas diariamente nos jornais da televisão quando esse assunto (previsão do tempo) é abordado. Muitos alunos também já tiveram contato com o Google Earth e talvez já tenham buscado imagens da cidade, do bairro, da rua onde mora ou estuda. Desta forma, é importante que os alunos aprendam os conceitos básicos sobre o sensoriamento remoto (o que é, como as imagens são obtidas, onde conseguir imagens, como interpretá-las).

Nesta primeira aula, explique aos seus alunos que eles aprenderão a usar as informações fornecidas por uma nova tecnologia, que tem se tornado cada vez mais importante para as pesquisas sobre o meio ambiente.

1. Divida a turma em grupos de 3 a 4 alunos, explicando que eles irão analisar algumas imagens que mostram diferentes lugares. Distribua para os grupos a atividade A e disponibilize alguns minutos para que os alunos analisem, discutam e respondam a duas questões propostas nesta atividade. Não indique o objeto (ou plataforma) responsável pela obtenção de imagens para que eles levantem hipóteses (avião, satélite, foguete, helicóptero, balão?). Se eles insistirem em perguntar, explique que um dos objetivos da atividade é justamente que eles tentem identificar que tipo de objeto serve de plataforma para obter essas imagens.

2. Solicite que façam a atividade B, que contém uma ilustração do satélite sino-brasileiro, o CBERS.

3. Oriente os alunos a responderem às questões propostas nas atividades A e B por escrito.

4. Promova uma discussão das respostas dos alunos e vá esclarecendo as dúvidas que eles apresentarem. Quando for discutir as respostas, escolha alguns alunos (1 de cada grupo) para irem até a lousa de modo que todos os grupos possam contribuir na produção de um gabarito coletivo. Aproveite o momento da discussão para verificar se eles se lembram de já ter visto imagens obtidas por satélite antes. Em caso positivo, pergunte onde essas imagens foram vistas. Eles sabem o que é um satélite? E um sensor remoto? Por que algumas imagens da atividade A têm aspectos tão diferentes?

5. Apresente também outras imagens de satélite (impressas em papel A4, em retroprojeto, DVD ou Datashow) e faça a fundamentação teórica, aprofundando os conceitos básicos sobre o sensoriamento remoto: o que é imagem de satélite, como é adquirida, para que é usada. Na Bibliografia Complementar, há algumas indicações de onde você, professor, poderá ler mais sobre o assunto.

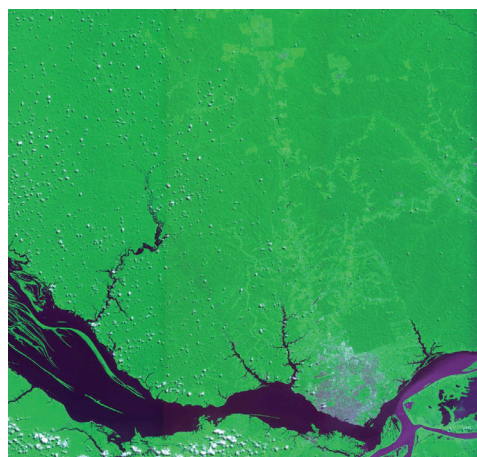
6. Apresente também aos alunos outras figuras do Satélite CBERS (impressas em papel A4, em retroprojeto, DVD ou Datashow), ressaltando que ele é um satélite brasileiro, qual é a sua função e o que é o programa CBERS. Se preferir, use filmes em DVD ou Datashow, disponíveis em <http://www.dgi.inpe.br/siteDgi/video/galeria.php>.

Atividade A



OBSERVAÇÃO: professor, esta imagem pode ser substituída por outra, por exemplo, a imagem da área onde está localizada a escola.

Figura 19.1.1: Itaipu Binacional, obtida no Google Earth.



Nesta imagem, Manaus aparece próxima aos Rios Negro (em preto) e Solimões (pequeno trecho ao Sul de Manaus em tons arroxeados), e ao Rio Amazonas, à direita da cidade. O verde mais escuro é a floresta amazônica, e o verde claro são áreas de ex-florestas ocupadas pelo ser humano. As feições em branco são núvens.

Figura 19.1.2: imagem CCD/CBERS-2

Data: 17/08/2004.

Fonte: INPE http://www.cbbers.inpe.br/?content=galeria_imagens

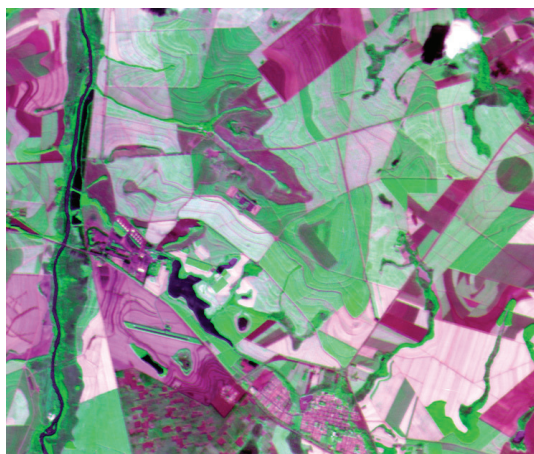


Plano Piloto de Brasília e seu contorno. Destaca-se o cinturão das cidades-satélites em plena expansão, bem como a presença de novos loteamentos.

Figura 19.1.3: imagem CCD/CBERS-2

Data: 08/09/2004.

Fonte: INPE http://www.cbbers.inpe.br/?content=galeria_imagens



As áreas de solo exposto estão em tons avermelhados escuros; as áreas de agricultura e cana-de-açúcar, em verde. O delineamento das curvas de nível é visível.

Figura 19.1.4: imagem CCD/CBERS-2.

Região noroeste do Estado de São Paulo.

Fonte: INPE http://www.cbers.inpe.br/?content=galeria_imagens

Respostas das questões propostas para a atividade A

1. De qual tipo de visão (vertical ou horizontal) foram obtidas essas imagens? De onde elas foram adquiridas?

Resposta: Vertical, de cima para baixo. Foram adquiridas de satélite.

2. Para que são usadas as imagens de satélite?

Resposta: São usadas para monitoramento do uso e ocupação do solo, com elas podemos observar a expansão urbana e agrícola, o desmatamento, as queimadas, identificar derramamento de petróleo, fazer previsão do tempo, acompanhar degelo do polo norte etc.

Atividade B

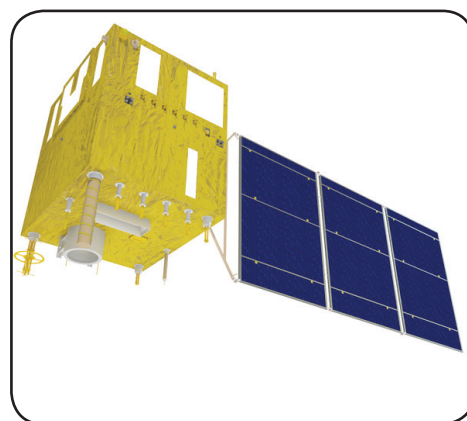
Respostas das questões propostas para a atividade B

1. As imagens que você viu na atividade A foram obtidas por equipamentos (sensores) instalados em plataformas orbitais como, por exemplo, a que está representada na figura acima. Qual é o nome pelo qual essas plataformas (ou objetos) são conhecidas?

As plataformas orbitais que possibilitam a obtenção das imagens da atividade A são chamadas de satélites. O satélite ilustrado na figura é o CBERS (China-Brazil Earth Resources Satellite), Satélite Sino-Brasileiro de Recursos Terrestres.

2. O satélite representado na figura ao lado é o CBERS, construído no Brasil e na China. Os governos do Brasil e da China assinaram em 06 de Julho de 1988 uma parceria envolvendo o INPE (Instituto Nacional de Pesquisas Espaciais) e a CAST (Academia Chinesa de Tecnologia Espacial). Discuta qual é a importância do CBERS para o Brasil.

As imagens deste satélite possibilitam identificar, monitorar e quantificar áreas de: florestas nativas, parques, reservas, expansão urbana, expansão agrícola, áreas irrigadas por sistema de pivô central, queimadas, alterações ao longo de cursos-d'água e reservatórios. Com isso, é possível gerar mapas de diferentes temas, elaborar material de apoio a atividades educacionais, fazer previsão de safras, obter informações que subsidiem: o planejamento do uso da terra, a elaboração de novas leis e a fiscalização dessas áreas.



Fonte: INPE

<http://www.cbers.inpe.br/?content=lancamento2b>

Resumo

Pretende-se com esta aula fornecer subsídios para que o aluno seja capaz de identificar objetos representados na imagem de satélite. Para atender este objetivo, a aula propiciará um treinamento de identificação de objetos em imagens de satélites.

O experimento

Materiais

- Imagem de satélite impressa em papel couche A4 (ou então em folha de sulfite, mas é importante que a impressão seja colorida e de boa qualidade);
- Papel vegetal ou plástico transparente com as dimensões de uma folha de sulfite;
- Lápis colorido;
- Fita crepe.

Dicas de obtenção de materiais

As imagens de satélites podem ser obtidas em:

1) http://www.cbers.inpe.br/?content=galeria_imagens

Para ampliar a imagem, basta clicar sobre ela. Para salvá-la, clicar com o botão direito do mouse sobre a imagem. Em seguida, abrirá a caixa “salvar imagem”; então escolher o diretório onde deseja salvar e clicar em “salvar”.

2) <http://www.sat.cnpm.embrapa.br/>

Selecionar um satélite clicando sobre ele, abrirá uma página com dados deste satélite e exemplo de suas imagens. Para salvar estas imagens, clicar com o botão direito do mouse clicar sobre a imagem; em seguida abrirá a caixa “salvar imagem”, então escolher o diretório onde deseja salvar e clicar em “salvar”.

3) <http://www.cdbrasil.cnpm.embrapa.br>

Selecionar o estado de interesse clicando sobre ele; selecionar o município clicando em “Consulta por Município”. Na lista dos municípios do estado selecionado, clicar naquele de interesse e com o botão direito do mouse clicar sobre a imagem; em seguida abrirá a caixa “salvar imagem”, então basta escolher o diretório onde deseja salvar e clicar em “salvar”.

Outra forma de salvar imagem nesta página é clicar sobre a área de interesse dentro do mosaico de imagens do estado. Todas as vezes que clicar em cima da imagem, ela vai se ampliar. Quando atingir a área e resolução de interesse, clicar com o botão direito do mouse sobre a imagem e abrirá a caixa “salvar imagem”, escolher o diretório onde deseja salvar e clicar em “salvar”.

Procedimento

A interpretação da imagem de satélite permitirá a observação das transformações da superfície do planeta, especialmente as provocadas pela ação do ser humano.

Interpretar fotografias ou imagens é identificar objetos nelas representados e dar um significado a estes objetos. Assim, quando identificamos e traçamos rios e estradas, ou delimitamos uma represa, a área ou mancha urbana correspondente a uma cidade, uma área de cultivo etc., estamos fazendo a sua interpretação. Para identificar estes objetos, é importante considerar alguns aspectos como tonalidade/cor, textura, tamanho, forma, sombra, altura, padrão e localização (Florenzano 2007).

A figura 1 mostra uma imagem da região de Brasília e nela foram identificados alguns objetos, cujas características estão descritas nas figuras de 2 a 8. Sugerimos que você, professor, faça uma transparência colorida desta imagem ou, se a sua escola tiver mais recursos, mostre esta imagem usando o PowerPoint para explicar aos seus alunos quais são os objetos que podem ser reconhecidos na imagem e quais características apresentam.

Formas irregulares: geralmente indicam objetos naturais (matas, lagos, feições de relevo, pântanos, etc.).

Formas regulares: geralmente indicam objetos construídos pelo ser humano (indústrias, aeroportos, área de reflorestamento, áreas agrícolas, etc.).

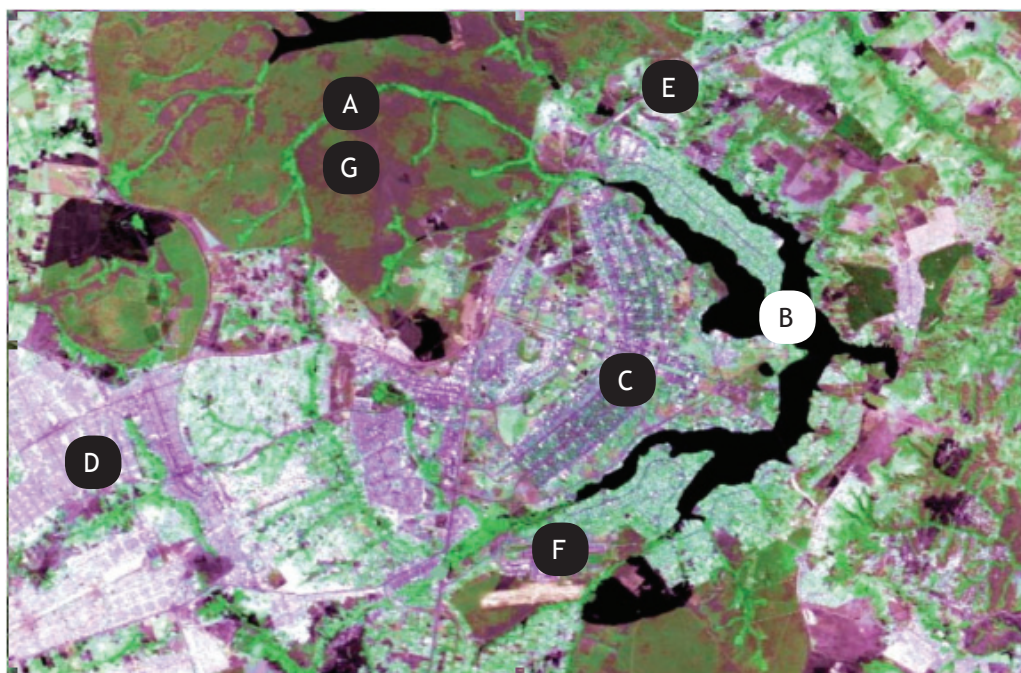


Figura 19.2.1: Imagem de Brasília obtida em 08/09/2004, pelo sensor CCD do satélite CBERS-2
Fonte: http://www.cbers.inpe.br/?content=galeria_imagens



Figura 19.2.2: considerando a cor, forma irregular, padrão e tamanho, é possível inferir que se trata de uma mata ciliar.

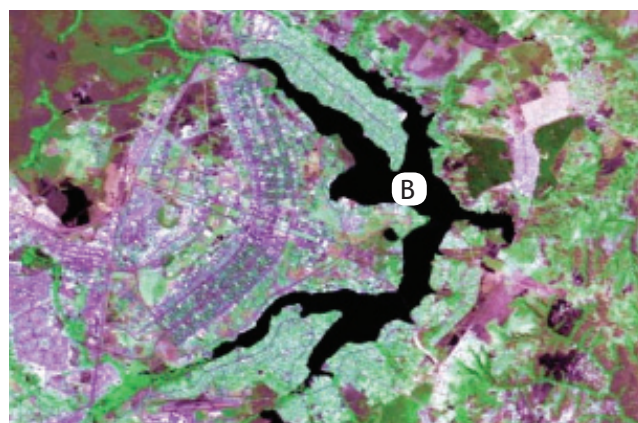


Figura 19.2.3: considerando a cor, forma irregular e tamanho, é possível inferir que se trata de um lago. A água absorve muita energia e por isso aparece escura nas imagens.

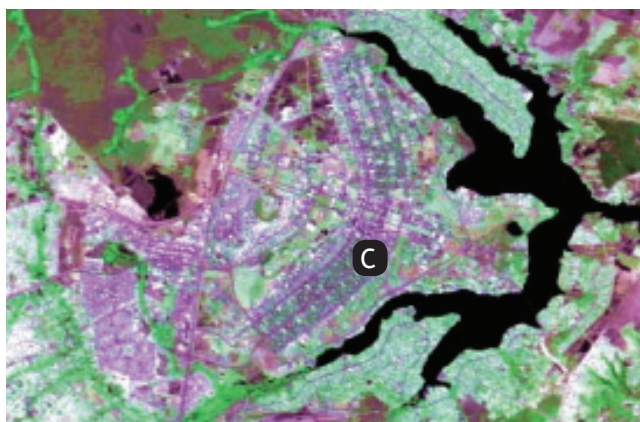


Figura 19.2.4: considerando a cor, a rugosidade e o padrão, é possível inferir que se trata de uma área urbana pouco densa.



Figura 19.2.5: considerando a cor, a rugosidade e o padrão, é possível inferir que se trata de uma área urbana mais densa.

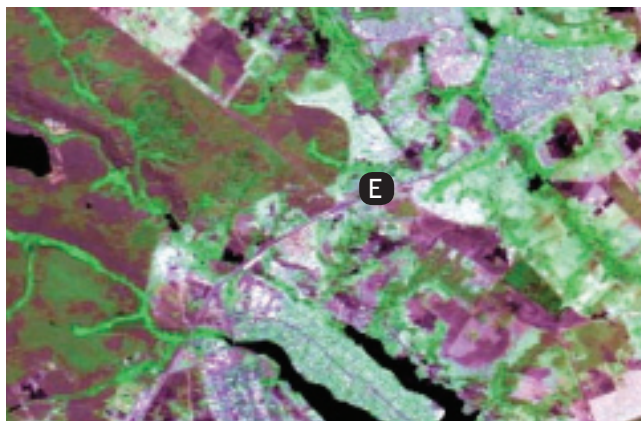


Figura 19.2.6: considerando a cor, forma regular (linear) e tamanho, é possível inferir que se trata de uma rodovia.

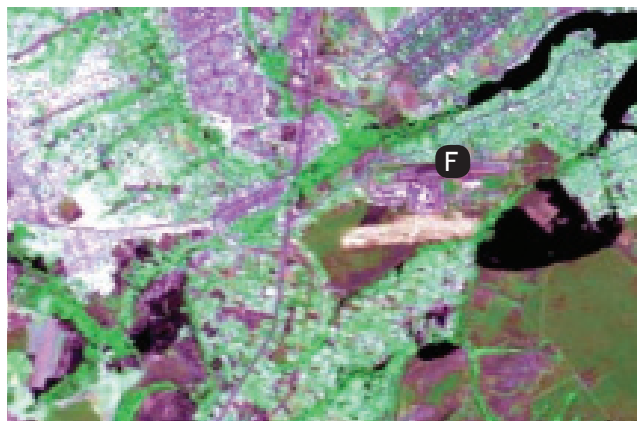


Figura 19.2.7: considerando a cor, forma regular e tamanho, é possível inferir que se trata de um aeroporto.

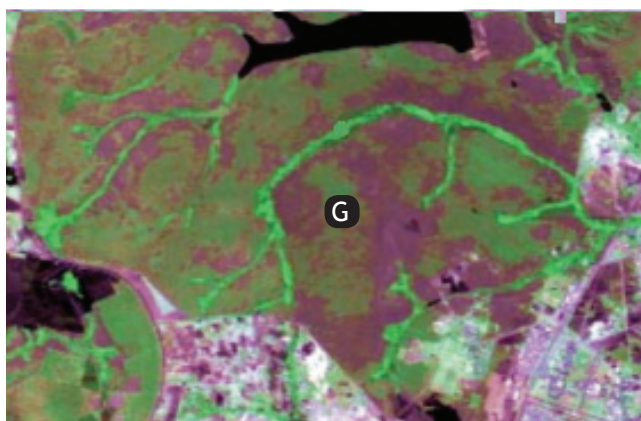


Figura 19.2.8: considerando a cor, uma mistura do rosa/roxo (solo exposto) com o verde (vegetação) e a forma irregular, é possível inferir que se trata de área de cerrado.

Depois que tiver explicado aos alunos como fazer o reconhecimento dos objetos, você poderá distribuir a imagem de satélite, para que eles identifiquem os objetos nela representados. Neste exemplo, selecionamos uma imagem obtida pelo sensor CCD do satélite CBERS-2, da região noroeste do estado de São Paulo (figura 19.2.9), devido à variedade de objetos nela representados. Você, no entanto, poderá selecionar a imagem do município onde a escola se localiza, ou de outra região representativa, para trabalhar com seus alunos.

Esta atividade pode ser desenvolvida tanto individualmente quanto em pequenos grupos (2 a 3 alunos).

Depois de explicar os elementos (tonalidade/cor, textura, tamanho, forma, sombra, altura, padrão e localização) e o processo de interpretação (identificação dos objetos) dos objeto, seguir os seguintes passos:

1) Distribuir para os alunos a imagem (figura 19.2.9: imagem da região noroeste do estado de São Paulo ou outra escolhida por você) em papel couche A4, ou em papel sulfite com impressão colorida e de boa qualidade,

2) Distribuir também para os alunos uma folha de papel vegetal (ou plástico transparente) e uma folha de papel sulfite com as orientações (roteiro) da atividade. Ler essas orientações com os alunos para sanar eventuais dúvidas;

3) Solicitar aos alunos prender o papel vegetal sobre a imagem distribuída, como ilustra a figura 19.2.10, e delimitar ou assinalar os objetos identificados sobre o vegetal;

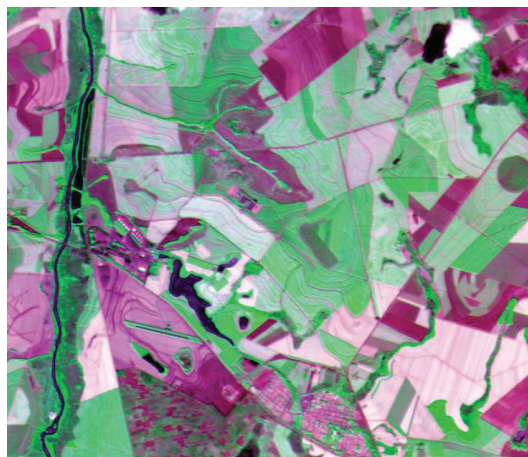


Figura 19.2.9: imagem da região noroeste do estado de São Paulo obtida pelo sensor CCD do satélite CBERS-2.

Fonte: http://www.cbbers.inpe.br/?content=galeria_imagens



Figura 19.2.10: A folha de papel vegetal (ou plástico transparente) deve ser fixada sobre a imagem escolhida com o auxílio de uma fita crepe.

Resumo

Pretende-se com esta aula difundir como o sensoriamento remoto contribui para o monitoramento do desmatamento da Amazônia e fornecer dados para o aluno compreender e refletir a respeito da problemática.

O experimento

Materiais

- Tabela de taxa de desmatamento;
- Imagens de satélite.

Dicas de obtenção de materiais

Para obter imagens do Catálogo do Instituto Nacional de Pesquisas Espaciais (INPE), siga as seguintes instruções:

- acesse o endereço <http://www.dgi.inpe.br/CDSR/>;
- clique na seta lateral de satélites e selecione Landsat 5;
- clique na seta lateral de instrumentos e selecione TM;
- clique na seta lateral de país e selecione Brasil;
- em Município, digite Novo Progresso;
- na seta lateral do estado, selecione PA;
- clique em executar;
- aparecerá na tela o nome da cidade, estado e o país que você escolheu, clique sobre;
- aparecerá um mosaico de imagens e uma seta azul que indica o local selecionado por você, clique no balão azul;
- aparecerão algumas opções de imagens, observe que consta a data de aquisição de cada uma delas. Para visualizar, clique no ícone ao lado do carrinho de compras;
- abrirá uma página com a imagem ampliada e com suas informações. Para salvar, clique com o botão direito do mouse sobre a imagem e depois em salvar a imagem como;
- escolha o diretório onde deseja salvar sua imagem e clique em salvar.

Desta mesma forma, você pode salvar imagens dos satélites Landsat 1, 2, 3, 5, 7 e do CBERS 2 e 2 B de qualquer região do Brasil.

Para obter dados sobre o monitoramento da Amazônia Legal por sensoriamento remoto, acesse a página do INPE: <http://www.inpe.br/> e navegue em Amazônia.

Procedimento

Nesta atividade, os alunos analisarão alguns dados na forma de tabela e de imagens da Amazônia Legal, obtidos por sensoriamento remoto, para discutir e refletir sobre as causas e consequências do desmatamento.

Apesar de ter sido selecionada a Amazônia Legal, o mesmo tipo de atividade pode ser realizado com outras áreas.

Atividade A

Para monitorar o desmatamento da Amazônia Legal por sensoriamento remoto, o INPE conta com quatro sistemas operacionais complementares: PRODES (Programa de Cálculo do Desflorestamento da Amazônia), QUEIMADAS, DETER (Detecção de Desmatamento em Tempo Real) e DEGRAD (Mapeamento da Degradação Florestal na Amazônia Brasileira). Os dados gerados são distribuídos para o público em geral (disponíveis na internet); usuários especiais, como órgãos de fiscalização, que podem fazer a responsabilização de ações ilegais, e a federação e os estados, que podem atuar para reverter o processo quando possível.

- 1) Organize grupos e distribua a atividade A;
- 2) Estabeleça um tempo para que os alunos possam discutir e responder às questões;
- 3) Em seguida faça uma discussão com a classe e anote na lousa as respostas de cada grupo;
- 4) Corrija as respostas, aproveitando para esclarecer o que é Amazônia legal, Amazônia Ocidental e Oriental. Quais são as possíveis causas e consequências do desmatamento.

Questões e Gabarito

1. Observando a tabela abaixo, qual é o estado que mais desmatou entre 2000 e 2007?

Resposta: Mato Grosso.

2. Entre os anos de 2000 e 2007, qual foi o ano em que houve maior taxa de desmatamento na Amazônia Legal?

Resposta: 2004.

3. No ano de 2007, qual foi o estado que mais desmatou?

Resposta: Pará.

Taxa de desmatamento anual na Amazônia Legal (km ² /ano)								
		#imgs/ano	161	191	207	211	211	213
Estados/Ano	00	01	02	03	04	05 (c)	06 (c)	07 (c)
Acre	547	419	883	1078	728	592	398	184
Amazonas	612	634	885	1558	1232	775	788	610
Amapá		7	0	25	46	33	30	39
Maranhão	1065	958	1014	993	775	922	651	613
Mato Grosso	6369	7703	7892	10405	11814	7145	4333	2678
Pará	6671	5237	7324	6996	8521	5731	5505	5425
Rondônia	2465	2673	3099	3537	3858	3244	2049	1611
Roraima	253	345	84	439	311	133	231	309
Tocantis	244	189	212	156	158	271	124	63
Amazônia Legal	18226	18165	21394	25247	27423	18846	14109	11532

Fonte: Projeto Prodes. http://www.obt.inpe.br/prodes/prodes_1988_2007.htm

Atividade B

Para monitorar o desmatamento da Amazônia Legal, são necessárias 230 imagens (cenas) do satélite Landsat (cada retângulo amarelo), como mostrado no mosaico da figura 19.3.1.

- 1) Organize os grupos e distribua a atividade B;
- 2) Estabeleça um tempo para que os alunos possam discutir e responder às questões;
- 3) Faça uma discussão com a classe e anote na lousa as respostas de cada grupo;
- 4) Corrija as respostas dos alunos, aproveitando para explicar que o número de imagens necessárias para formar o mosaico varia conforme o satélite e o sensor.

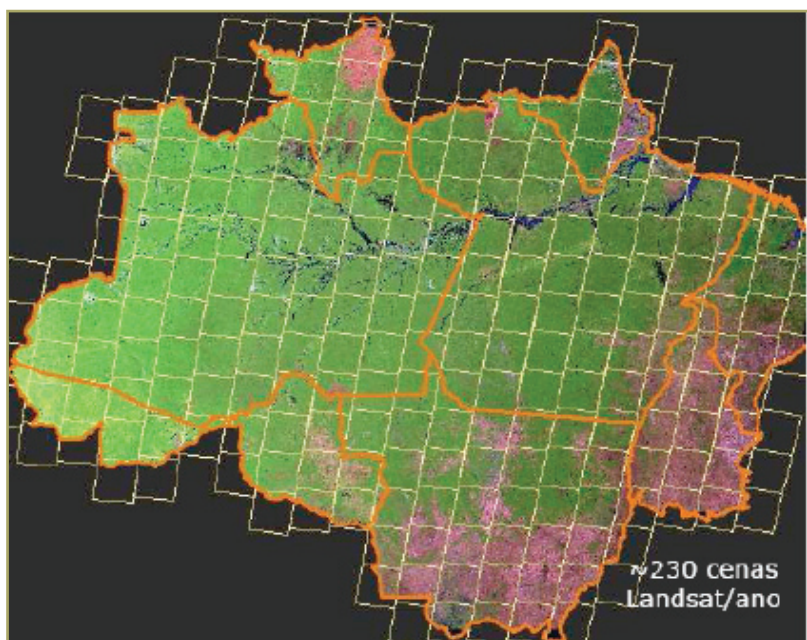


Figura 19.3.1. Imagens do satélite Landsat. Fonte: Projeto Prodes. http://www.obt.inpe.br/prodes/apresentacao_prodes.pdf

Questões e Gabarito

1. Quantas imagens do satélite Landsat são necessárias para formar o mosaico e monitorar o estado do Pará?

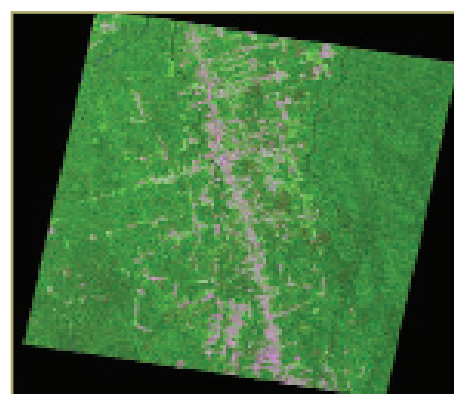
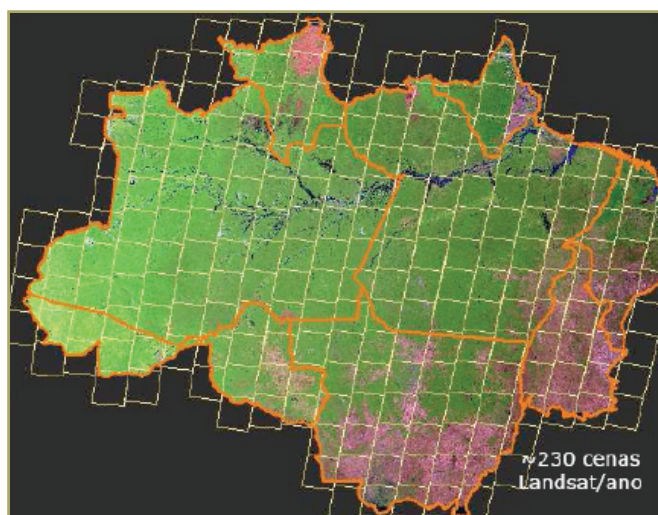
Resposta: 63 imagens do satélite Landsat - sensor TM (Este número de cenas varia conforme o satélite e o sensor).

2. Identifique os estados de acordo com as letras:

Resposta: A- Amazonas, B- Acre, C- Rondônia, D- Pará, E- Mato Grosso, F- Tocantins, G- Maranhão, H- Amapá e I- Roraima.

Atividade C

Ampliada uma cena do mosaico, é possível visualizar com mais detalhes a superfície do terreno como mostra a figura abaixo:



- 1) Organize os grupos e distribua a atividade C;
- 2) Estabeleça um tempo para que os alunos possam discutir e responder às questões;
- 3) Faça uma discussão com a classe e anote na lousa as respostas de cada grupo;
- 4) Durante a correção, aproveite para destacar que a construção da estrada é uma das causas para o incremento do desmatamento. Proponha que discutam essa questão.

Com a área ampliada, é possível identificar, mapear e medir a área desmatada. A medida pode ser feita de duas maneiras: em imagens impressas em papel (Produto cartográfico) através de cálculo de escala e em imagens digitais, através de um software de Informação Geográfica (SIG).

Feita a medida da área desmatada na figura abaixo, constatou-se que ela mede 5.363.689 m².



Figuras 19.3.2 e 19.3.3: imagem dos satélite Landsap. Ampliação para o cálculo da área.

Questões e Gabarito

1. Calcule:

Sabendo que a medida (oficial) máxima de um campo de futebol é de 120 m de comprimento por 90 m de largura, calcular a área do campo de futebol em m². Em seguida, calcular o número de campos de futebol que cabem na área delimitada na figura acima.

Resposta: Se a medida (oficial) máxima de um campo de futebol é de 120 m de comprimento por 90 m de largura, a sua área será de 120 m x 90 m = 10.800 m².

Se a medida da área desmatada é igual a 5.363.689 m² cabem 496,63 campos de futebol. Para obter este resultado, basta dividir fazer a regra de três:

$$\begin{array}{rcl} 1 \text{ campo} & \text{---} & 10.800 \text{ m}^2 \\ X & \text{---} & 5.363.689 \text{ m}^2 \\ X & = & \frac{5.363.689}{10.800} \\ X & = & 496,63 \end{array}$$

2. A partir da análise histórica da área de Novo Progresso por meio das imagens das diferentes datas, o que é possível observar em relação ao processo de desmatamento?

Resposta: A construção da estrada, conforme mostra a cena a seguir atraiu a ocupação em seu entorno.



Dicas para enriquecer a atividade

Atividade A

Caso a escola tenha DVD ou datashow, pode ser apresentado para sensibilização o vídeo “Amazônia para sempre” <http://www.youtube.com/watch?v=tiViVZgY4Gg&feature=related>

Solicitar aos alunos que anotem durante a exibição do vídeo, o que ele aponta: como causa do desmatamento; a importância da floresta e o que é desenvolvimento sustentável.

Levantar com seus alunos, as possíveis causas para diminuição do desmatamento de 2004 para 2008 e solicitar pesquisa para comprovar as hipóteses levantadas.

Atividade B

Fechar a atividade com o vídeo “Viva o desmatamento”

<http://www.youtube.com/watch?v=CF3IXT0kjsU&feature=related>

Atividade C

Fechar a atividade com o vídeo “Matéria Desmatamento” http://www.youtube.com/watch?v=_BM4rRCswAg&feature=related

Trabalhar em parceria com o professor de Matemática e calcular o aumento da área desmatada entre as datas de 1999 e 2009, usando escala e considerando que cada cena tem 185 km x 185 km (34.225 km²).

20. A fermentação e a produção de pão - Aula 1

Rossi-Rodrigues, Bianca C.; Heleno, Maurício G.; Santos, Roney Vander dos; Marchini, Gislaíne L.; Dias, Florencia M. P. Pereira; Chikuchi, Helika Amemiya; Galembeck, Eduardo.



Resumo

Neste experimento, demonstraremos o processo de fermentação alcoólica, utilizado na panificação. Um de seus produtos, o CO_2 , é o responsável pelo crescimento da massa do pão. Este procedimento será desenvolvido por meio da modificação das condições do meio de crescimento.

O experimento

Materiais

- 3 tabletes (15g cada) de fermento biológico;
- 200 mL de água morna;
- 50 mL de água fervida;
- 25 mL de leite morno;
- 5 frascos erlenmeyers de 125 mL;
- Açúcar (no mínimo, 5 colheres de sopa)
- Adoçante em pó ou em gotas;
- 5 balões de borracha;
- 2 colheres de sopa de óleo.



Figura 20.1.1: materiais necessários.

Dicas de obtenção de materiais

Os erlenmeyers podem ser substituídos por garrafas pequenas de refrigerante.

Procedimento

Registros datam o consumo do pão desde a pré-história, por volta de 10.000 anos a.C. No Egito, em torno de 5000 anos a.C., o pão era componente básico e importante na alimentação. Os de melhor qualidade eram destinados aos ricos e também serviam como moeda de troca e pagamento de salários. Na Europa, o pão trazido pelos gregos era feito em panificadoras públicas e, mais tarde, com a queda do império romano, passou a ser feito em casa.

No Brasil, os registros de consumo de pão datam do século XIX. Antes disso, o alimento similar era o biju de tapioca.

Os processos de desenvolvimento e aprimoramento de técnicas de fermentação com o uso de leveduras para a produção de álcool e pão marcaram o início da chamada Biotecnologia.

Nesse projeto, será possível observar a ação das leveduras, que são fungos unicelulares responsáveis pelos processos fermentativos utilizados na produção de pão.

Professor, organize e oriente os alunos previamente para que tragam os materiais que serão utilizados neste experimento. Divida a classe em grupos e passe a lista dos materiais necessários que deverão ser providenciados para o desenvolvimento da atividade.

Nessa aula, aproveite para realizar uma discussão sobre o processo de confecção do pão, abordando o papel das leveduras e as etapas envolvidas.

Protocolo Experimental

1) Numerar os 5 frascos erlenmeyers (figura 20.1.2);

2) Dissolver 2 tabletes de fermento em 200 mL de água morna e distribuir a suspensão nos frascos 1, 2 e 5, conforme dados na tabela (figura 20.1.3);



Figura 20.1.2: frascos numerados.



Figura 20.1.3: adição da suspensão de fermento e água morna e fermento nos respectivos frascos (1, 2 e 5).



A fermentação e a produção de pão - Aula 1

3) Dissolver $\frac{1}{4}$ de tablete de fermento em 25 mL de leite morno e colocar a suspensão no frasco 3, conforme indicado na tabela (figura 20.1.4);

4) Dissolver meio tablete de fermento em 50 mL de água fervida. Realizar a suspensão logo após a retirada da água do fogo. Colocar a suspensão no frasco 4, conforme indicado na tabela (figura 20.1.5);



Figura 20.1.4: adição da suspensão de leite morno e fermento no respectivo frasco.

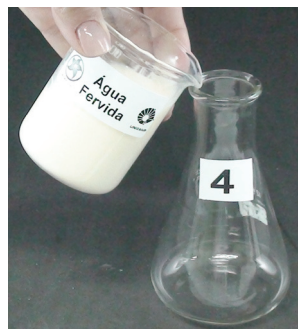


Figura 20.1.5: adição da suspensão de água fervente e fermento no respectivo frasco.

5) Preparar os frascos seguindo os dados da tabela abaixo;

FRASCO	FERMENTO + ÁGUA MORNA	FERMENTO + ÁGUA FERVENTE	FERMENTO + LEITE MORNO	AÇÚCAR	ADOÇANTE	ÓLEO
1	50mL	-	-	1 colher de sopa	-	-
2	50mL	-	-		10 gotas	-
3	-	-	25mL	1 colher de sopa	-	-
4	-	50mL	-	1 colher de sopa	-	-
5	50mL	-	-	1 colher de sopa	-	2 colheres de sopa

6) Colocar na boca de cada frasco um balão de borracha;

7) Observar após 24 horas.



Figura 20.1.6: adição de açúcar (A), óleo (B) e adoçante (C) nos frascos conforme indicado na tabela acima.

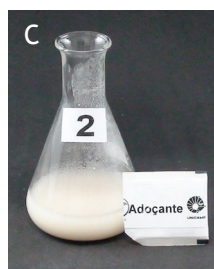


Figura 20.1.7: frascos com as respectivas suspensões fechados com balões de borracha.

Resumo

O objetivo desta aula é verificar o papel do fermento no crescimento da massa de pão, comparando o crescimento da massa preparada sem fermento, com fermento químico e com fermento biológico. Será observado também o resultado da aula anterior.

O experimento

Materiais

- 300 g de farinha de trigo;
- 180 mL de água morna (40 a 45°C);
- 9 g de fermento biológico;
- 3 g de açúcar;
- 9 g de fermento químico;
- 3 potes iguais transparentes (capacidade de no mínimo de 500 mL);
- Filme de PVC transparente;
- Bandeja para misturar os ingredientes.



Figura 20.2.1: materiais necessários.

Procedimento

Serão preparadas massas de pão com fermento químico, com fermento biológico e sem fermento nenhum para observar, comparar e discutir o crescimento ocorrido nessas condições. Recomendamos que essas massas sejam preparadas simultaneamente, por alunos diferentes do grupo, para que o tempo de “repouso” delas seja o mais semelhante possível.

Enquanto as massas recém preparadas estão “repousando”, será possível observar o resultado do experimento realizado na aula anterior.

Protocolo experimental

Preparo das massas de pão

Massa com fermento químico

1) Coloque na bandeja o açúcar (1 g = 1 colher de café), o fermento químico (3 g = 1 colher de café), a farinha de trigo (100 g = 13 colheres de sopa) e a água (60 mL = ¼ de copo de água);

2) Misturar os ingredientes e amassar com as mãos por 5 minutos;

3) Colocar a massa obtida no primeiro pote e identificá-lo como “Fermento Químico”.

Massa sem fermento

1) Coloque na bandeja o açúcar (1 g), a farinha de trigo (100 g) e a água (60 mL);

2) Misturar e amassar com as mãos por 5 minutos;

3) Colocar a massa obtida no segundo pote e identificá-lo como “sem fermento”.

OBSERVAÇÃO: se optar por utilizar a mesma bandeja para preparar as massas, lave-a antes de cada procedimento. Se o mesmo aluno for preparar as massas, ele deve lavar as mãos antes de manuseá-las.

Massa com fermento biológico

É importante que essa seja a última massa a ser preparada.

1) Em uma bandeja colocar o açúcar (1 g), o fermento biológico (5 g ou ¼ de tablete) dissolvido na água morna (60 mL) e a farinha de trigo (100 g);

A fermentação e a produção de pão - Aula 2

2) Misturar e amassar por 5 minutos;

OBSERVAÇÃO: Se optar por utilizar a mesma bandeja para preparar as massas, lave-a antes de cada procedimento. Se o mesmo aluno for prepara as massas, ele deve lavar as mãos antes de manuseá-las.

3) Colocar a massa obtida no terceiro pote e identificá-lo como “Fermento Biológico”;

4) Molde as três massas dentro dos potes para que tenham tamanhos iniciais iguais;

Utilizar potes iguais para comparação do crescimento da massa (figura 20.2.2).



Figura 20.2.2: massas modeladas nos respectivos frascos.

5) Tampar os potes com filme de PVC e deixar em repouso por 30 minutos;

6) Enquanto isso, observe o resultado da fermentação dos frascos preparados na aula anterior (figura 20.2.3);

Frasco	Conteúdo dos frascos
1	Fermento, água morna e açúcar
2	Fermento, água morna e adoçante
3	Fermento, leite morno e açúcar
4	Fermento, água fervente e açúcar
5	Fermento, água morna, açúcar e óleo

Pergunte aos alunos o que deve ter ocasionado o enchimento das bexigas e peça para formularem hipóteses para explicar a diferença no volume de gases produzidos. Utilize nessa discussão as questões presentes no roteiro de trabalho. Peça para que os alunos pesquisem em casa, para a próxima aula, a reação de fermentação para a produção de pão.

As bexigas cheias indicam formação de gás. Pergunte, porque não houve formação de gás no frasco 2? No frasco 2, o único que não continha açúcar, mas adoçante, não ocorreu formação de gás. O açúcar é fonte nutritiva para o crescimento das leveduras. Sua metabolização gera CO_2 como produto.

Ao apertar levemente as bexigas, será possível distinguir as mais cheias e as mais vazias. As bexigas dos frascos 1 e 3 devem estar mais cheias do que as dos frascos 4 e 5. A água morna e o meio nutritivo (açúcar e leite) proporcionaram maior produção de gás nos frascos 1 e 3, respectivamente. O leite contém proteínas e pode ser observado aumento do volume do frasco, podendo até mesmo extravasar.

O frasco 4 deve ter apresentado menor produção de gás que o frasco 1, o que permite perceber a influência da temperatura no metabolismo das leveduras. A água morna confere um ambiente propício, enquanto a água fervente pode causar a desnaturação das enzimas responsáveis pela fermentação e a morte de algumas leveduras.

O frasco 5 também deve ter apresentado aparecimento de gás, no entanto, a bexiga deve estar menos cheia que as demais. O óleo, por permanecer na superfície, restringe o contato da suspensão com o ar. É possível observar as bolhas saindo da suspensão através do óleo.

Baseando-se nas interpretações dos resultados os experimento da aula anterior, peça para que os alunos formulem uma hipótese do que acontecerá com as massas do experimento recém preparado, após o tempo de repouso.



Figura 20.2.3: resultado da fermentação das leveduras após 24 horas.

A fermentação e a produção de pão - Aula 2

7) Após 30 minutos, abrir um pote de cada vez e comparar os odores desprendidos das massas;

A fermentação produz um pouco de álcool. É possível sentir um odor característico da massa com fermento biológico, decorrente da volatilização do álcool.

8) Observar o crescimento nas três massas (figura 20.2.4).



Figura 20.2.4: crescimento das massas após 30 minutos de repouso.

Das três massas preparadas, somente a que utilizou o fermento biológico deve apresentar crescimento. O CO_2 produzido a partir da utilização da glicose através da fermentação forma minúsculas bolhas na massa, promovendo seu crescimento e deixando-a mais “leve” ou “aerada”.

O fermento químico também é muito utilizado para produção de pães e bolos. Sua ação consiste na liberação de CO_2 através da dissolução, principalmente do bicarbonato de sódio (NaHCO_3), que acontece em altas temperaturas. Por isso, a massa não cresce à temperatura ambiente.

Observando o frasco em que não foi adicionado nenhum fermento à massa, podemos concluir que não há crescimento da massa, sem adição de qualquer tipo de fermento.

Na aula seguinte, será comprovado que o gás exalado no fermento biológico é o CO_2 . Assim, peça para que os grupos tragam os materiais necessários para a aula seguinte.

Resumo

Nesta aula, será demonstrado, indiretamente, que o gás liberado pelas leveduras é o CO_2 . O gás liberado será borbulhado em solução aquosa contendo extrato de repolho roxo, que funciona como um eficiente indicador de pH. A formação de ácido carbônico na solução aquosa abaixará o pH, provocando mudança na coloração da solução.

O experimento

Materiais

- 1 frasco kitasato;
- 1 rolha;
- 1 pedaço de mangueira de látex (garrote ou tripa de mico);
- 1 erlenmeyer de 250 mL;
- Extrato de repolho roxo (repolho roxo, panela e fogareiro);
- Fermento biológico fresco;
- Água morna;
- Açúcar;
- 1 colher de sopa.



Figura 20.3.1: materiais necessários.

Procedimento

Nas aulas anteriores, foi observada a formação de gás pela fermentação. Esse gás é o CO_2 . Nessa aula verificaremos a formação de ácido quando esse gás é borbulhado em água contendo indicador de pH. O ácido formado é o ácido carbônico.

Essa reação processa-se rapidamente na ausência de enzimas. O CO_2 borbulhado em água forma ácido carbônico que dissocia-se em $\text{HCO}_3^- + \text{H}^+$:



O extrato de repolho roxo é um indicador natural de pH que muda de cor de acordo com o pH da solução. Assim, ao borbulhar o gás carbônico produzido pelas leveduras, haverá formação de ácido carbônico, diminuição do pH e, consequentemente, mudança de cor. O pH poderá ser constatado pela escala de cores que disponibilizamos mais adiante neste livro.

Protocolo experimental

Preparo prévio do extrato de repolho roxo

1) Numa panela limpa e bem enxaguada, cozinhar por 10 minutos 3 folhas grandes, em pedaços, de repolho roxo. Após o cozimento, retirar o repolho e reservar a água;



Figura 20.3.2: preparo do extrato de repolho roxo.

Identificação do gás exalado pela fermentação

- 1) Dissolver $\frac{1}{2}$ tablete de fermento fresco em 100 mL de água morna a (37°C) (figura 20.3.3);
- 2) Acrescentar 4 colheres de sopa de açúcar na suspensão ainda morna e transferir para o frasco kitasato (figura 20.3.4);



Figura 20.3.3: material necessário para o preparo da suspensão de leveduras.



Figura 20.3.4: adição de açúcar à suspensão de leveduras.

- 3) Agitar levemente;
- 4) Arrolhar o frasco e ligar a mangueira de látex à saída lateral do frasco (figura 20.3.5);
- 5) Inserir a outra extremidade da mangueira em um erlenmeyer de 250 mL, contendo 100 mL de extrato de repolho roxo (figura 20.3.6);
- 6) Observar o borbulhamento do gás exalado pela fermentação, no extrato;
- 7) Anotar o que acontece com o extrato após o borbulhamento do gás por alguns minutos (figura 20.3.7);



Figura 20.3.5: kitasato com suspensão de leveduras.



Figura 20.3.6: montagem do sistema.



Figura 20.3.7: extrato de repolho roxo após o borbulhamento do gás.

A levedura produz gás carbônico que, borbulhado em água, converte-se em ácido carbônico, acidificando o meio.

O extrato de repolho roxo é um indicador natural de pH e, portanto, adquire colorações diferentes de acordo com o pH. Para auxiliá-lo, professor, realizamos um ensaio relacionando cor do extrato ao pH. Aferimos o pH de vários tubos de ensaio contendo suspensões de extrato de repolho em meio ácido, neutro e básico. A figura 20.3.8 mostra a escala obtida, que poderá ser usada na análise dos resultados deste experimento.

A mudança de coloração do extrato de repolho roxo neste experimento de azul para roxo indica acidificação do meio, confirmando a produção de gás carbônico.

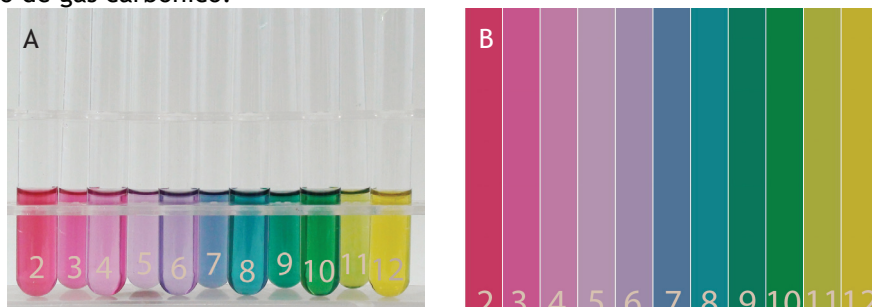


Figura 20.3.8: indicador de pH. (A) Ensaio com repolho roxo, adicionando ácido e base. (B) Escala de cores feita a partir do ensaio com repolho roxo.

21. Esterilização da água: o efeito da radiação ultravioleta (UV) no desenvolvimento de micro-organismos - Aula 1

Rossi-Rodrigues, Bianca Caroline; heleno, Maurício G.; Santos, Roney Vander dos; Marchini, Gislaine L; Dias, Florencia M. P. Pereira; Chikuchi, Helika Amemiya; Galembeck, Eduardo



Resumo

Neste experimento, será demonstrada a eficiência da radiação ultravioleta (UV), um dos métodos usados na esterilização de água, na eliminação de micro-organismos. Serão preparados meios de cultura para o desenvolvimento de bactérias e fungos, que depois ficarão submetidos a duas condições: exposição e não exposição à radiação ultravioleta.

O experimento

Materiais

- 1 colher de chá de açúcar (aproximadamente 3,5 g);
- ½ colher de café de sal de cozinha (cloreto de sódio) (aproximadamente 1 g);
- 3 envelopes de gelatina em pó incolor;
- Placas de Petri (no mínimo 6 placas);
- 1 colher de chá;
- Panela de pressão;
- 1 batata média;
- Faca;
- ½ litro de água destilada;
- Lâmpadas UV de ondas curtas (até 254 nm) transparentes;
- Óculos de proteção contra radiação UV;
- Fogareiro ou fogão;
- Fita adesiva (para vedar as placas).



Figura 21.1.1: materiais necessários.

Dicas de obtenção de materiais

- As placas de Petri podem ser substituídas por vasilhas plásticas com tampa transparente;
- Os óculos de proteção UV podem ser adquiridos em lojas de produtos de laboratório ou em óticas.

Procedimento

Professor, sugerimos que antes da aula prática seja realizada uma discussão sobre a importância do tratamento de água, perguntando se os alunos sabem por que devemos tratá-la e que doenças podem ser veiculadas pela água e o que elas podem causar. Aborde e exemplifique micro-organismos causadores de doenças e as possíveis maneiras de eliminá-los. Faça também uma discussão sobre as causas da poluição das águas. As comunidades onde vivem e estudam têm exemplos de situações em que rios estejam sendo contaminados com o esgoto de origem industrial ou residencial? Há tratamento da água que abastece a região? Há água tratada para todos?

Este experimento demonstrará o efeito da radiação UV na eliminação de micro-organismos, um dos métodos utilizados na desinfecção da água. Para isso, serão cultivados micro-organismos em meios nutritivos que depois serão submetidos a duas condições: exposição e não exposição à radiação UV. Os alunos compararão então o crescimento das colônias nessas duas condições.

Ao final da aula, organize a classe em grupos e explique as etapas do experimento. Se necessário, aproveite também para orientar os alunos sobre os materiais que deverão trazer para as próximas aulas.

Protocolo Experimental

Preparo do caldo nutritivo

1) Em uma panela de pressão limpa e bem enxaguada, cozinhar uma batata em pedaços em 400 mL de água durante 10 minutos. Essa etapa poderá ser realizada antes do início da aula e com o auxílio do pessoal responsável pela merenda. Oriente-os para começarem a cozinhar a batata cerca de 20 minutos antes do início da aula e para que não destampem a panela;

Esterilização da água: o efeito da radiação ultravioleta (UV) no desenvolvimento de micro-organismos - Aula 1

2) Reservar o líquido tampado, que será o caldo nutritivo, ao lado de um fogareiro para evitar contaminação;

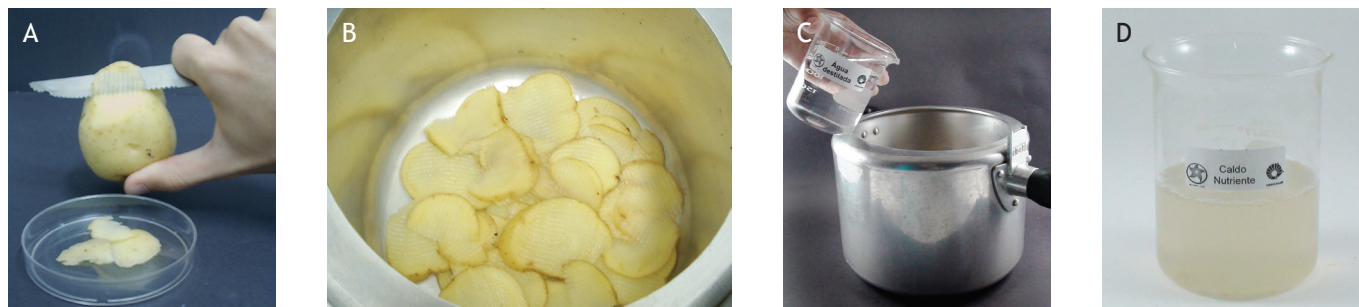


Figura 21.1.2: preparo do caldo nutritivo: (A) corte da batata em fatias; (B) cortes na panela de pressão; (C) adição de água; (D) caldo pronto após cozimento.

Preparo do meio de cultivo bacteriano não seletivo

Preparar um meio de cultura com 300 mL de caldo nutritivo, acrescentando uma colher de chá de açúcar, uma ponta de colher de chá de sal e 3 envelopes de gelatina incolor;

OBSERVAÇÃO: no preparo normal da gelatina, um envelope é dissolvido em 500 mL de água. Este experimento requer que a gelatina fique mais concentrada para que não derreta fora da geladeira.



Figura 21.1.3: preparo do meio de cultura. (A) Adição de açúcar ao caldo nutritivo; (B) adição de sal; (C) adição de pó de gelatina.

1) Misturar a gelatina com o caldo ainda quente até a completa dissolução;

OBSERVAÇÃO: a gelatina nunca deverá ser fervida ou perderá sua propriedade de gelificação.

2) Esperar esfriar por alguns minutos;

3) Submeter as placas de Petri à radiação UV das lâmpadas por 5 minutos (figura 4);

OBSERVAÇÃO: quem for manipular as amostras sob a luz UV deve utilizar óculos de proteção adequados, mesmo que por curtos períodos de exposição.

4) Colocar o meio de cultura nas placas de Petri esterilizadas para formar uma superfície para semeadura;

5) Fechar as placas e vedá-las com fita adesiva;

6) Esterilizar o meio ainda líquido, com uma exposição de 5 minutos à radiação UV;

7) Após a gelificação, o meio deve se apresentar ligeiramente turvo (figura 21.1.5).

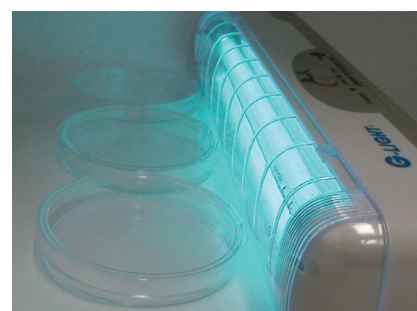


Figura 21.1.4: irradiação das placas de Petri com radiação UV por 5 minutos.

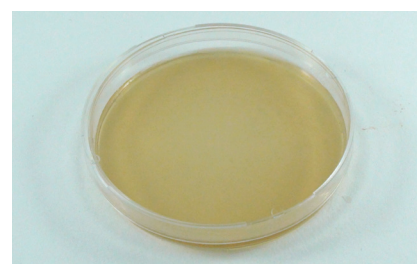


Figura 21.1.5: placa com meio de cultura.

Resumo

Neste experimento, será demonstrada a eficiência da radiação ultravioleta (UV), um dos métodos usados na esterilização de água, na eliminação de micro-organismos. Nesta aula, micro-organismos serão coletados e inoculados nos meios de cultura que foram preparados na aula anterior. Algumas das placas serão irradiadas com UV e outras não, para que o desenvolvimento das colônias dos micro-organismos nessas duas condições seja comparado pelos alunos.

O experimento

Materiais

- 6 cotonetes;
- Béquer de 250 mL;
- 1/2 copo americano de água;
- 6 placas do meio de cultura preparado na aula anterior;
- Materiais diversos para a coleta dos micro-organismos escolhidos pelos grupos;
- Lâmpadas UV de ondas curtas (até 254 nm) que sejam transparentes;
- Óculos de proteção contra radiação UV;
- Fogareiro ou fogão;
- Fita adesiva para vedação das placas;
- Caneta de retroprojektor para identificação das placas inoculadas (ou etiquetas de papel e caneta comum).



Figura 21.2.1: materiais necessários.

SEGURANÇA: quem for manipular as amostras sob a luz UV deve utilizar óculos de proteção adequados, mesmo que por curtos períodos de exposição.

Procedimento

Professor, faça uma breve discussão sobre onde são encontrados os micro-organismos, enfocando que estão em “todos os lugares” e a necessidade de hábitos de higiene. Finalize escolhendo com a classe o material para inoculação.

Para exemplificar, escolhemos uma cédula de dinheiro como material de coleta. Cada grupo pode escolher um material de coleta diferente.

Protocolo experimental

Inoculação de micro-organismos em meio de cultura

- 1) Lavar as mãos e limpar o local de trabalho com álcool;
- 2) Pegar uma placa de Petri com o meio de cultura preparado na aula anterior;
- 3) Colocar em um béquer 1/2 copo americano de água para ferver;
- 4) Umedecer a extremidade de um cotonete e passar cinco vezes pelo vapor e depois esperar que esfrie;
- 5) Passar o cotonete no material de coleta (figura 21.2.2);
- 6) Esfregar a superfície do cotonete no meio de cultura preparado na aula anterior (figura 21.2.3);
- 7) Tampar e vedar as placas de Petri com fita adesiva, identificá-las usando caneta de retroprojektor e manter à temperatura ambiente (figura 21.2.4);

A vedação é necessária para que a placa permaneça fechada e para que não haja contaminação por micro-organismos presentes no ar.

Esterilização da água: o efeito da radiação ultravioleta (UV) no desenvolvimento de micro-organismos - Aula 2



Figura 21.2.2: raspagem no material de coleta.



Figura 21.2.3: inoculação no meio de cultura.

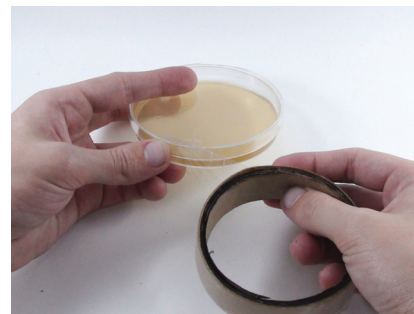


Figura 21.2.4: vedação da placa após inoculação.

8) Repetir esta operação para as outras placas (fazer duas placas de cada amostra), usando um cotonete novo para cada superfície diferente;

9) Irradiar uma das placas de cada duplicata com radiação UV por 5 minutos (figura 21.2.5);

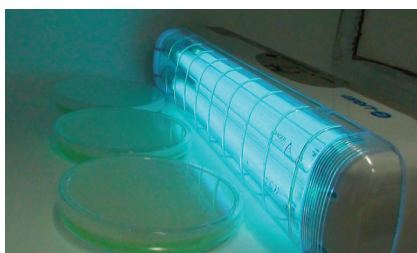


Figura 21.2.5: irradiação UV em metade das placas inoculadas.

10) Observar após 24 horas, pelo menos, para verificar a formação de colônias de bactérias e fungos nas placas irradiadas e nas não irradiadas, conservadas à temperatura ambiente e ao abrigo da luz.

Resumo

Neste experimento, será demonstrada a eficiência da radiação ultravioleta (UV), um dos métodos usados na esterilização de água, na eliminação de micro-organismos. Nesta aula, será avaliado o desenvolvimento de colônias de micro-organismos inoculados em meios de cultura submetidos a condições diferentes: irradiados com luz ultravioleta após a inoculação e não irradiados.

O experimento

Materiais

- Meios de cultura inoculados e irradiados na aula anterior;
- Meios de cultura inoculados e não irradiados na aula anterior.

Procedimento

Após um período de incubação de pelo menos 24 horas, as placas deverão apresentar diferenças significativas na formação de colônias. As placas irradiadas devem apresentar praticamente nenhum crescimento de colônias.

Discuta o modo de ação da radiação UV.

A luz ultravioleta é absorvida pelo DNA, quebrando as ligações entre as bases, formando dímeros de pirimidina.

Se esses dímeros não forem removidos por enzimas específicas de reparo intracelular, a replicação do DNA pode ser inibida ou alterada, causando mortes ou mutações.

A maior absorção ocorre em comprimentos de onda de 260 nm, representado pela radiação UV C.

Dessa maneira, a radiação UV é eficiente para matar os micro-organismos patogênicos presentes na água, por exemplo.

Se achar pertinente, você pode abordar as diferenças entre os raios UV A, UV B e UV C (germicida).

O tratamento de água na Estação de Tratamento possui várias etapas que eliminam as partículas em suspensão, deixam a água translúcida e, finalmente, passam por um processo de desinfecção, geralmente pela adição de hipoclorito de sódio. Durante o caminho percorrido pela água, nas tubulações da Estação de Tratamento até as casas, pode haver contaminação novamente, sendo necessária uma nova desinfecção/esterilização que pode ser realizada por uma nova adição de hipoclorito ou irradiação por ultravioleta, por exemplo. Para o consumo, aconselha-se realizar também uma nova filtração.

Você pode discutir com os alunos também sobre o papel da camada de ozônio como filtro da radiação UV dos raios solares, a qual pode afetar algas e fitoplânctons pela sua ação no DNA, como na esterilização de micro-organismos demonstrada na atividade.

Protocolo experimental

SEGURANÇA: não abram as placas para a avaliação, pois, ao fazer isso, vocês poderão se contaminar com esporos provenientes dos micro-organismos presentes nelas.

- 1) Observar macroscopicamente a presença de colônias de bactérias e fungos nos meios (figura 21.3.1);

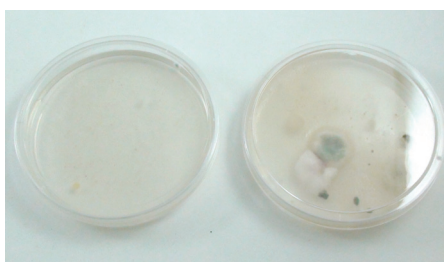


Figura 21.3.1: placas inoculadas submetidas à radiação UV (esquerda) e não submetidas à radiação UV (direita).

22. Teste de paternidade

Rossi-Rodrigues, Bianca Caroline; Silva, Eric Dias da; Chikuchi, Helika Amemiya; Galembeck, Eduardo.



Resumo

Essa aula propõe a simulação de um teste de paternidade por meio da análise de fragmentos de DNA da criança, de sua mãe falecida e de três homens, um deles o pai biológico da criança.

O experimento

Materiais

- Papel;
- Lápis ou caneta;
- Tesoura.

Procedimento

Oriente previamente os alunos para que realizem uma pesquisa em casa ou na biblioteca sobre como os testes de paternidade são atualmente realizados: qual material biológico costumam usar, o que extraem dele, se necessitam de grande quantidade de material e em que se baseia a análise dos resultados do teste.

Professor, inicie a atividade com uma discussão sobre os fundamentos da hereditariedade.

Cada pessoa tem um padrão DNA particular. Um filho herda 50% de suas moléculas de DNA da mãe e 50% do pai. No núcleo de cada célula somática (célula dos tecidos que constituem o corpo), há 23 pares de cromossomos homólogos: 23 desses cromossomos vieram do óvulo e os outros 23, do espermatozoide que deram origem ao zigoto, que originou o embrião e depois o feto que um dia fomos.

Cada cromossomo é constituído de uma molécula de DNA e de proteínas, portanto, em cada célula somática há 46 moléculas de DNA.

O teste de paternidade compara o DNA dos pais com o do filho, com probabilidade de 99,9% de acerto para determinação da paternidade.

Simplificadamente, nessa técnica, o DNA dos indivíduos é isolado e multiplicado por meio de uma técnica denominada Reação em Cadeia da Polimerase - PCR, na qual são realizados ciclos de alteração de temperatura e usadas enzimas, fragmentos para iniciar a síntese de DNA e nucleotídeos que possibilitarão que uma pequena quantidade de DNA seja aumentada muitas vezes. Após essa etapa de amplificação, o DNA é quebrado em fragmentos através das chamadas enzimas de restrição, que são capazes de clivar regiões específicas das moléculas de DNA. Esses fragmentos são separados por tamanho e não por sua sequência de bases (ou nucleotídeos) através da técnica de eletroforese, gerando uma espécie de imagem fotográfica semelhante a um código de barras. Esse “código de barras” é a “impressão digital” do indivíduo. Os resultados são comparados podendo identificar os pais indivíduo. Vale lembrar que o exame de DNA não compara a informação genética dos indivíduos, mas apenas os tamanhos dos fragmentos obtidos de suas moléculas de DNA.

O teste é feito pelo DNA com sangue, de onde são obtidos os leucócitos, ou fio de cabelo. Em caso de pai falecido, extrai-se o DNA dos ossos e dos dentes do corpo, desde que o material não tenha sido prejudicado pelo calor (cremação, por exemplo).

Nessa aula, será simulado um teste de paternidade, de maneira simplificada, com o objetivo de subsidiar a discussão sobre os princípios de transmissão de características hereditárias.

Proponha um caso

Caio é um menino de 5 anos. Sua mãe faleceu um ano atrás e três homens afirmam ser seu pai. Foi realizado um teste de paternidade para tirar a prova.

No anexo, ao fim desta atividade, estão os supostos fragmento de DNA dos envolvidos (filho, mãe, suposto pai 1 (P1), suposto pai 2 (P2) e suposto pai 3 (P3).

Peça para os alunos completarem as fitas de DNA com as respectivas bases complementares dos fragmentos dos DNA dos envolvidos.

Os passos da simulação consistem em:

- 1) Quebrar em fragmentos pela enzima de restrição;

Teste de paternidade

Considere agora que a enzima de restrição utilizada reconhece a sequência de bases GG e que “corta” o DNA entre o primeiro e o segundo G.

NOTA: lembre-se que após a etapa de amplificação o “cromossomo”, uma estrutura identificável pela sua forma, tamanho e constituída de uma molécula de DNA específica, deixa de existir. No final desse processo, o que se obtém é uma mistura composta de todas as moléculas de DNA que constituíam todos os cromossomos das células do indivíduo.

Quando a sequência GG for encontrada, faça um traço vertical separando G de G, como no exemplo da figura 22.1.

Corte, com uma tesoura (representa a enzima de restrição), a fita de DNA onde foram feitos os traços verticais, obtendo, assim, fragmentos de DNA (figura 22.2);

Conte o número de pares de bases nitrogenadas de cada fragmento e marque no verso da fita (figura 22.3).

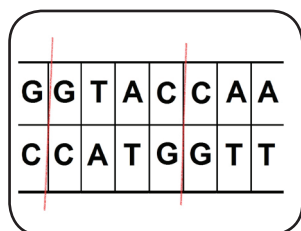


Figura 22.1: sequência hipotética de DNA exemplificando o traço separando G de G. As duas sequências indicam as duas fitas de DNA da molécula.

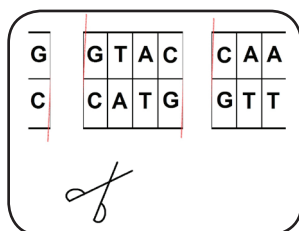


Figura 22.2: sequência hipotética de DNA exemplificando o corte em que foram feitos os traços.

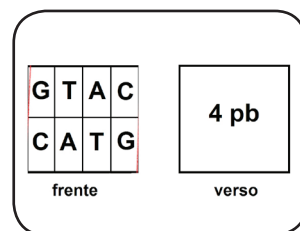


Figura 22.3: frente e verso do fragmento formado pela quebra da sequência hipotética de DNA mostrada nas figuras 1 e 2.

2) separação dos fragmentos por eletroforese:

Preparo do Gel

Professor, o gel é representado pela figura 22.4.

Corrida do DNA

Após cortados os fragmentos, pintar os quadrados (representação das bandas) de acordo com os fragmentos originados, na coluna representativa do material de coleta recebido (figura 22.4).

O DNA possui uma carga negativa, logo, os pares de base (pb) se deslocarão no sentido de aproximação do cátodo (pólo positivo) e afastamento do ânodo (pólo negativo). Como os fragmentos possuem a mesma carga, eles serão separados por tamanho no gel. Quanto menor o fragmento, mais fácil passará nos espaços do gel e migrará mais rapidamente.

No caso proposto, o suposto pai é o sujeito 3. As bandas que não correspondem ao DNA da mãe, correspondem ao DNA do suposto pai 3. Chame atenção para a banda do DNA da mãe de número 5 de pb. Ela é mais grossa que as demais, pois é mais densa, ou seja, possuem vários fragmentos iguais.

Chame a atenção também para o fato de que há bandas presentes na mãe e no suposto pai, ausentes na criança. Como isso pode ser explicado?

E, se houvesse uma banda presente apenas na criança e ausente nos pais, como se explicaria isso?

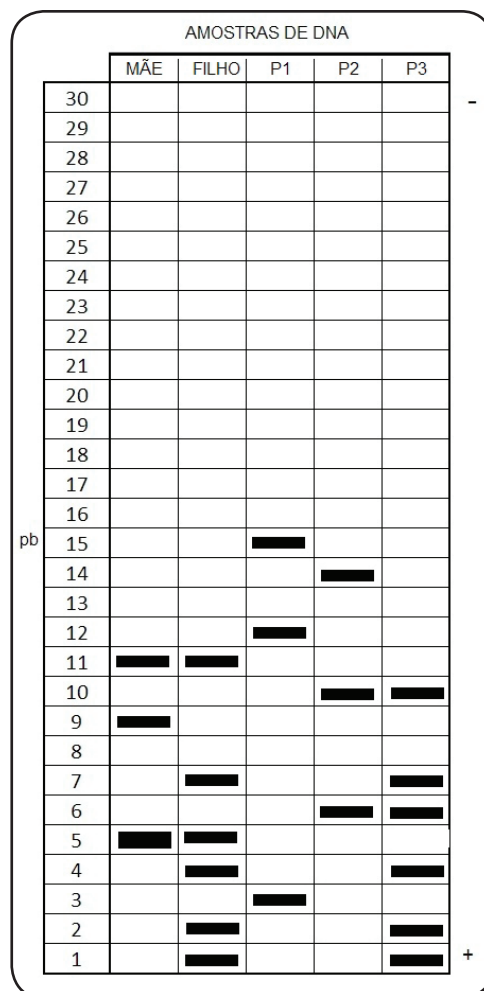


Figura 22.4: resultado da simulação da corrida da eletroforese com as amostras dos DNA dos envolvidos.

	A	T	A	G	C	T	C	C	A	T	G	G	C	C	C	A	A	C	T	A	G	C	T	A	C	C	T	C	G	A	
FILHO																															
	C	G	G	A	A	A	T	G	C	C	A	A	A	C	C	A	A	C	T	A	G	C	T	A	C	C	T	C	G	A	
MÃE																															
	A	A	G	G	C	T	A	C	A	T	A	G	A	T	C	C	T	T	C	A	A	C	T	A	T	G	T	C	G	A	
P1																															
	T	A	T	G	C	G	G	A	A	C	T	G	A	A	A	C	T	T	T	G	C	C	G	T	A	T	G	T	C	G	A
P2																															
	A	T	A	G	C	T	C	C	A	T	G	G	C	C	C	T	T	T	C	G	G	C	T	A	C	G	T	C	G	A	
P3																															

AMOSTRAS DE DNA					
	MÃE	FILHO	P1	P2	P3
30					
29					
28					
27					
26					
25					
24					
23					
22					
21					
20					
19					
18					
17					
16					
15					
14					
13					
12					
11					
10					
9					
8					
7					
6					
5					
4					
3					
2					
1					

Figura 14.3.2: modelo para o gel de eletroforese.



Resumo

A atividade aqui proposta poderá ser aplicada no período em que os conceitos relativos a DNA, cromatina e cromossomos forem tratados. Em geral, tais assuntos são abordados no item denominado Núcleo Celular, inserido no bloco referente a tópicos de Biologia Celular. Nesse caso, depois de discutir as características de cromossomos, o professor poderá introduzir o conceito de cariótipo e mostrar ao aluno que algumas síndromes humanas são decorrentes de alterações cromossômicas numéricas ou estruturais, facilmente detectáveis por uma simples análise citogenética. Esclarecer ao aluno que a atividade que ele irá realizar simula aquela executada pelo citogeneticista durante a análise cariotípica normalmente realizada durante o processo conhecido como aconselhamento genético. Sugerimos que, durante essa atividade, os conceitos relativos à estrutura do cromossomo, que incluem a definição de centrômero, telômero, braços cromossômicos, cromátide e loco gênico, e os conceitos de cromossomos homólogos, autossomos e cromossomos sexuais sejam explorados.

O experimento

Materiais

- Papel para a montagem dos cariótipos;
- Tesouras;
- Fita crepe.

Materiais fornecidos no guia

- Fotomicrografia de uma metáfase humana com bandamento G, obtida de uma mulher normal;
- Fotomicrografia de uma metáfase humana com bandamento G, obtida de um homem normal;
- Fotomicrografia de uma metáfase humana com bandamento G, obtida de um indivíduo com Síndrome de Down;
- Cariogramas correspondentes a todos os cariótipos apresentados.

Procedimento

Contar o número de cromossomos contidos nas fotomicrografias e recortá-los. Emparelhar os cromossomos e, em seguida, ordenar os pares cromossômicos, compondo um cariograma referente a cada um dos cariótipos em análise.

Protocolo Experimental

- 1) Dividir os alunos em pelo menos três turmas e entregar, para cada turma, uma das fotomicrografias encontradas no guia;
- 2) Pedir que cada grupo conte o número de cromossomos contidos nas fotomicrografias. Para auxiliar a contagem, solicitar que aos alunos tracem linhas que dividam cada metáfase em três áreas e que, em seguida, contem os cromossomos contidos em cada área;
- 3) Depois de conferir o número de cromossomos contados pelos diferentes grupos, solicitar que os alunos recortem os cromossomos. Alternativamente o professor poderá fornecer, nesse momento, conjuntos contendo os cromossomos já recortados;
- 4) Solicitar que os alunos reconheçam os pares cromossômicos com base no tamanho, na classificação quanto à posição centromérica e no padrão de bandas dos diferentes cromossomos. Nesse momento não é necessário ordenar os pares;
- 5) Depois que todos os cromossomos estiverem emparelhados, solicitar que os alunos ordenem os pares cromossômicos, com base em ideogramas do cariótipo humano ou nos cariogramas aqui fornecidos. Nesse momento o aluno deve também estar atento à descrição das características apresentadas pela pessoa cujo cariótipo está em análise, fornecidas pelo professor. No caso da atividade que envolve o cariótipo aneuploide, seria interessante que o aluno pudesse consultar algumas fontes de informação (como livros e sites da internet) para descobrir a que síndrome genética as características mencionadas se aplicam;

Montagem de cariótipo - Aula 1

6) Reunir os alunos e apresentar a todos os cariogramas montados pelas diferentes turmas de trabalho;

7) Discutir as diferenças encontradas entre os cariótipos, destacando a presença de um par de cromossomos X no cariótipo de uma mulher normal e de um par XY, no cariótipo de um homem normal. Destacar ainda que um dos cariótipos analisados apresentou uma aneuploidia, que consistiu em uma trissomia do cromossomo 21. Relacionar os cariótipos em estudo com as características de seus portadores. (Lembramos que dentre os recursos disponibilizados a você, Professor(a), constam alguns áudios que podem auxiliá-lo a despertar o interesse do aluno acerca do assunto em questão, podendo ser um valioso aliado na discussão sobre o serviço de aconselhamento genético - para melhor instrumentá-lo a esse respeito, sugerimos consultar o endereço <http://genoma.ib.usp.br/aconselhamento/informacoes.php> - e sobre aspectos sociais relacionados às doenças genéticas).

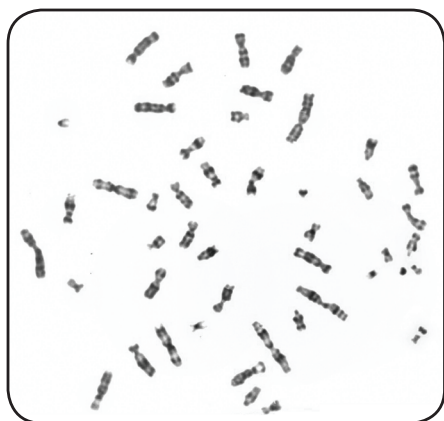


Figura 23.1.1: metáfase humana com bandamento G, de uma mulher normal (fotomicrografia cedida por Ana Elizabete Silva, do Departamento de Biologia, Unesp - São José do Rio Preto).

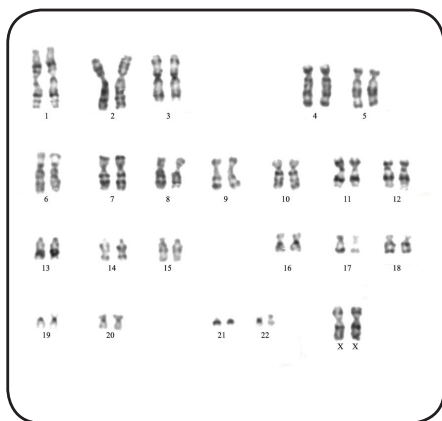


Figura 23.1.2: cariograma da metáfase humana normal mostrada na figura 1.

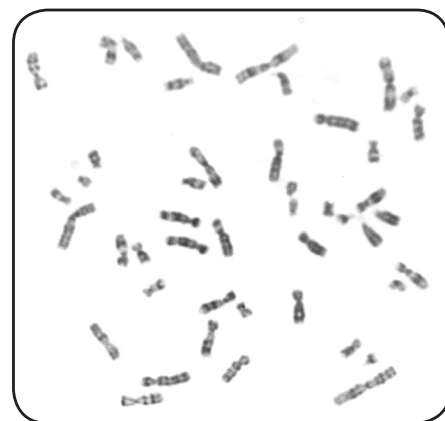


Figura 21.1.3: metáfase humana com bandamento G, de um homem normal (fotomicrografia cedida por Ana Elizabete Silva, do Departamento de Biologia, Unesp - São José do Rio Preto).

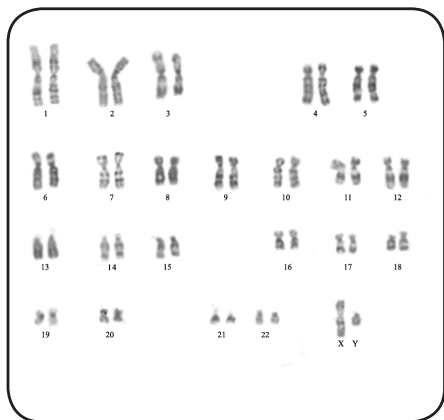


Figura 23.1.4: cariograma da metáfase humana normal mostrada na figura 3.



Figura 23.1.5; metáfase humana com trissomia do 21 (47,XY,+21).

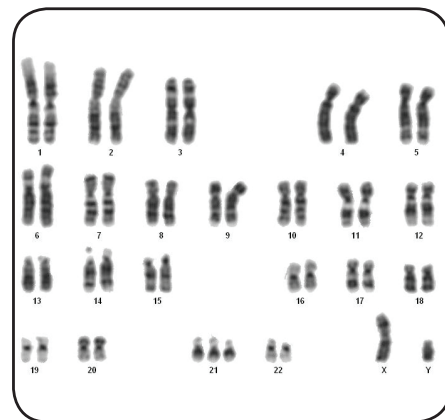


Figura 23.1.6: cariograma da metáfase humana mostrada na Figura 5 (47,XY,+21) (fotomicrografia cedida por Tárzis Vieira, do Departamento de Genética Médica, FCM-Unicamp).

Resumo

A atividade aqui proposta poderá ser aplicada quando conceitos de Meiose forem abordados. Nesse caso, depois da análise comparativa de cariótipos normais e com aberrações cromossômicas, o foco principal da discussão a ser realizada com os alunos pode ser o comportamento dos cromossomos durante esse tipo de divisão celular e o tipo de gametas resultantes desse processo em organismos de reprodução sexuada. O professor poderá discutir a composição de gametas aneuploides, decorrentes de eventos de não-disjunção na anáfase I ou na anáfase II. Em seguida, poderá relacionar a fecundação de gametas aneuploides à formação de indivíduos com aneuploidias cromossômicas, como aquelas causadoras das síndromes humanas referidas na presente atividade.

O experimento

Materiais

- Papel para a montagem dos cariótipos;
- Tesouras;
- Fita crepe.

Materiais fornecidos no guia

- Fotomicrografia de uma metáfase humana obtida de uma mulher normal;
- Fotomicrografia de uma metáfase humana obtida de um homem normal;
- Fotomicrografia de uma metáfase humana obtida de um indivíduo com Síndrome de Down;
- Fotomicrografias correspondentes ao cariótipo 45,X (característico da Síndrome de Turner);
- Fotomicrografia de uma metáfase, de um indivíduo com Síndrome de Klinefelter;
- Cariogramas correspondentes a todos os cariótipos apresentados.

Procedimento

Contar o número de cromossomos contidos nas fotomicrografias e recortá-los. Emparelhar os cromossomos e, em seguida, ordenar os pares cromossômicos, compondo um cariograma referente a cada um dos cariótipos em análise.

Protocolo Experimental

1) Dividir os alunos em pelo menos quatro turmas e entregar, para cada turma, uma das fotomicrografias encontradas no guia. Se os alunos já desenvolveram a atividade 1 descrita neste livro, não é necessário formar turmas para a análise das fotomicrografias de metáfases humanas normais. Nesse caso, basta mostrar esses cariogramas montados ou solicitar que os alunos tragam aqueles montados por eles, antes de iniciar a atividade;

2) Pedir que cada grupo conte o número de cromossomos contidos nas fotomicrografias. Para auxiliar a contagem, sugerir que aos alunos tracem linhas que dividam cada metáfase em três áreas e que, em seguida, contem os cromossomos contidos em cada área;

3) Depois de conferir o número de cromossomos contados pelos diferentes grupos, entregar a cada grupo um conjunto contendo um cariograma parcialmente montado referente à metáfase em análise e os cromossomos nele ausentes, previamente recortados. A escolha dos cromossomos excluídos dos cariogramas definirá o grau de dificuldade da tarefa. Sugerimos que seja fornecido pelo menos um cromossomo de cada par;

4) Solicitar que os alunos completem os cariogramas com os cromossomos avulsos. Caberá ao professor, a orientação dessa atividade;

5) Nesse momento, o professor poderá fornecer material para que os alunos consultem sobre diferentes síndromes genéticas (capítulos de livro, sites da internet, artigos de revistas) e poderá informar aos grupos a que síndrome cada cariótipo se refere. Assim o aluno será estimulado a relacionar o cariótipo em análise pelo seu grupo com a síndrome em questão;

6) Reunir os alunos e apresentar a todos os cariogramas montados pelas diferentes turmas de trabalho;

7) Comparar os cariótipos normais com os aneuploides;

8) Discutir as possíveis causas da formação de indivíduos aneuploides e solicitar que os alunos representem esquematicamente a composição cromossômica de gametas que poderiam ter dado origem aos indivíduos em estudo;

9) Salientar as diferenças entre eventos de não disjunção ocorridos na anáfase I e na anáfase II da meiose, tanto em relação ao processo quanto à sua implicação na formação de gametas.

(Lembramos que dentre os recursos disponibilizados a você, professor, constam alguns áudios que podem auxiliá-lo a despertar o interesse do aluno acerca do assunto em questão, podendo ser um valioso aliado na discussão sobre o serviço de aconselhamento genético - para melhor instrumentá-lo a esse respeito, sugerimos consultar o endereço [www. http:// genoma.ib.usp.br/aconselhamento/informacoes.php](http://genoma.ib.usp.br/aconselhamento/informacoes.php) - e sobre aspectos sociais relacionados às doenças genéticas.)

Atividades complementares

Ao final da aula, o professor poderá lançar um desafio aos alunos, que consiste em apresentar um novo problema, descrito a seguir, e solicitar que seja levantada uma hipótese para explicar a sua origem.

Enunciado do problema: na atividade realizada em classe, você observou cariótipos encontrados em indivíduos com diferentes síndromes genéticas. Naqueles casos, foi considerado que todas as células dos indivíduos apresentavam a mesma composição cariotípica. Considere agora uma nova situação, em que esteja em estudo um indivíduo portador de síndrome de Down, porém com características mais atenuadas do que as normalmente observadas em casos típicos de trissomia do 21. A análise citogenética realizada a partir de leucócitos desse indivíduo mantidos em cultura mostrou, além de células com cariótipo aneuploide, com trissomia do 21, células com cariótipo normal. Caracterizou-se, assim, um caso de mosaïcismo. Formule uma hipótese que possa explicar o caso em questão.

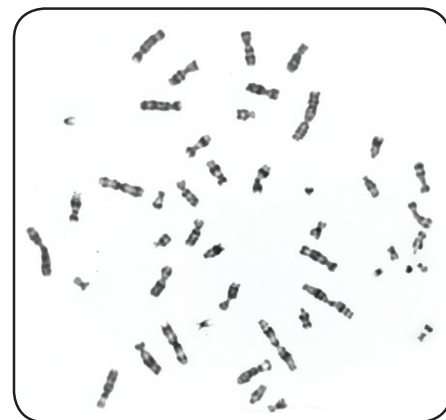


Figura 23.2.1: metáfase humana com bandamento G, de uma mulher normal (fotografia cedida por Ana Elizabete Silva, do Departamento de Biologia, Unesp-São José do Rio Preto).

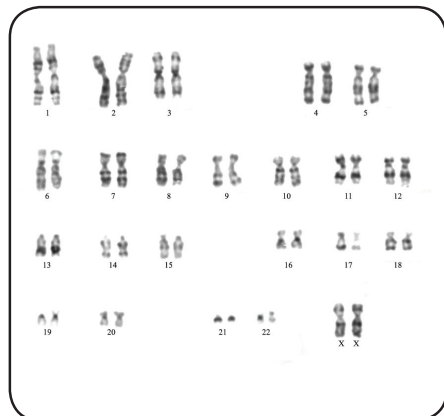


Figura 23.2.2: cariógrama da metáfase humana normal mostrada na figura 23.2.1.

Discussão esperada: eventos de não disjunção meióticos, ocorridos no momento de formação de gametas, não explicariam o caso de mosaïcismo em análise. A hipótese mais provável para explicar essa situação envolveria um evento mitótico de não disjunção de cromátides-irmãs, ocorrido em algum momento que sucedeu a etapa de formação de dois blastômeros, observada logo após a formação do zigoto correspondente ao indivíduo em análise. Deve também ser aceita a hipótese que considere que um zigoto aneuploide tenha sido formado pela união de um gameta normal e um gameta com dois cromossomos 21 e que, durante o desenvolvimento embrionário desse indivíduo, uma célula tenha perdido um dos cromossomos 21, tendo assim dado origem a uma linhagem de células normais.

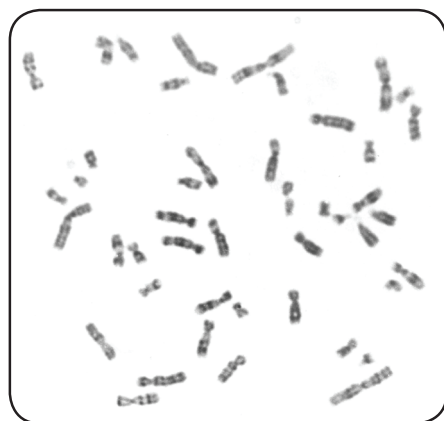


Figura 23.2.3: metáfase humana com bandamento G, de um homem normal (fotografia cedida por Ana Elizabete Silva, do Departamento de Biologia, Unesp-São José do Rio Preto).

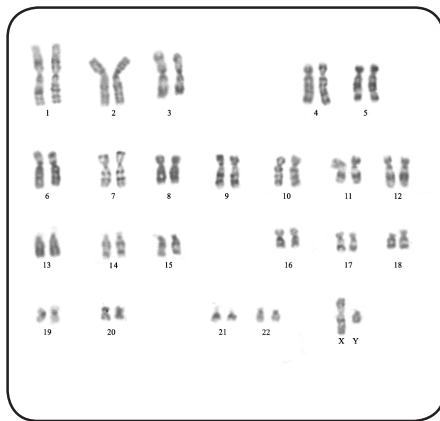


Figura 23.2.4: cariógrama da metáfase humana normal mostrada na figura 23.3.3.

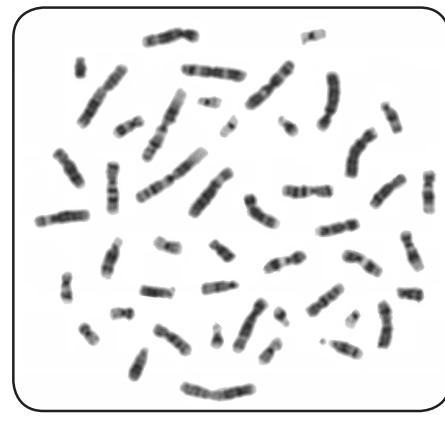


Figura 23.2.5: metáfase humana com trissomia do 21 (47,XY,+21).

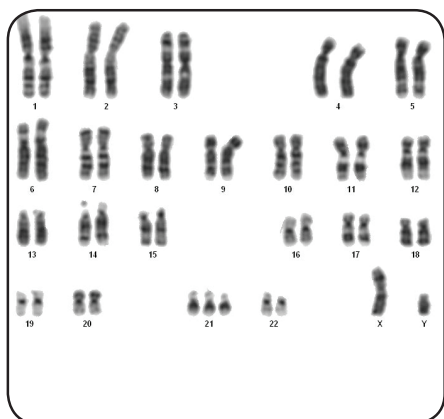


Figura 23.3.6: cariógrama da metáfase humana mostrada na figura 5 (47,XY,+21) (fotografia cedida por Táris Vieira, do Laboratório de Citogenética Humana - Dpto de Genética Médica - FCM - Unicamp).

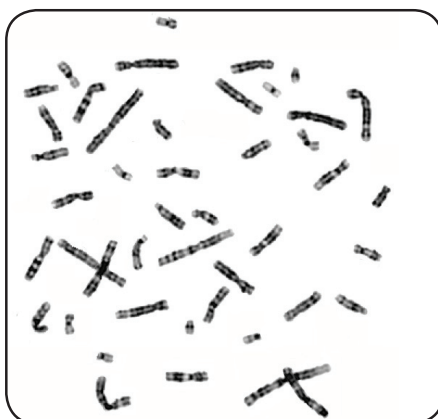


Figura 23.3.7: metáfase de um indivíduo com Síndrome de Turner.

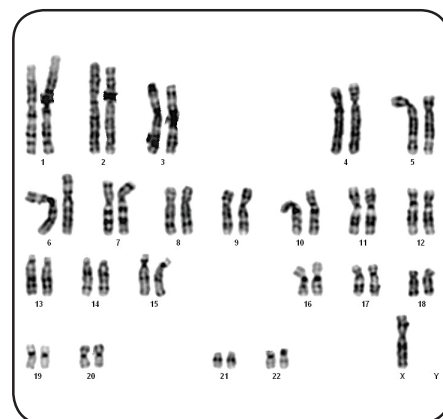


Figura 23.3.8: cariógrama da metáfase da figura 7 (45,X) (fotografia cedida por Nilma Viguetti Campos, do Laboratório de Citogenética Humana - Dpto de Genética Médica - FCM - Unicamp).

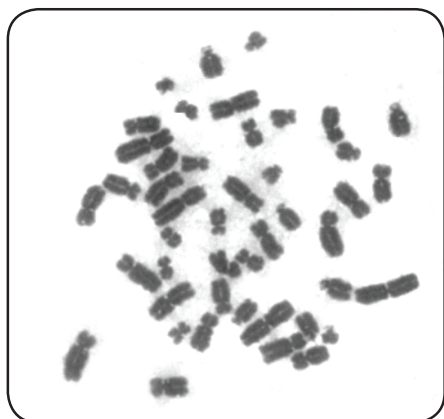


Figura 23.3.9: metáfase de uma mulher com Síndrome de Turner, corada com Giemsa.

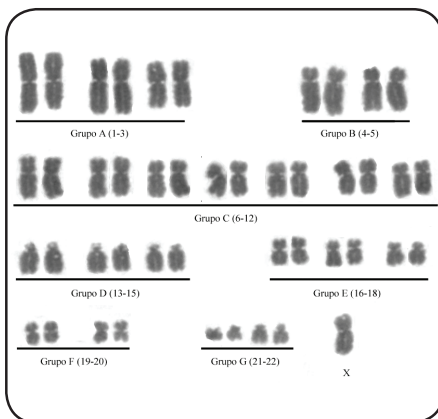


Figura 23.3.10: cariógrama da metáfase da Figura 23.3.9 (47,X).



Figura 23.3.11: cromossomos metafásicos de uma metáfase de um homem com Síndrome de Klinefelter.

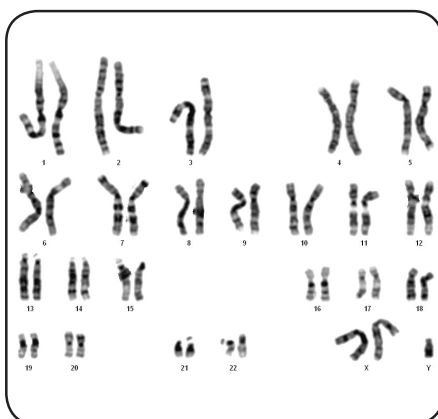


Figura 23.3.12: cariógrama correspondente ao material da figura 23.3.11 (47,XXY) (fotomicrografia cedida por Táris Vieira, do Departamento de Genética Médica, FCM-Unicamp).

Resumo

A atividade aqui proposta poderá ser aplicada quando conceitos de Herança Genética estiverem em pauta. Nesse caso, o professor poderá, depois de montar com os alunos cariótipos normais e com aberrações cromossômicas numéricas, discutir a herança de genes localizados em autossomos e em cromossomos sexuais, bem como a segregação independente dos cromossomos na meiose (Segunda Lei de Mendel).

O experimento

Materiais

- Papel para a montagem dos cariótipos;;
- Tesouras;
- Fita crepe.

Materiais fornecidos no guia

- Fotomicrografia de uma metáfase humana com bandamento G, obtida de uma mulher normal;
- Fotomicrografia de uma metáfase humana com bandamento G, obtida de um homem normal;
- Fotomicrografia de uma metáfase humana com bandamento G, obtida de um indivíduo com Síndrome de Turner;
- Cariogramas correspondentes a todos os cariótipos apresentados.

Procedimento

Recortar previamente os cromossomos de cada fotomicrografia. Durante a atividade, os cromossomos serão emparelhados e, em seguida, os pares cromossômicos ordenados, compondo um cariograma referente a cada um dos cariótipos em análise. Locos gênicos autossômicos e dos cromossomos sexuais serão representados nos cariogramas montados para uma discussão acerca dos tipos de herança.

Protocolo experimental

1) Dividir os alunos em turmas e entregar, para cada turma, um conjunto contendo os cromossomos recortados de uma das fotomicrografias. Fornecer também as fotomicrografias originais.

2) Solicitar que os alunos reconheçam os pares cromossômicos com base no tamanho, na classificação quanto à posição centromérica e no padrão de bandas dos diferentes cromossomos. Nesse momento não é necessário ordenar os pares.

3) Depois que todos os cromossomos estiverem emparelhados, solicitar que os alunos ordenem os pares cromossômicos, com base em ideogramas do cariótipo humano ou nos cariogramas aqui fornecidos. Nesse momento o aluno deve também estar atento à descrição das características apresentadas pelo portador do cariótipo em análise, que deverão ser fornecidas pelo professor.

4) Alternativamente aos itens 2 e 3, o professor poderá entregar a cada grupo um conjunto contendo um cariograma parcialmente montado referente à metáfase em análise e os cromossomos nele ausentes, previamente recortados. Solicitará, então, que os alunos completem os cariogramas com os cromossomos avulsos. Caberá ao professor, a orientação dessa atividade. A escolha dos cromossomos excluídos dos cariogramas definirá o grau de dificuldade da tarefa. Sugerimos que seja fornecido pelo menos um cromossomo de cada par.

5) Reunir os alunos e apresentar a todos os cariogramas montados pelas diferentes turmas de trabalho.

6) Comparar os cariótipos normais com os aneuploides.

7) Discutir as possíveis causas da formação de indivíduos aneuploides e solicitar que os alunos representem esquematicamente a composição cromossômica de gametas que poderiam ter dado origem aos indivíduos em estudo. (Se os alunos já realizaram a atividade 2 aqui proposta, uma breve discussão acerca desse assunto pode substituir esse item).

8) Solicitar que os alunos considerem um loco gênico autossômico (loco A), um loco gênico presente no cromossomo X (loco B) e um no cromossomo Y (loco C) e que os esquematizem nos cariogramas montados (inclusive nos normais). Nesse momento, o conceito de gene deve ser tratado.

Montagem de cariótipo - Aula 3

9) Solicitar que os alunos considerem que os indivíduos em análise sejam heterozigotos em relação aos locos A e B, e que representem isso em seus esquemas.

10) Pedir que seja representada a composição cromossômica de gametas resultantes de um evento de meiose ocorrido em uma célula com os cariótipos em estudo. (Apenas o par de cromossomos sexuais e o par autossômico escolhido devem ser representados).

11) Salientar a composição de cada gameta em relação aos locos em estudo.

12) Simular a formação de zigotos com os gametas formados e representar a composição alélica desses novos indivíduos em relação aos diferentes locos gênicos em estudo.

13) Discutir a herança monogênica autossômica e ligada ao sexo. Sugerimos que, nesse momento, exemplos de características com diferentes tipos de herança podem ser apresentados.

14) Buscar dentre as turmas de trabalho se diferentes formas de segregação entre os cromossomos esquematizados foram representadas. Se isso não ocorreu, esquematizar junto com os alunos uma diferente alternativa para a segregação desses cromossomos.

15) Discutir a segregação independente dos locos A, B e C.

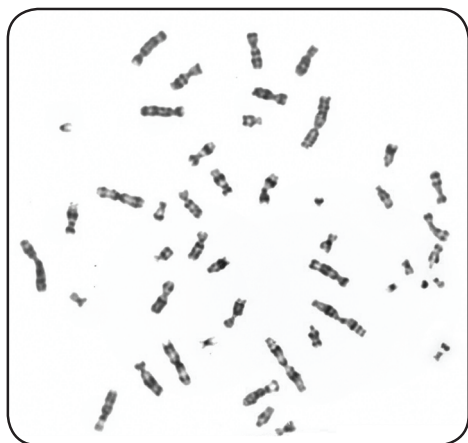


Figura 23.3.1: metáfase humana com bandamento G, de uma mulher normal. (Fotografia cedida por Ana Elizabete Silva, do Departamento de Biologia, Unesp-São José do Rio Preto).

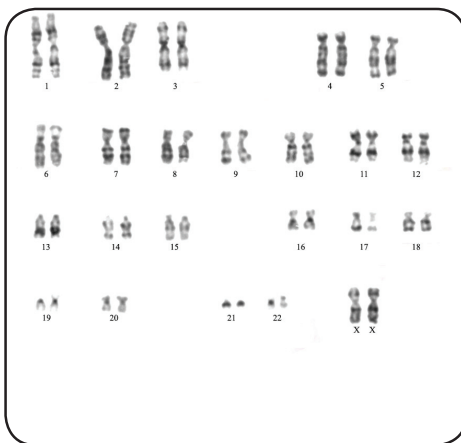


Figura 23.3.2: cariógrama da metáfase humana normal mostrada na figura 23.3.1.

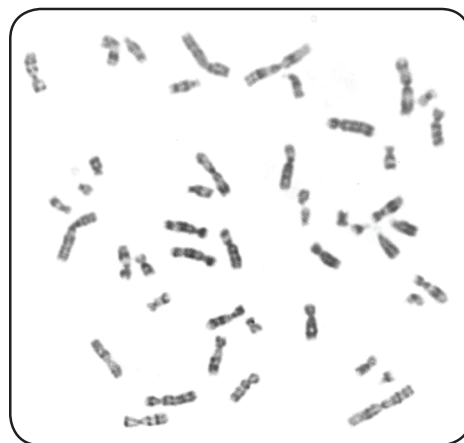


Figura 23.3.3: metáfase humana com bandamento G, de um homem normal. (Fotografia cedida por Ana Elizabete Silva, do Departamento de Biologia, Unesp-São José do Rio Preto).

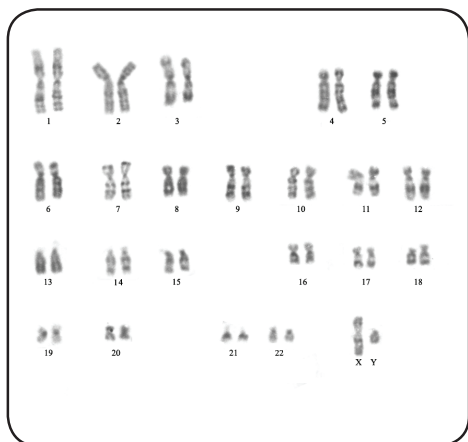


Figura 23.3.4: cariógrama da metáfase humana normal mostrada na figura 23.3.3.



Figura 23.3.5: metáfase humana, submetida ao bandamento G, de uma mulher com Síndrome de Turner.

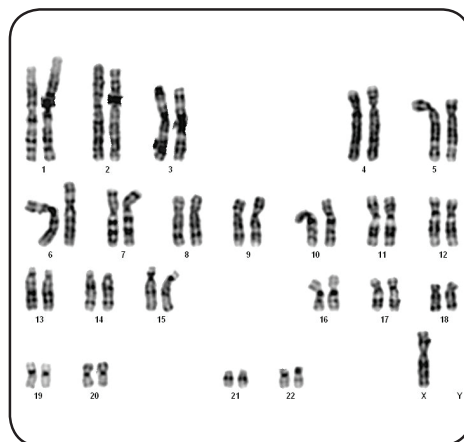


Figura 23.3.6: cariógrama da metáfase humana mostrada na Figura 23.3.5 (45,X). (Fotografia cedida por Nilma Viguetti Campos, do Laboratório de Citogenética Humana - Dpto de Genética Médica - FCM - Unicamp).



Laboratório de Tecnologia Educacional
Departamento de Bioquímica - Instituto de Biologia
Universidade Estadual de Campinas - UNICAMP
Rua Monteiro Lobato, 255
CEP 13083-970, Campinas, SP, Brasil