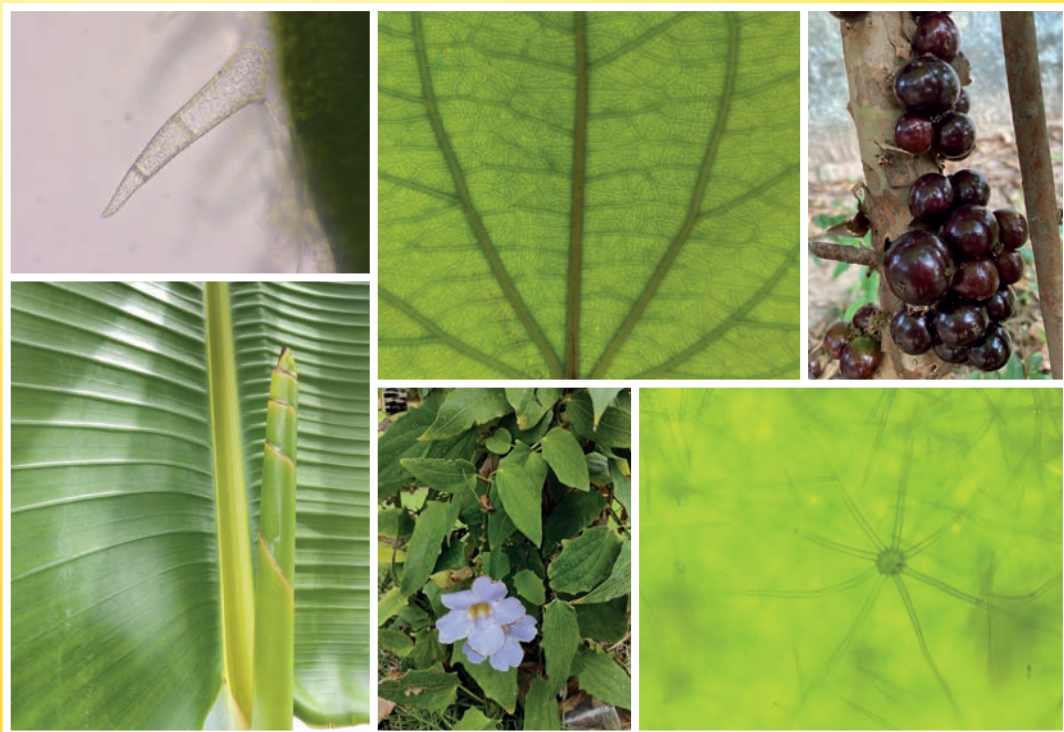


MORFOLOGIA E ANATOMIA VEGETAL

- UMA ABORDAGEM PRÁTICA -



Jesus Rodrigues Lemos
Bruno Edson-Chaves

Jesus Rodrigues Lemos
Bruno Edson-Chaves

**MORFOLOGIA E
ANATOMIA VEGETAL**
- UMA ABORDAGEM PRÁTICA -



2022

UNIVERSIDADE FEDERAL DO PIAUÍ

Reitor

Gildásio Guedes Fernandes

Vice-Reitor

Viriato Campelo

Superintendente de Comunicação Social

Fenelon Martins da Rocha Neto

Diretor da EDUFPI

Cleber de Deus Pereira da Silva

EDUFPI - Conselho Editorial

Cleber de Deus Pereira da Silva (presidente)

Cleber Ranieri Ribas de Almeida

Gustavo Fortes Said

Nelson Juliano Cardoso Matos

Nelson Nery Costa

Viriato Campelo

Wilson Seraine da Silva Filho

Fotos da capa

Jesus Rodrigues Lemos

Bruno Edson-Chaves

Projeto Gráfico, Capa e Diagramação

Wellington Silva

Revisão

Jesus Rodrigues Lemos

Bruno Edson-Chaves



Ficha Catalográfica elaborada de acordo com os padrões estabelecidos no
Universidade Federal do Delta do Parnaíba

L557m Lemos, Jesus Rodrigues
Morfologia e anatomia vegetal: uma abordagem prática [recurso eletrônico] / Jesus Rodrigues Lemos, Bruno Edson-Chaves. – Teresina: EDUFPI, 2022.

E-book. il.: color.

E-book em formato PDF
ISBN: 978-65-5904-158-9
Contém referências.
Inclui roteiros direcionados aos temas abordados.

1. Botânica. 2. Morfologia Vegetal. 3. Anatomia Vegetal. 4. Biologia Vegetal - Estudo e Prática. I. Edson-Chaves, Bruno. I. Título.

CDD 581

Bibliotecária Responsável: Márcia de Arêa Leão Oliveira - CRB3/1003



Editora da Universidade Federal do Piauí – EDUFPI
Campus Universitário Ministro Petrônio Portella
CEP: 64049-550 - Bairro Ininga - Teresina - PI - Brasil



SUMÁRIO

APRESENTAÇÃO	5
NORMAS PARA TRABALHO NO LABORATÓRIO DE BOTÂNICA.....	8
1 PREPARANDO O MATERIAL BOTÂNICO PARA ESTUDOS MORFOLÓGICOS	10
2 PREPARANDO O MATERIAL BOTÂNICO PARA ESTUDOS ANATÔMICOS	12
3 ROTEIROS DE AULAS PRÁTICAS	35
3.1 Aula prática nº 01 - Gimnospermas - Demonstrações	37
3.2 Aula prática nº 02 - Observação microscópica da célula e tecidos vegetais de.....	39
3.3 Aula prática nº 03 - Angiospermas – Demonstrações.....	40
3.4 Aula prática nº 04 - Princípios de anatomia vegetal I	42
3.5 Aula prática nº 05 - Princípios de Anatomia Vegetal II	44
3.6 Aula prática nº 06 - Morfologia da Raiz.....	47
3.7 Aula prática nº 07 - Anatomia da Raiz I	48
3.8 Aula prática nº 08 - Anatomia da Raiz II	50
3.9 Aula prática nº 09 - Morfologia do Caule.....	53
3.10 Aula prática nº 10 - Anatomia do Caule I.....	54
3.11 Aula prática nº 11 - Anatomia do Caule II	55
3.12 Aula prática nº 12 - Morfologia da Folha I	57
3.13 Aula prática nº 13 - Morfologia da Folha II.....	60

3.14 Aula prática nº 14 - Anatomia foliar I	63
3.15 Aula prática nº 15 - Anatomia foliar II	65
3.16 Aula prática nº 16 - Anatomia do caule III e da folha III	68
3.17 Aula prática nº 17 - Dissecção e Análise de flor de diferentes espécies de Angiospermas	71
3.18 Aula prática nº 18 - Polinização	76
3.19 Aula prática nº 19 - Morfologia de Raiz, Caule, Folha e Flor de Angiosperma	78
3.20 Aula prática nº 20 - Morfologia externa e interna do Fruto	85
3.21 Aula prática nº 21 - Morfologia externa e interna da Semente	87
3.22 Aula prática nº 22 - Anatomia dos órgãos reprodutivos	89
4 ROTEIROS DE ESTUDOS DIRIGIDOS	91
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS CONSULTADAS E OUTRAS ÚTEIS NAS ÁREAS DE MORFOLOGIA E ANATOMIA VEGETAL	112
ÍNDICE REMISSIVO	123
SOBRE OS AUTORES	128

APRESENTAÇÃO

É sedimentado, entre autores tradicionais, o pensamento de que o estudo dos vegetais vem sendo realizado há milhares de anos. Embora muitas vezes negligenciada, a história das plantas é tão antiga quanto a própria humanidade. O uso das plantas como alimento sempre existiu, mas foi com as técnicas de cultivo dos vegetais que o homem deixou de ser nômade; aos poucos também foram utilizadas na elaboração de ferramentas, lenha, papel (papiro), além do registro de diversas espécies com potencial medicinal, tóxico, ornamental, construção civil, fontes de energia, forragem, etc., de modo que cerca de 10% das plantas conhecidas atualmente tem uso imediato para a humanidade.

Embora o estudo formal dos vegetais tenha se iniciado com Aristóteles, ele se divergiu bastante com o surgimento do microscópio (séc. XVII) e as publicações sobre a organização taxonômica dos sistemas naturais propostas por Lineu (séc. XVIII). No século XIX, insatisfeitos com a denominação de Ciências Naturais que abrangia áreas tão distintas como Geologia, Mineralogia, Zoologia e Botânica, Lamarck e Treviranus, mesmo sem se conhecerem, empregaram o termo Biologia para definir a área que estuda os seres vivos, de modo

que desde a origem do estudo da Biologia, a Botânica, ciência que estuda os vegetais, passa a constituir um de seus pilares.

Com o tempo, tal ciência se tornou extremamente diversificada e com importantes contribuições nas mais diversas áreas do conhecimento (p. ex. Filosofia, Antropologia, Química, Ecologia, Ciência Forense etc.). Dentre as várias especialidades da Botânica, destacam-se a Morfologia e a Anatomia (ou Histologia) vegetal.

A Morfologia Vegetal é o estudo da forma das plantas e tais características são fundamentais para o sucesso da identificação correta das diversas espécies vegetais existentes, ou seja, apresenta uma íntima relação com a taxonomia vegetal. Assim, os primeiros estudos de taxonomia se fundamentavam na morfologia, e, mesmo hoje, com diversas ciências dando suporte à taxonomia (p. ex. Anatomia, Palinologia, Embriologia, Citologia, Genética, Biogeografia, Ecologia, Química, entre outras), não se identifica os vegetais sem o suporte morfológico.

Paralelamente, a Anatomia Vegetal é a área da Botânica que se ocupa a estudar as estruturas internas das plantas. A origem desta ciência remonta da própria origem do microscópio (1665) uma vez que a primeira estrutura observada foi a cortiça. O conhecimento desta ciência além de resolver problemas morfológicos e/ou taxonômicos, ainda dá suporte para entender melhor o(a): Desenvolvimento Vegetal, Ecologia, Fisiologia, Evolução, Filogenia, Paleontologia (Paleobotânica); tendo ainda implicações agronômicas do estudo das patologias vegetais (Histopatologia), na ciência forense e diversas áreas aplicadas.

Dada a importância geral destas duas áreas do conhecimento na formação de profissionais na área de Ciências Biológicas, quer sejam licenciandos ou bacharelados, e em

vários outros Cursos de Graduação que apresentam estas disciplinas, este material didático pedagógico pretende vir a contribuir com um melhor aprendizado e/ou aperfeiçoamento de definições vistas em aulas teóricas, viabilizando a introjeção de informações eventualmente abstratas ou distantes.

Além de vários experimentos disponíveis, muitos dos quais podem, inclusive, ser desenvolvidos facilmente em sala de aula, há também, para vários temas, sugestões de leituras (na forma de *links*) para complementação das informações (principalmente artigos), vídeos e curiosidades adicionais relacionadas ao respectivo assunto, além de sugestões de atividades que podem ser utilizados para uma aprendizagem mais ativa dos estudantes. Ainda, ao final, há roteiros direcionados a cada tema abordado, sendo estes apenas um incentivo inicial a um aprofundamento e sedimentação da informação, visando uma aprendizagem significativa.

Por fim, espera-se que este produto venha a ser explorado o máximo possível. Bom aprendizado!

Os autores

NORMAS PARA TRABALHO NO LABORATÓRIO DE BOTÂNICA

01. Observar o horário de início das aulas práticas e procurar ser PONTUAL;
02. Haverá uso obrigatório de jaleco (preferencialmente branco e longo) nas aulas práticas. Evitar o uso de *shorts* e saias, sandálias e chinelos no laboratório, dê preferência a calça comprida e sapato fechado, os cabelos longos devem ser presos;
03. Deve-se manter sobre a bancada de trabalho apenas o material que será utilizado na execução da prática (um local apropriado para guardar os pertences do aluno será determinado);
04. Caso tenha ferimentos nas mãos, infecções fúngicas nas unhas evitar manusear o material, ou apenas com luvas adequadas. Não use o microscópio com conjuntivite. Informar a situação ao professor antes do início da aula.
05. Após manusear produtos químicos ou plantas possivelmente tóxicas, evitar passar as mãos na pele e lavá-las assim que possível;
06. Ler atentosamente o roteiro da aula prática antes de iniciar o trabalho experimental;

07. Antes de qualquer observação microscópica devem ser verificadas as condições em que se encontram o microscópio (posição do condensador, tipo de objetiva, etc.). Após seu uso, deixá-lo na posição adequada e transportá-lo, cuidadosamente, ao local de armazenamento do mesmo;
08. Ao final da aula prática, recolher todo o material existente na bancada. Alguns materiais vivos (p. ex. ramos de plantas, raízes, folhas, flores, etc.) deverão ser descartados no lixo e o material de trabalho do Laboratório (placas de Petri, lâminas, lamínulas e vidrarias em geral, estiletes, pincéis) deverá ser levado à pia para lavagem e colocados em recipientes próprios os quais se encontram sobre a bancada de suporte, situada ao fundo do Laboratório;
09. O técnico do laboratório e/ou monitor estará(ão), à medida do possível, disponível para facilitar as atividades práticas no Laboratório;
10. O Laboratório deve ser um recinto CALMO. Os alunos devem ocupar sempre os mesmos lugares, evitando falar em voz ALTA e sair desnecessariamente de seus lugares para não tumultuar o ambiente;
11. NÃO comer, NÃO fumar e manter o telefone celular DESLIGADO no Laboratório de aulas práticas;
12. No caso de acidente, comunicar imediatamente ao Professor ou ao Técnico, sem provocar pânico.

Observações:

- (i) Em todas as aulas práticas estará sempre disponível um GLOSSÁRIO de termos botânicos para uso contínuo nas atividades, bem como a bibliografia do(a) professor(a). Todo o material a ser esquematizado deverá ser realizado a lápis.
- (ii) Após as aulas práticas, quando solicitado pelo professor, deve ser entregue um relatório conforme as orientações ministradas.

1 PREPARANDO O MATERIAL BOTÂNICO PARA ESTUDOS MORFOLÓGICOS

A preparação para o estudo externo das plantas é relativamente simples. O material vegetal fresco a ser explorado deverá ser coletado, de preferência, o mais próximo possível do horário da aula prática. Caso seja necessário coletar materiais em um determinado turno e a aula for em outro turno, colocar as amostras na geladeira para evitar sua desidratação.

Este deverá ficar disposto e organizado nas bancadas, conforme critérios próprios estabelecidos pelo Professor.

O material a ser coletado será de acordo com o tema da aula prática, qual seja, raiz, caule, folha, flor, fruto e semente. O Professor/Técnico também poderá/deverá fazer uso de materiais já presentes/pertencentes ao acervo didático de seu Laboratório, inclusive material herborizado e/ou desidratado, não somente folhas, mas também frutos e sementes.

Além das amostras vegetais, é importante que estejam disponíveis para os estudantes lupas e/ou microscópio estereoscópio e estiletos para poderem observar com mais detalhes as amostras, especialmente as estruturas florais.

Sugestões de aulas práticas:

(i) Elaborar uma aula em que se explique como o passo a passo de como elaborar exsicatas, esta atividade pode ser feita com os alunos na própria universidade. Levando jornais, prensas, cordões, tesoura de poda, sacos plásticos e máquinas fotográficas (pode ser o celular). Nesta aula o foco é o processo de herborização dos diversos grupos vegetais.

(ii) O uso das fotografias pode ser utilizado para montar guias de campos e as exsicatas para incorporar no acervo didático do laboratório.

(iii) Pode-se elaborar uma aula prática em que os alunos irão identificar as plantas já herborizadas. Neste caso é sugerível a utilização de materiais para reidratação do material como: um recipiente para colocar as amostras, água, detergente e um aquecedor. Indicar para os alunos colocar algumas partes florais em um recipiente com água e um pouco de detergente, em seguida aquecer o material, assim que o material vegetal afundar, pegar com uma pinça e leva-lo para o microscópio estereoscópio para ser identificado. Tal prática pode ser utilizada para aulas de taxonomia ou para mostrar estruturas de plantas que não estão disponíveis no período de aula prática. Ideal para estruturas florais, mas pode ser usado também em estruturas foliares.

(iv) Sugerir aos alunos coletarem algumas amostras de frutos e sementes para montar uma carpoteca didática.

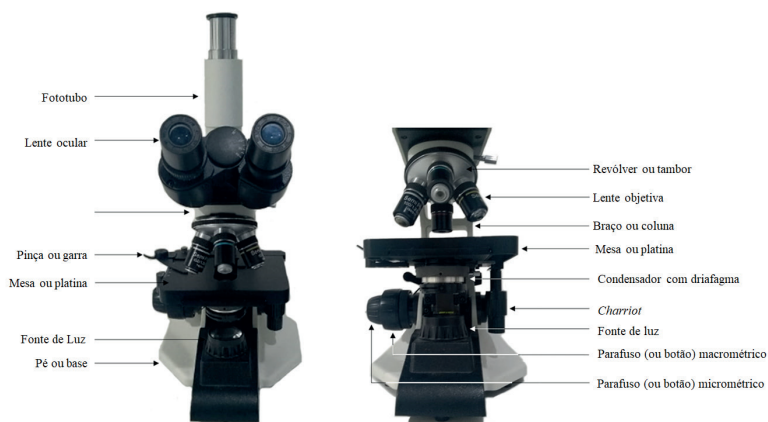
2 PREPARANDO O MATERIAL BOTÂNICO PARA ESTUDOS ANATÔMICOS

2.1 O microscópio

O estudo anatômico dos vegetais é feito observando-se as estruturas internas e/ou superficiais das plantas pelo microscópio. Há diversos tipos de microscópios, como: microscópio óptico (Figura 1), de varredura, de transmissão, de fluorescência, o de polarização etc. Destes, o mais utilizado é o primeiro, nos quais os cortes finos de tecido vegetal (histológicos) são transpassados por um feixe de luz e ampliado por uma série de lentes.

Para o uso deste equipamento são necessários cuidados redobrados para sua conservação, como: conservá-lo coberto com uma capa quando não estiver usando, mantê-lo em local limpo, seco, fresco, livre de poeira e soluções químicas, além de fazer a limpeza das lentes com certa frequência.

Figura 1 – Partes de um microscópio óptico



Fonte: os autores.

O aspecto externo do microscópio (Figura 1) evoluiu continuamente, acompanhando o progresso da pesquisa biológica. Apesar dessa evolução, os modelos modernos ainda possuem muito em comum com os instrumentos antigos no que diz respeito à sua configuração exterior e peças essenciais, embora possuam uma óptica e partes elétricas mais sofisticadas.

2.1.1 Ampliação

A ampliação do microscópio é dada pela ação das objetivas e oculares sobre a luz que atravessa o material. A ampliação nominal é dada pelo valor gravado na lateral da objetiva multiplicado pelo valor gravado no aro da ocular. As oculares normalmente apresentam aumentos de 5x, 8x, 10x, 20x. As ampliações das objetivas geralmente são de 4x, 10x, 20x, 40x, 60x e 100x. Assim, as ampliações máximas que nossos microscópios apresentam são de cerca de 1.200x. Ampliações

maiores podem ser obtidas com o uso de lentes intermediárias, chamadas optovares, as quais ficam entre a ocular e a objetiva e podem aumentar 1,5 ou 2 vezes, de maneira que a maior ampliação em microscopia óptica é ao redor de 2.000x. Ampliações maiores são obtidas em microscópio eletrônico.

Quanto maior a ampliação, menor é o diâmetro da objetiva, conseqüentemente, menor é a quantidade de luz que passa; portanto, com ampliações maiores, a observação é mais escura.

Para o uso da objetiva de 100x (também chamada de objetiva de imersão) há a necessidade de se colocar uma gota de óleo de cedro entre a lamínula e a objetiva e, por esse motivo ela não deve ser usada em preparações provisórias. Também por esse motivo ela será pouco utilizada em nossas aulas, pois o óleo deve ser removido das lentes com solventes orgânicos após o uso (p.ex. álcool anidro, éter, xilol ou clorofórmio) ou a lente poderá ser danificada.

2.1.2 Instruções de Uso

- a. Tire a capa e desenrole o fio;
- b. Se extremamente necessário, transporte o microscópio com as duas mãos, pelo braço e pelo pé ao mesmo tempo, nunca pelos parafusos do mecanismo macro e micrométrico;
- c. Coloque o aparelho sobre a mesa na posição mais cômoda para sua observação;
- d. Verifique se o interruptor se encontra na posição de desligado e ligue o aparelho na tomada (verifique se está na voltagem correta);
- e. Verifique se o potenciômetro se encontra na posição

- de menor potência e só então ligue a lâmpada;
- f. Verifique a objetiva (se não estiver no menor aumento 4x ou 5x, colocar). Girar o revólver sempre no sentido da menor objetiva para a maior objetiva.
 - g. Abaixar a mesa (mexendo no botão macrométrico) e insira a lâmina prendendo-a com a garra;
 - h. Olhando lateralmente, abaixe o tubo, até que a lente frontal da objetiva de menor aumento esteja cerca de 1 cm distante da lâmina. Só então olhe pela ocular e levante vagarosamente o tubo, pelo mecanismo macrométrico de forma a assegurar que a lâmina não tocará nas objetivas;
 - i. Para focalizar a lâmina, mova a mesa (mexendo no botão macrométrico e em seguida no botão micrométrico) sempre de cima para baixo, nunca de baixo para cima. Não force o mecanismo micrométrico quando estiver no limite máximo;

Observação:

Não desmonte as objetivas nem o mecanismo de micrométrico.

- j. Mantenha o corte sempre na porção central da visão, para permitir movimentos em ambas as linhas verticais. Para posicionar o corte na trajetória da luz utilizar o *charriot*;
- k. Regule a distância entre as oculares. Utilizar o ajuste interpupilar, afastando lentamente o olho da ocular até ver somente uma imagem;
- l. Observe o material sempre com uma mão no botão do *charriot* e outra no parafuso micrométrico;
- m. Aumentar a intensidade de luz (o botão geralmente fica do lado direito do microscópio);

Observação:

Verificar o diafragma e o condensador. Em geral o diafragma

fica todo aberto, mas em macerados é bom reduzir a abertura do diafragma para ter melhor contraste. Se você usa o mesmo microscópio com frequência, não precisa ficar mexendo muito na altura do condensador e abertura do diafragma, deixar logo em uma posição que permita boa visualização.

n. Para mudar a ampliação, gire o revólver (nunca gire segurando as objetivas) e posicione a objetiva de aumento um pouco maior;

o. Em seguida, mova o parafuso micrométrico até obter foco ou, o parafuso macrométrico muito lentamente, se for necessário. Amplie apenas até o objetiva de 40x;

Observação:

Lembre-se que em qualquer etapa da atividade, se você estiver com dúvida ou com algum problema avise ao professor e/ou técnico do laboratório.

p. Observe as estruturas, descrevendo-as e se possível esquematizando e fotografando;

q. Para desligar afaste a platina da objetiva > posicione o revólver na objetiva de menor aumento > retire as amostras > diminua a iluminação > desligue a lâmpada do aparelho > retire-o da tomada e o devolva ao seu local da mesma forma que você o retirou (segurando o braço e o pé do equipamento) > enrole o fio > cubra o microscópio.

Após as aulas é importante que a manutenção do microscópio, neste caso as partes plásticas e de metais, sejam limpas com papel toalha embebido com etanol 70 e as lentes limpas com algodão embebido com etanol 100 (NÃO usar etanol 70 nas lentes), em seguida passar um algodão seco para ajudar a secar as lentes. É necessário atenção para não deixar fios de algodão na lente.

2.1 Preparação das amostras para estudos anatômicos

2.2.1 Coleta e fixação do material vegetal

Na coleta de materiais para estudos anatômicos o(a) aluno(a) deve, além de se preocupar com o trabalho a ser realizado no âmbito da anatomia, se preocupar com a correta identificação da planta. Daí ser importante fazer coleta das amostras para posterior identificação botânica. Também deve estar atento a qual a finalidade do trabalho: acervo didático, anatomia aplicada à taxonomia, ecologia e/ou desenvolvimento vegetal, entre outros. Cada um destes propósitos tem critérios para seleção das amostras.

Os estudos anatômicos podem ser feitos com materiais frescos (*in natura*), fixados ou herborizados (após a reidratação). Os materiais frescos são coletados diretamente do campo, colocados em um frasco com água para evitar a desidratação e manter as características e qualidade do material em estudo, em seguida devem ser levados imediatamente para o laboratório. Após os cortes, o material deve ser apropriadamente descartado. Este tipo de procedimento é mais indicado quando a planta é de fácil acesso.

No caso de ser necessária a fixação das amostras, esta é realizada com soluções fixadoras, as quais promovem a preservação estrutural das células em estado próximo do material fresco. As principais substâncias fixadoras são álcool, formol e ácido acético. Outros agentes fixadores são: iodo, bicromato de potássio, ácido crômico, ácido pícrico, permanganato de potássio e ácido ósmico, sendo estes dois últimos para microscopia eletrônica.

Cada uma dessas soluções apresenta vantagens e desvantagens, no caso dos fixadores principais o álcool apresenta rápida penetração mas pode causar ressecamento, o formol causa pouco encolhimento dos tecidos mas aumenta o endurecimento e o ácido acético tem rápida penetração, previne o endurecimento causado por outros fixadores, mas pode causar encolhimento dos tecidos. Devido a isto é comum que muitas soluções fixadoras tenham uma combinação desses reagentes, como é o caso do FAA 50 (Folmaldeído 37%, Ácido acético glacial e Álcool 50%), FAA 70 (Folmaldeído 37%, Ácido acético glacial e Álcool 70%), FPA (Folmaldeído 37%, Ácido Acético Propiônico e Álcool 50%), após 24h nessas soluções trocar para etanol 70%. Para as Poales recomenda-se apenas o uso de Etanol 70%.

A escolha do uso de soluções depende dos objetivos do trabalho a ser realizado. Atenção para evitar o contato das soluções fixadoras com a pele, pois a maioria das substâncias citadas é tóxica.

Quanto ao material coletado, sugere-se as seguintes recomendações:

- a) Folhas de Angiospermas Basais e Eudicotiledôneas: 3º-5º nó, com folhas totalmente expandidas e sem injúrias;
- b) Folhas de Monocotiledôneas: 3º-5º nó (após a folha bandeira – última folha antes da inflorescência), com folhas totalmente expandidas e sem injúrias; coletar em ramo fértil;
- c) Caule: coletar o ápice para trabalhos de desenvolvimento, 3º-5º entrenó visível para caule em desenvolvimento primário (dependendo da espécie pode ser antes), ou regiões mais lenhosas para caule em desenvolvimento secundário;
- d) Raízes: para evitar rompimento do córtex e do ápice radicular, coletar a planta com uma porção de terra, depois

lavar em água corrente e retirar as amostras. Antes dos cortes é necessário fazer novas lavagens em água e limpar com pincel para retirar o excesso de terra.

2.2.2 Seccionamento das amostras vegetais

Para que a luz possa atravessar o tecido a ser estudado, os cortes feitos devem ser suficientemente finos e transparentes. Para tanto os cortes podem ser realizados à mão livre (sem necessidades de equipamentos) ou por meio de micrótomo, um instrumento usado para fazer cortes microscópicos nas amostras.

Os cortes a mão livre são realizados com auxílio de uma lâmina de barbear, pincel e um suporte (isopor, pecíolo de embaúba, medula do caule de sabugueiro) e um recipiente (vidro de relógio ou placa de Petri) para colocar os cortes recém-seccionados. Para tanto, retirar um pedaço da amostra e colocar entre os suportes e cortar com uma lâmina de barbear. Para a execução de bons cortes, é importante que a lâmina de barbear esteja sempre afiada, assim, será necessário trocá-la com frequência (\pm após 30 cortes). Com o auxílio de um pincel, o corte deve ser imediatamente transferido para um recipiente contendo água destilada. Os cortes realizados devem ser os mais finos possíveis, possibilitando a observação das estruturas vegetais.

Dentre as vantagens dos cortes à mão livre está o baixo custo de realização e a praticidade de execução, por outro lado, as secções não seguem uma padronização na espessura do corte e ainda, para se ter bons resultados é necessário praticar bastante.

As técnicas de secçãoamento à mão livre são muito variáveis e, como citado, seus detalhes somente podem ser adquiridos na prática. Entretanto, algumas regras básicas, que auxiliam o trabalho do principiante, devem ser seguidas:

- Utilizar somente navalhas novas (mudar de navalha a cada 25-30 cortes);
- Igualar a superfície do objeto a ser cortado;
- Orientar a secção de acordo com a posição do tecido a ser observado;
- A navalha deve passar diagonalmente na amostra, de modo que passe em toda a extensão do objeto a ser cortado com igual pressão, retirando assim secções delgadas e mais homogêneas possíveis;
- Se o órgão a ser secionado é frágil, deve ser utilizado um suporte, como por exemplo, um isopor resistente.

De modo geral, durante a execução dos cortes recomenda-se realizar 30 secções, selecionar os 10 melhores cortes, descartar os demais e trocar a lâmina. Fazer isso umas três a quatro vezes. Com cerca de 30-40 cortes pré-selecionados, escolher até 20, os 10 mais finos serão utilizados nas etapas posteriores para visualização da organização dos tecidos e os demais para testes histoquímicos (se forem realizados).

Quanto aos micrótomos, estes podem ser dos tipos: (i) Ranvier ou de bancada; (ii) rotativo; (iii) deslize, entre outros. No micrótomo de Ranvier o material fica preso em uma presilha simples no interior do tubo do micrótomo, o tubo é conectado a um colar micrométrico. Ao girá-lo, o tubo sobe e é possível cortar o material com uma navalha presa a um suporte, a grande vantagem deste micrótomo é que a amostra não precisa

passar pelo processo de inclusão em parafina, paraplást ou polietilenoglicol-PEG, podendo ser seccionado na forma fresca.

O micrótomo rotativo apresenta suporte de lâmina fixa, e ao girar o volante rotativo a amostra emblocada (comum ser em parafina, paraplást ou resina) avança um passo (equivalente a espessura em micrômetros pré-estabelecida) no sentido horizontal e desloca-se no sentido vertical (ascendente e descendente), neste movimento a amostra é cortada pela navalha. No micrótomo de deslize a amostra emblocada (comum ser em polietilenoglicol-PEG) eleva-se a cada movimento da navalha (que ocorre no sentido horizontal).

Dentre as vantagens do uso dos micrótomos rotativo e de deslize estão a padronização na espessura do corte (mais comum de 5-20 μ m) e a possibilidade de fazer cortes sequenciais. Contudo, são procedimentos geralmente mais caros e, dependendo do material, pode durar até alguns meses para ser processado.

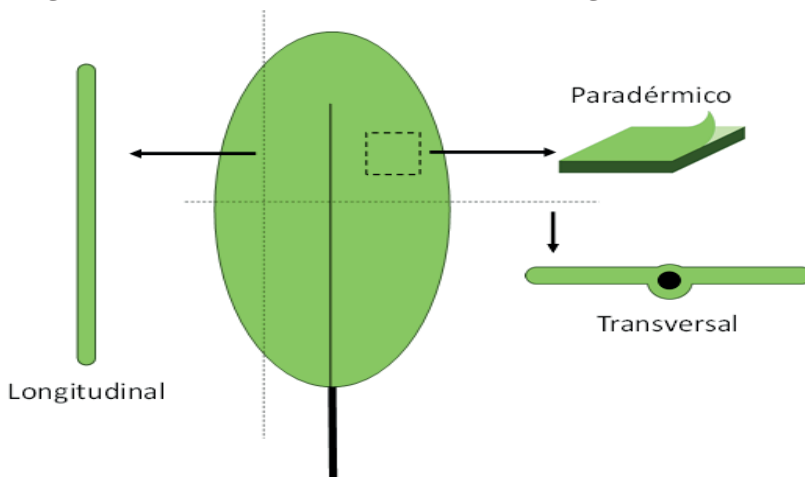
2.2.3 Tipos de secções

Em Anatomia Vegetal são observadas estruturas vegetais através de secções delgadas levadas ao microscópio óptico, que permite somente observações bidimensionais. Para uma melhor compreensão das amostras, faz-se necessária a observação de vários planos de corte.

Em órgãos planos (Figura 2), como a folha comumente se apresenta, os planos utilizados para secção são:

- a) Paradérmico: paralelo à superfície do órgão.
- b) Transversal: perpendicular ao maior eixo do órgão.
- c) Longitudinal: paralelo ao maior eixo do órgão.

Figura 2 – Planos de cortes utilizado em órgãos laminares



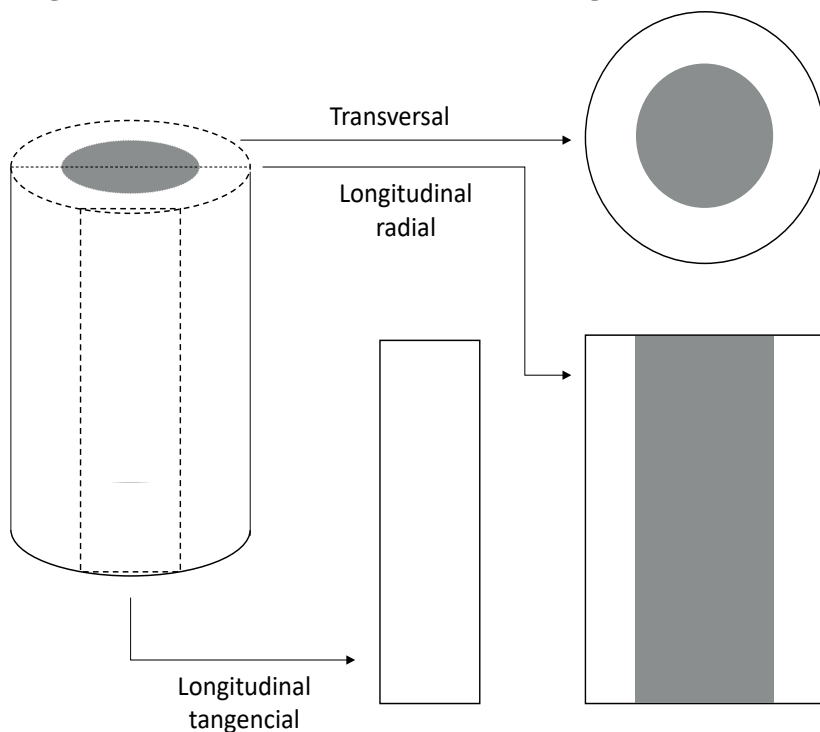
Fonte: os autores.

Em órgãos cilíndricos (Figura 3), como acontece com caules e raízes, os planos paradérmicos e transversais são semelhantes aos órgãos laminares, contudo, o plano longitudinal divide-se em:

- a) Longitudinal radial: feitos num plano paralelo ao maior eixo do órgão, passando pelo centro do órgão;
- b) Longitudinal tangencial: paralelo ao maior eixo, partindo de um plano paralelo a superfície do órgão.

No caso de estruturas foliares os cortes geralmente são efetuados no terço médio da lâmina foliar, pecíolo e/ou bainha; no caso de estruturas caulinares, os cortes geralmente são realizados no entrenó; e no caso das raízes há alguns centímetros da região meristemática. Claro que seccionamentos em outras regiões podem ocorrer, desde que seja o intuito do trabalho em uma região específica.

Figura 3 – Planos de cortes utilizado em órgãos cilíndricos



Fonte: os autores.

2.2 Processos de clarificação e coloração

2.3.1 Clarificação dos cortes

A célula vegetal contém inúmeras substâncias que possuem cor, dentre elas os pigmentos. Para facilitar a observação das estruturas, vários métodos de coloração podem ser empregados, entretanto para que sejam eficientes, é necessário que os tecidos estejam livres de outras cores.

A clarificação dos cortes é realizada utilizando solução de hipoclorito de sódio comercial (água sanitária, em geral à 20% ou 30%) ou cloral hidratado (substância tóxica, devendo ser utilizado em Capela de fluxo laminar). O tempo e a concentração variam de material para material, sendo interessante iniciar com uma solução mais fraca (20%), passar para uma solução mais forte (30%) e voltar para a mais fraca. Para que a solução de hipoclorito não evapore e aja de modo mais eficiente pode cobrir o recipiente com uma placa de Petri.

O transporte dos cortes para a solução de hipoclorito de sódio deve ser feito com pincel, contudo, o hipoclorito danifica as cerdas de modo que após certo tempo deve ser trocado o pincel. Outra forma de transporte dos cortes é realizá-lo com o auxílio de estilete com cuidado para não rasgar o corte. Transferir os cortes em seguida para outro recipiente com água destilada e enxaguar abundantemente (3-6 vezes). Com o objetivo de corrigir o pH para que não haja interferência na eficácia do corante, passar os cortes em solução de ácido acético diluído a 5%, enxaguando em água em seguida.

Caso não deseje ficar mudando de recipiente (vidro de relógio ou placa de Petri), pode fazer todos os procedimentos no mesmo recipiente, tirando a solução com auxílio de uma seringa e tomando cuidado para os cortes finos não serem sugados pelo êmbolo.

2.2.1 Coloração dos cortes

O uso de corantes é necessário para evidenciar as estruturas celulares, resultando em maior facilidade para observação. Diferentes reagentes podem ser utilizados como corantes, estes podem ser divididos em dois grupos: corantes de parede celulares e corante de substâncias/conteúdo celular.

Dentre os corantes de parede destacam-se:

- a) Safranina 1% (ou Fucsina básica): cora a lignina de vermelho; Observação: pode ser utilizada para corar cortes paradérmicos.
- b) Azul de Astra 1% (ou Azul de Alcião): cora celulose de azul; Observação: a safranina e o azul de Astra podem ser utilizados de modo separado ou juntos formando a dupla-coloração, nesse caso, as proporções desses reagentes mais comuns são 1:4 ou 1:9.
- c) Azul de toluidina: corante metacromático, reage com paredes lignificadas corando-as de azul-esverdeado e com paredes celulósicas corando-as em roxo. Mais comum utilizar em cortes seccionados em micrótomo.
- d) Azul de metileno: cora paredes celulósicas em diferentes tons de azul.

Dentre os corantes de conteúdo (utilizados em testes histoquímicos), destacam-se:

- a) Azul de metileno: utilizado para corar mucilagem.
- b) Sudan III (e/ou Sudan IV): reagente para substâncias apolares, oleosas ou cerosas (compostos graxos de cadeia longa), que impregnam a parede celular, como a suberina e a cutina. Também cora óleos armazenados no interior da célula; sua coloração vai do amarelo-alaranjado ao vermelho.
- c) Lugol: proporciona a reação do iodo com o amido, resultando em uma coloração azul-negra ou marrom escuro.

Outros tipos de testes histoquímicos também podem ser usados, a depender do intuito da pesquisa, neste caso recomenda-se a leitura dos seguintes textos:

- KRAUS, J. E.; ARDUIN, M. **Manual básico de métodos em morfologia vegetal**. Seropédica: EDUR, 1997.

- DEMARCO, D. Histochemical Analysis of Plant Secretory Structures. In.: PELLICCIARI, C.; BIGGIOGERA, M. (eds.). **Histochemistry of Single Molecules: Methods and Protocols**, New York, Springer. 313-330p.

Tais trabalhos, além de indicar o tipo de teste/reagente para cada composto que se quer analisar, ainda descrevem os procedimentos específicos para se realizar cada um dos testes.

2.3 Tipos de preparação anatômica

De acordo com a finalidade de estudos há diferentes tipos de preparações anatômicas quanto à duração das lâminas preparadas. Neste sentido, as lâminas podem ser provisórias/temporárias, semipermanentes ou permanentes.

Nas provisórias, o líquido de inclusão utilizado é a água, glicerina (diluída 30-50%) ou corante. Este tipo de preparo é utilizado para análise imediata (pois não se conservam) ou testes histoquímicos, sendo recomendável para uso em aulas práticas.

Nas montagens semipermanentes, utiliza-se como meio de montagem a glicerina 50%, impermeabilizada com base de unha incolores ou gelatina glicerinada. A durabilidade é entre algumas semanas a alguns anos.

Na montagem de lâminas permanentes usa-se o Bálsamo do Canadá ou resinas sintéticas (p. ex. *Permount* ou Verniz vitral). As lâminas produzidas apresentam elevada durabilidade.

2.4 Procedimentos para confecção de lâminas histológicas

2.5.1 Confecção de lâminas semipermanentes sem coloração

a) Realizar os cortes à mão livre (3-4 séries de 30 cortes, pré-selecionar os 10 melhores de cada série e colocar em um recipiente à parte, de todos os cortes pré-selecionados, selecionar os 10 melhores);

Observação: a transferência dos cortes entre os recipientes pode ser feito por pincel ou estilete, conforme citado em tópicos anteriores.

b) Colocar 1-2 gotas de água ou glicerina na lâmina (a quantidade depende da espessura do corte: cortes mais finos menos água, cortes mais grossos mais água);

c) Com o auxílio de um pincel (ou estilete) transferir a secção da placa para a lâmina;

d) Ao cobrir com a lamínula, encostar um dos lados da mesma no bordo da gota, esperar que essa se espalhe ao longo da lamínula e descer levemente para evitar a formação de bolhas de ar;

e) Retirar o excesso d'água com papel filtro.

2.5.2 Confecção de lâminas semipermanentes com coloração de parede celular

a) Realizar os cortes à mão livre (3-4 séries de 30 cortes, pré-selecionar os 10 melhores de cada série e colocar em um recipiente a parte, de todos os cortes pré-selecionados, selecionar os 10 melhores);

Observação: a transferência dos cortes entre os recipientes pode ser feita com pincel ou estilete, conforme citado em tópicos anteriores.

b) Clarificar com hipoclorito de sódio 20% e 30% (o tempo varia com o material e espessura dos cortes);

c) Fazer 3-6 lavagens com água destilada;

d) Fazer uma lavagem com ácido acético a 5%;

e) Realizar um dos processos de coloração descritos a seguir:

(i) Dupla coloração (Azul de astra/Azul de Alcião 1% e Safranina/Fuscina básica 1%) em meio aquoso:

- Colocar os cortes no corante por 1-3 minutos;

- Lavar 3-6x com água destilada.

Observação: se os cortes estiverem muito escuros (dificultando passagem de luz pelo corte e prejudicando a visualização no microscópio), passar alguns segundos em etanol 20% em seguida em etanol 50%, retornar para etanol 20% e lavar 3-6x em água destilada novamente.

(ii) Azul de astra/Azul de Alcião 1% aquoso e Safranina/Fuscina 1% básica aquosa

- Colocar os cortes de 5-10 minutos em Azul de Astra ou 10-15 minutos em Azul de Alcião;

- Lavar em água destilada 3-6x;

- Colocar os cortes em Safranina ou Fuscina básica etanólica por 1-3 minutos;

- Lavar em água destilada 3-6x.

Observação: quando ambos os corantes forem aquosos pode inverter a sequência dos corantes, contudo o corante vermelho sempre em menor tempo que o corante azul.

(iii) *Azul de Astra/Azul de Alcão 1% aquoso e Safranina/Fuscina básica 1% etanólica*

- Colocar os cortes de 5-10 minutos em Azul de Astra ou 10-15 minutos em Azul de Alcão;
- Lavar em água destilada 2-3x;
- Passar em série etanólica crescente: 10%, 30% e 50% (1-2 minutos cada);
- Colocar os cortes em Safranina ou Fuscina básica etanólica por 1-3 minutos;
- Passar em série etanólica decrescente: 50%, 30% e 10% (passar rapidamente);
- Lavar em água destilada 2-3x.

f) Colocar 1-2 gota de água ou glicerina na lâmina (a quantidade depende da espessura do corte, cortes mais finos menos água, cortes mais grossos mais água);

g) Com auxílio de um pincel (ou estilete) transferir a secção da placa para a lâmina;

h) Ao cobrir com a lamínula encostar um dos lados da mesma no bordo da gota, esperar que essa se espalhe ao longo da lamínula e descer levemente para evitar a formação de bolhas de ar;

i) Retirar o excesso de água com papel filtro;

j) Concluir o processo com a lutagem da lâmina utilizando base de esmalte incolor.

2.5.3 Confeção de lâminas semipermanentes com coloração para conteúdo celular

a) Realizar os cortes à mão livre (3-4 séries de 30 cortes, pré-selecionar os 10 melhores de cada série e colocar em um recipiente a parte, de todos os cortes pré-selecionados, selecionar os 10 melhores);

Observação: a transferência dos cortes entre os recipientes

pode ser realizada através de pincel ou estilete, conforme citado em tópicos anteriores.

b) Seguir os procedimentos específicos para coloração de cada conteúdo, ver os livros de procedimentos no laboratório.

Para procedimentos utilizando como meio de montagem gelatina glicerizada (lâminas semipermanentes) ou com resinas sintéticas (lâminas permanentes), consultar bibliografia especializada.

2.5.4 Confeção de lâminas temporárias com cortes paradérmicos à mão livre

a) Realizar os cortes à mão livre (2-3 séries de 30 cortes, pré-selecionar os 10 melhores de cada série e colocar em um recipiente a parte, de todos os cortes pré-selecionados, selecionar os 10 melhores);

Enrolar o material vegetal (folha) no dedo indicador, prendendo-a com os dedos polegar e médio. Deslizar cuidadosamente a gilete na superfície (cuidado para não inclinar muito e dividir a folha) e retirar pequenos pedaços de tecido, levar esses pedaços para o recipiente com água destilada.

b) Clarificar com hipoclorito de sódio 20% e 30% (o tempo varia com o material e espessura dos cortes);

c) Fazer 3-6 lavagens com água destilada;

d) Fazer uma lavagem com ácido acético a 5%;

e) Realizar um dos processos de coloração descritos a seguir:

(i) Azul de Alcião (ou azul de astra) em meio aquoso:

- Colocar os cortes no corante por 3-10 minutos (em algumas plantas esse tempo pode ser maior);

- Lavar 3-6x com água destilada;

Observação: se os cortes estiverem muito escuros (dificultando

passagem de luz pelo corte e prejudicando a visualização no microscópio), passar alguns segundos em etanol 20% em seguida em etanol 50%, retornar para etanol 20% e lavar 3-6x em água destilada novamente.

Observação: para Monocotiledôneas, especialmente aquelas que tenham células silicificadas como gramíneas, recomenda-se o uso desse corante.

(ii) *Safranina/Fuscina 1% básica aquosa*

- Colocar os cortes no corante por 1-3 minutos;
- Os demais procedimentos são semelhantes ao do Azul de Alciano;

(iii) *Safranina/Fuscina básica 1% etanólica*

- Passar em série etanólica crescente: 10%, 30% e 50% (1-2 minutos cada);
- Colocar os cortes em Safranina/Fuscina básica etanólica por 1-3 minutos;
- Passar em série etanólica decrescente: 50%, 30% e 10% (passar rapidamente)
- Lavar em água destilada 2-3x.

f) Colocar 1-2 gota de água ou glicerina na lâmina (a quantidade depende da espessura do corte, cortes mais finos menos água, cortes mais grossos mais água);

g) Com auxílio de um pincel (ou estilete) transferir a secção da placa para a lâmina;

h) Ao cobrir com a lamínula encostar um dos lados da mesma no bordo da gota, esperar que essa se espalhe ao longo da lamínula e descer levemente para evitar a formação de bolhas de ar;

i) Retirar o excesso de água com papel filtro;

j) Realizar o processo de lutagem da lâmina com base de esmalte incolor.

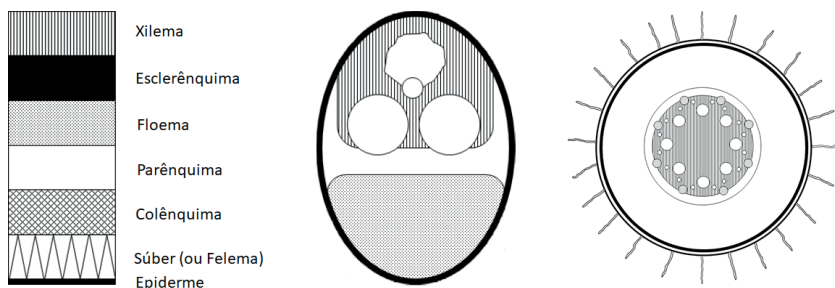
2.5.5 Confecção de lâminas temporárias com cortes paradérmicos com impressão do esmalte

- a) Passar o esmalte incolor sobre a superfície foliar, cerca de duas a três camadas, esperando secar antes de passar uma nova camada;
- b) Levar a folha para a estufa e deixar por cerca de 20 minutos, mas ficar olhando, pois a folha não pode enrolar;
- c) Com cuidado, retirar a película de esmalte da superfície do órgão e colocar sobre uma lâmina e cobrir com uma lamínula;
- d) Pingar algumas gotas de água destilada no canto da lamínula e esperar que a água se espalhe entre a lâmina e a lamínula.
Observação: caso seja necessário, para uma melhor visualização pingar uma gota de safranina 1% diluída em água.
- e) Observar no microscópio.

2.6 Desenhos em Anatomia Vegetal

O desenho (Figura 4) permite que o aluno relembre as observações com mais facilidade. Além disso, desenhando, ele estará identificando, memorizando e interpretando as características que compõem uma estrutura complexa, formada por diferentes células e estruturas. Os desenhos em anatomia vegetal não precisam ser “obras de arte”, mas devem representar o material observado com os seus detalhes, de modo mais fiel possível. Assim, se a parede é espessa, sugira ao aluno desenhar com um traço mais grosso.

Figura 4 – À esquerda, uma indicação do padrão de organização dos tecidos vegetais, segundo Metcalfe e Chalk (1979, modificado), ao centro um esquema de um feixe vascular colateral, e à direita uma raiz de monocotiledônea.



Sempre que possível, peça que incluam os detalhes das células individuais, como forma, conteúdo, etc. Identificando sempre as estruturas e fazendo uma breve descrição do material. Não é bom que os desenhos sejam pequenos, cujos detalhes serão difíceis de serem observados. Outro ponto interessante é sugerir para que certa arte do desenho tenha um número menor de células, mas com maior riqueza de detalhes. Não esqueça de solicitar que identifiquem o material, indicando o aumento e o(s) corante(s) (quando possível) utilizado(s). Estas informações são necessárias para a correta interpretação do material estudado. Não há necessidade de desenhar todo o campo observado (ex.: em órgãos cilíndricos, pode detalhar apenas uma fatia do todo). Desenhe um detalhe que represente adequadamente o que está sendo estudado. Caso você queira ter uma ideia do todo, faça um desenho esquemático (veja exemplo na Figura 4).

Caso resolva colorir os desenhos, recomenda-se que os desenhos sejam pintados com as cores dos corantes, para poder ter uma ideia exata de como a amostra foi visualizada ao microscópio.

3 ROTEIROS DE AULAS PRÁTICAS

A partir daqui sugere-se uma série de atividades práticas a serem disponibilizadas para os alunos (com observações para o professor), dependendo do tempo disponível para a realização, o(a) professor(a) poderá decidir em realizar todas as práticas da forma em que estão dispostas no material a seguir ou selecionar a(s) que considerar mais pertinente(s).

As aulas podem ser aplicadas de modo individual ou geminadas (p. ex. as aulas práticas 7 e 8 que abordam a anatomia de raiz poderiam ser aplicadas juntas), isso vai variar de acordo com a disponibilidade de material e do tempo que se tenha. No caso das aulas de anatomia, o(a) docente também pode optar por ministrar as aulas de modo demonstrativo (p. ex. 04, 07, 10 e similares) ou prático (p. ex. 05, 08, 11 e similares).

Caso o professor deseje, os resultados das aulas práticas podem ser entregues na forma de um relatório. Deste modo sugerimos um modelo de relatório:

a) Capa / cabeçalho: em que constará o nome da universidade, curso, disciplina, nome do professor e aluno(s).

- b) Introdução: Deve conter um texto conciso (entre 1 a 1,5 páginas) sobre a importância de estudar aquele assunto, bem como as características gerais, morfológicas e/ou anatômicas do material estudado. O foco da introdução deve ser o foco da aula, se a aula for sobre características gerais das Espermatófitas ou herbário, deve focar isto, se for de morfologia deve ser focado a morfologia do órgão estudado, e se for de anatomia vegetal deve ser focado a parte de botânica estrutural. Deve ser referenciado, e as referências serão indicadas ao final do relatório.
- c) Objetivos: citar os objetivos gerais da aula
- d) Metodologia: Descrever de que forma ocorreu a aula prática, com riqueza de detalhes em relação aos materiais utilizados e visualizados.
- e) Resultados: Apresentar os esquemas e com suas respectivas identificações das estruturas, bem como outras informações solicitadas.
- f) Respostas das atividades complementares.
- g) Referências bibliográficas.

No final de alguns roteiros de aulas práticas há sugestões de leituras complementares, tais artigos (ou outros escolhidos pelo docente) podem ser utilizados para contextualizar a importância do conteúdo apresentado na aula. Outra opção também é solicitar aos alunos que tragam artigos que contextualizem as aulas. A discussão dos artigos pode ser feita individualmente ou em grupo, a critério do professor.

Assunto: Gimnospermas – Demonstrações

I. Objetivos:

- Reconhecer as estruturas morfológicas externas de Gimnospermas;
- Identificar as partes do esporófito de uma Gimnosperma.

II. Materiais vegetais necessários:

- Estróbilos feminino de Coníferas (Pinha);
- Sementes de *Pinus* sp. (Pinaceae);
- Ramos com folhas de *Araucaria* sp. (Araucariaceae);
- Resina de *Araucaria* sp. (Araucariaceae);
- Folhas de: *Ginkgo biloba* (Ginkgoaceae), *Pinus* sp. (Pinaceae), *Tuja* sp. (Cupressaceae) e *Podocarpus* sp. (Podocarpaceae).

III. Equipamentos e utensílios necessários:

- Lupa; Placas de Petri; Pinças.

IV. Procedimento:

- Observe, esquematize e identifique as estruturas do esporófito.
 - a) parte reprodutiva
 - b) parte vegetativa
- Enumere as características que permitam a identificação taxonômica do grupo observado.

V. Atividade complementar

Elabore um mapa conceitual em que você descreva as principais características morfológicas, taxonômicas e reprodutivas dos quatro filós de Gimnospermas atuais. Preferencialmente, realizar a discussão do mapa.

Observação: Esta atividade pode ser feita de modo individual ou em grupos pequenos (2-4 pessoas), a critério do professor. Caso seja feito em grupo, pode-se associar a metodologia do mapa conceitual com a estratégia didática do quebra-cabeça (CAMARGO; DAROS, 2018), nesta estratégia o professor deve dividir a turma em grupos, cada grupo recebe um número e cada estudante de cada grupo recebe uma letra (p. ex. grupo 1 – alunos 1A, 1B, 1C e 1D, grupo 2 – alunos 2A, 2B, 2C, 2D, grupo 3 – alunos 3A, 3B, 3C e 3D), após um determinado tempo (que pode ser feito em sala ou como atividade de casa), tendo os grupos montarem seus mapas conceituais o professor vai solicitar que os alunos com a mesma letra formem um grupo (p. ex. grupo A – alunos 1A, 2A e 3A, grupo B – alunos 1B, 2B e 3B, grupo C – alunos 1C e 3C, grupo D – alunos 1D, 2D e 3D). Nesta nova formação dos grupos cada acadêmico terá a missão de repassar o que foi discutido no grupo anterior, buscando novas informações para aprimorar o mapa conceitual originalmente feito por eles. Em seguida faz-se uma discussão rápida na sala com os mapas conceituais formados. Esta atividade propicia autonomia e troca de experiência aos estudantes.

Assunto: Observação microscópica da célula e tecidos vegetais de Gimnospermas

I. Objetivos:

- Reconhecer as estruturas anatômicas de Gimnospermas.

II. Materiais vegetais necessários:

- Lâminas histológicas da folha de *Pinus* sp. em secções transversal;
- Lâminas histológicas do caule de *Pinus* sp. em secção transversal, longitudinal radial e longitudinal tangencial;

III. Equipamentos e utensílios necessários:

- Microscópio.

IV. Procedimento:

- Observe, esquematize e identifique as estruturas observadas no microscópio;
- Enumere as características anatômicas que permitam a identificação taxonômica do grupo observado.

Observação: caso tenha facilidade de acesso de alguma Gimnosperma e deseje realizar uma aula prática com a confecção de lâminas histológicas, seguir os procedimentos descritos nas aulas no tópico 2.5 deste manual. Neste caso, sugerimos apenas as secções de anatomia foliar pela facilidade de ser realizada durante a aula. Acrescentamos ainda a sugestão de observar as folhas coletadas em microscópio estereoscópio para poder observar com mais detalhes as estruturas morfológicas.

Assunto: Angiospermas – Demonstrações

I. Objetivos:

- Reconhecer as estruturas morfológicas externas dos grupos de Angiospermas mais frequentemente encontradas;
- Identificar as partes do esporófito de uma Angiospermas.

II. Materiais vegetais necessários:

- 3-4 indivíduos de Monocotiledôneas (preferencialmente de famílias diferentes, conforme facilidade de acesso) em estágio reprodutivo;
- 3-4 indivíduos de Eudicotiledôneas (preferencialmente de famílias diferentes, conforme facilidade de acesso) em estágio reprodutivo.

Caso tenha disponibilidades de representantes de Angiospermas Basais seria interessante para levar para a aula prática para mostrar as diferenças entre este grupo e os demais representantes de angiospermas.

III. Equipamentos e utensílios necessários:

- Lupa de mão; Microscópio estereoscópio, Placas de Petri; Pinças; agulhas ou estiletos.

IV. Procedimento:

- Observe, esquematize e identifique as estruturas do esporófito.
 - a) parte reprodutiva
 - b) parte vegetativa

- Informe as características que permitem a identificação taxonômica (Monocotiledônea ou Eudicotiledônea) do grupo observado.

Observação: Esta aula prática pode ser adaptada para ser realizada em campo, conhecendo e identificando as estruturas presentes nas plantas do espaço escolhido ou de facilidade de acesso. Neste caso, é importante que o(a) aluno(a) leve para o campo: blusa de manga comprida, chapéu ou boné, protetor solar (caso a aula seja durante o dia), prancheta e caderno de anotações e indique também a localização da visualização da planta.

V. Atividade complementar

Elabore um guia fotográfico com quatro plantas nas proximidades da sua casa (duas Monocotiledôneas e duas Eudicotiledôneas). Para a planta, fotografe a porção radicular (se tiver visível), porções do caule, folhas e estruturas reprodutivas. Em seguida, descreva o que você vê que permite a identificação do grupo taxonômico (Mono ou Eudicotiledônea).

Construa uma prancha com as fotos no *PowerPoint*TM (formate a página para tamanho A4) ou programas similares de apresentação, salve em “.pdf” e entregue para o(a) professor(a) no dia estabelecido.

Para indicar que as fotos são de sua autoria, imprima o brasão da universidade e coloque ao lado da planta durante o registro fotográfico. Não pode colocar o brasão depois, na edição das pranchas.

Assunto: Princípios de Anatomia Vegetal I

I. Objetivos:

- Observação de lâminas com tecidos meristemáticos e estruturas em desenvolvimento primário.

II. Materiais vegetais necessários:

- Lâminas indicando meristema apical caulinar e radicular;
- Lâminas com macerados;
- Outras lâminas que o professor julgar interessante para demonstrar aspectos gerais das células e tecidos vegetais.

III. Equipamentos e utensílios necessários:

- Lâminas histológicas do laminário;
- Microscópio.

IV. Procedimento:

- Observe, esquematize e identifique as estruturas observadas no microscópio;

V. Atividade complementar

Acesse o atlas de Anatomia Vegetal virtual da UFSC (<https://atlasvegufsc.wixsite.com/ufsc>). Escolha uma espécie de Gimnosperma e três espécies de Angiospermas (uma Monocotiledônea, uma Eudicotiledônea e outra de livre escolha). Para cada uma das espécies escolhidas, selecione duas imagens de órgãos distintos e identifique os tipos celulares e tecidos observados.

No *site* <https://rafaeldscruz.com/digital-teaching-tools-for-plant-anatomy/#portuguese>, também há uma série de *links* com atlas anatômicos virtuais que podem ser utilizados para esta atividade.

VI. Leitura complementar

HERNANDES-LOPES, J; MELO-DE-PINA, G. F. A. Análise morfométrica dos elementos traqueais em quatro espécies de *Portulaca* (Portulacaceae). **Acta Botanica Brasilica**, v. 22, n. 3, p. 607-613, 2008.

Disponível em: <https://www.scielo.br/pdf/abb/v22n3/v22n3a01.pdf>

MORAES, P. L. R.; PAOLI, A. P. S. Epiderme e padrão de venação foliar de espécies de Lauraceae. **Acta Botanica Brasilica**, v. 13, n. 1, p. 87-97, 1999.

Disponível em: <https://www.scielo.br/pdf/abb/v13n1/v13n1a08.pdf>

SAITO, S. R. M.; LIMA, V. F. G. A. P. Estudo anatômico e variação na concentração de idioblastos com ráfides em folhas de Araceae, mantidas sob diferentes condições de luminosidade. **Revista Saúde**, v. 3, n. 2. p. 25-32, 2009.

Disponível em: <http://revistas.ung.br/index.php/saude/article/viewFile/212/505>

Assunto: Princípios de Anatomia Vegetal II

I. Objetivos:

- Demonstrar as principais técnicas de preparo em Anatomia Vegetal;
- Desenvolver habilidades para realizar cortes histológicos vegetais;
- Observar a estrutura anatômica da epiderme em espécies de Monocotiledôneas e Eudicotiledôneas, comparando-as.

II. Materiais vegetais necessários:

- Folhas de *Zea mays* L.
(Milho - Monocotiledônea);
- Folhas de *Tradescantia spathacea* Sw.
(Abacaxi-roxo – Monocotiledônea);
- Folhas de *Sansevieria trifasciata* Prain
(Espada de São Jorge – Monocotiledônea);
- Folha de *Ficus benjamina* L.
(Sempre-verde – Eudicotiledôneas);
- Folhas de *Ricinus communis* L.
(Mamona - Eudicotiledônea);
- Folhas de *Anacardium occidentale* L.
(Cajueiro – Eudicotiledônea);
- Folhas de plantas diversas disponíveis na época da aula prática.

III. Equipamentos e utensílios necessários:

- Vidro de relógio ou placa de Petri; - Seringa;
- Suporte de isopor ou cortiça; - Pisseta com água destilada;
- Lâmina de barbear; - Lâminas e lamínulas.
- Pincel; - Base de esmalte incolor;
- Hipoclorito de sódio 20% e 30%; - Microscópio;
- Corantes.

IV. Procedimento:

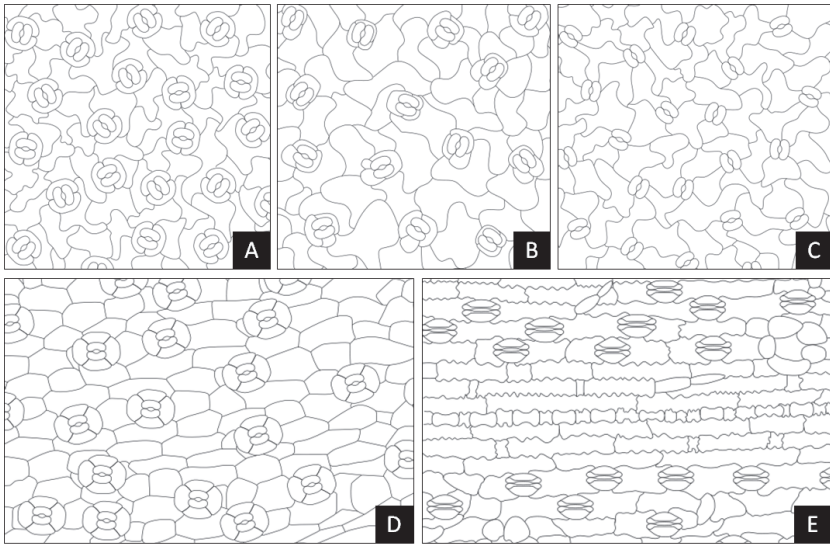
- A turma será organizada em grupos e cada grupo ficará com uma planta para trabalhar;
- Observem a folha da planta a ser estudada;
- Realizem os procedimentos de cortes anatômicos (paradérmicos, longitudinais e transversais) como indicado pelo professor. No caso de cortes paradérmicos fazer nas duas faces da estrutura. Utilize como guia as informações presentes no tópico 2.5 deste manual;
- Ilustrem todas as estruturas observadas;
- Em seguida comparem as estruturas presentes na epiderme da planta de sua equipe com os de outras equipes.

V. Atividade complementar

01. Compare a estrutura da cutícula das plantas observadas. Qual a mais espessa e que fatores podem levar a esse espessamento?
02. Você observou tricomas nas plantas estudadas? Se sim, esquematize estas estruturas.
03. De acordo com a posição da presença dos estômatos na face da folha, ela pode ser classificada como:

epiestomática (ocorre na face adaxial/superior da lâmina foliar), hipoestomática (ocorre na face abaxial/inferior da lâmina foliar) e anfiestomática (ocorre em ambas as faces da folha). Classifique as folhas estudadas nas categorias acima.

04. As células subsidiárias anexas aos estômatos, quando vista de modo frontal (por meio de cortes paradérmicos) podem ser classificadas de diversos tipos, com destaque para os indicados na figura ao lado. Observe a imagem e classifique os estômatos das folhas presentes na aula prática quanto ao tipo e número de células subsidiárias.



Assunto: Morfologia da Raiz

I. Objetivos:

- Reconhecer a morfologia externa de alguns tipos de raízes de Angiospermas;
- Classificar os tipos observados nas categorias estudadas na aula teórica.

II. Materiais vegetais necessários:

- Exemplos de raízes de diferentes plantas.

III. Equipamentos e utensílios necessários:

- Lupa e/ou microscópio estereoscópio;
- Bisturi.

IV. Procedimento:

- Observar e esquematizar as estruturas deste órgão;
- Classificar as raízes quanto ao tipo e hábito.

V. Atividade complementar (A botânica no cotidiano I)

Vá numa feira ou mercado e fotografe quatro raízes comercializadas (obs: coloque o brasão da universidade para indicar que a foto é sua). Em seguida monte um álbum de fotos em que você indique o nome da planta fotografada (popular e científico). Pesquise também a origem daquela espécie e um pouco sobre suas propriedades nutricionais.

Assuntos: Anatomia da Raiz I

I. Objetivos:

- Observar e reconhecer anatomicamente as raízes de diferentes grupos de Angiospermas;
- Comparar o estelo das raízes de Monocotiledôneas e Eudicotiledôneas.

II. Materiais vegetais necessários:

- Lâminas de raízes presentes no laminário.

III. Equipamentos e utensílios necessários:

- Lâminas histológicas do laminário;
- Microscópio.

IV. Procedimento:

- Observar, esquematizar e identificar as estruturas observadas no microscópio;
- Identificar, por meio das lâminas observadas, a qual grupo (Monocotiledôneas ou Eudicotiledôneas) as plantas pertencem, bem como possíveis inferências ecológicas.

V. Leitura complementar

MENEZES, N. L. Rhizophores in *Rhizophora mangle* L.: an alternative interpretation of so-called “aerial roots”. **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, v. 78, n. 2, p. 213-226, 2006.

Disponível em: <https://www.scielo.br/pdf/aabc/v78n2/a03v78n2.pdf>

LONGUI, E. L.; PACHECO, J. A. G.; FLORSHEIM, S. M. B.; PIRES, G. T.; SONSIN-OLIVEIRA, J. Root wood anatomy of 14 Brazilian Cerrado species, **Bosque**, v. 40, n. 1, p. 29-39, 2019.

Disponível em: <https://scielo.conicyt.cl/pdf/bosque/v40n1/0717-9200-bosque-40-01-29.pdf>

Assuntos: Anatomia da Raiz II

I. Objetivos:

- Observar e reconhecer anatomicamente as raízes de diferentes grupos de Angiospermas;
- Comparar o estelo das raízes de Monocotiledôneas e Eudicotiledôneas.

II. Materiais vegetais necessários:

- Exemplares de raízes de Monocotiledôneas e Eudicotiledôneas.

III. Equipamentos e utensílios necessários:

- Vidro de relógio ou placa de Petri;
- Suporte de isopor ou cortiça;
- Lâmina de barbear;
- Pincel;
- Hipoclorito de sódio 20% e 30%;
- Corantes;
- Seringa;
- Pisseta com água destilada;
- Glicerina 50%;
- Base de esmalte incolor;
- Microscópio;
- Lâminas e lamínulas.

IV. Procedimento:

- A turma será dividida em grupos e cada grupo ficará com uma planta para trabalhar;

- Observe a raiz da planta a ser estudada e escolha uma que esteja sem muitos danos;
- Lave a raiz em água corrente para eliminar o excesso de terra;
- Realize os procedimentos anatômicos (cortes transversais) como indicado pelo professor. Utilize como guia as informações presentes no tópico 2.5 deste manual;
- Ilustre todas as estruturas observadas;
- Em seguida comparem as estruturas presentes na epiderme da planta de sua equipe com os de outras equipes.

V. Atividade complementar (Anatoblocos I)

Faça o *download* do livro Anatoblocos e monte um anatobloco de raiz de Monocotiledônea ou Eudicotiledôneas dispostos nas páginas 54 a 58. Em seguida grave um vídeo curto (1 a 3 minutos de duração) em que você explica a anatomia da raiz com base no Anatobloco que você montou. Discutir coletivamente a melhor forma de envio do vídeo.

O material está disponível em: <https://www2.cead.ufv.br/serieconhecimento/> , em seguida faça a busca no site por Anatoblocos.

VI. Leitura complementar

PITA, P. B.; MENEZES, N. L. Anatomia da raiz de espécies de *Dyckia* Schult. f. e *Encholirium* Mart. ex Schult. & Schult. f. (Bromeliaceae, Pitcairnioideae) da Serra do Cipó (Minas Gerais, Brasil), com especial referência ao velame. **Revista Brasileira de Botânica**, v. 25, n. 1, p. 25-34, 2002.

Disponível em: <https://www.scielo.br/pdf/rbb/v25n1/a05v25n1.pdf>

RODRIGUES, A. C.; ESTELITA, M. M. M. Anatomia da raiz de *Cyperus giganteus* Vahl (Cyperaceae) em desenvolvimento.

Revista Brasileira de Botânica, v. 27, n. 4, p. 629-638, 2004.

Disponível em: <https://www.scielo.br/pdf/rbb/v27n4/v27n4a03.pdf>

Assunto: Morfologia do Caule

I. Objetivos:

- Reconhecer a morfologia externa de alguns tipos de caules de Angiospermas;
- Classificar os tipos observados nas categorias estudadas na aula teórica.

II. Materiais vegetais necessários:

- Exemplares diversos de caules (p. ex. batata inglesa, cebola, alho e cana-de-açúcar).

III. Equipamentos e utensílios necessários:

- Lupa e/ou microscópio estereoscópio;
- Bisturi.

IV. Procedimento:

- Observar e esquematizar as estruturas deste órgão;
- Classificar os caules quanto ao tipo e hábito.

V. Atividade complementar (A botânica no cotidiano II)

Vá numa praça e fotografe quatro caules de hábitos diferentes (obs: coloque o brasão da universidade para indicar que a foto é sua). Em seguida monte um álbum de fotos em que você indique o nome da planta fotografada (popular e científico). Pesquise também a origem daquela espécie e o seu papel na arborização da sua cidade. Quanto à origem, informe se a planta é nativa ou exótica do Brasil, para isso consulte o *site* da Flora do Brasil 2020 (em construção).

Assunto: Anatomia do Caule I

I. Objetivos:

- Observar e reconhecer anatomicamente o caule de diferentes grupos de Angiospermas;
- Comparar o estelo dos caules de Monocotiledôneas e Eudicotiledôneas;
- Diferenciar o caule em crescimento primário e secundário.

II. Materiais vegetais necessários:

- Lâminas de caules em desenvolvimento primário e secundário presentes no laminário.

III. Equipamentos e utensílios necessários:

- Lâminas histológicas do laminário;
- Microscópio.

IV. Procedimento:

- Observar, esquematizar e identificar as estruturas observadas no microscópio;
- Identificar, por meio das lâminas observadas, a qual grupo (Monocotiledôneas ou Eudicotiledôneas) as plantas pertencem, bem como possíveis inferências ecológicas.

V. Leitura complementar

LEME, C. L. D. Wood anatomy of seven species known as “pau-para-tudo” in Brazil. **Cerne**, v. 22, n. 3, p. 261-270, 2016.

Disponível em: <https://www.scielo.br/pdf/cerne/v22n3/2317-6342-cerne-22-03-00261.pdf>

Assunto: Anatomia do Caule II

I. Objetivos:

- Observar e reconhecer anatomicamente os caules de diferentes grupos de Angiospermas;
- Comparar o estelo dos caules de Monocotiledôneas e Eudicotiledôneas.

II. Materiais vegetais necessários:

- Exemplares caules em desenvolvimento primários de Monocotiledôneas e Eudicotiledôneas.

III. Equipamentos e utensílios necessários:

- Vidro de relógio ou placa de Petri;
- Suporte de isopor ou cortiça;
- Lâmina de barbear;
- Pincel;
- Hipoclorito de sódio 20% e 30%;
- Corantes;
- Seringa;
- Pisseta com água destilada;
- Glicerina 50%
- Base de esmalte incolor;
- Microscópio;
- Lâminas e lamínulas;

IV. Procedimento:

- A turma será dividida em grupos e cada grupo ficará com uma planta para trabalhar;

- Observe o caule da planta a ser estudada e escolha uma que esteja sem muitos danos;
- Selecione a porção de desenvolvimento primário do caule, próximo à região meristemática;
- Realize os procedimentos anatômicos (cortes transversais) como indicado pelo professor. Utilize como guia as informações presentes no tópico 2.5 deste manual;
- Ilustre todas as estruturas observadas;
- Em seguida compare as estruturas presentes na epiderme da planta de sua equipe com os de outras equipes.

V. Atividade complementar

Acesse o *Youtube* e procure o(s) canal(is) “AnatoEncontros” e/ou “LAVIM-IBIO/UFBA”, escolha palestras que envolvam o tema de Anatomia da madeira e faça uma síntese de até 30 linhas sobre o assunto de duas palestras.

VI. Leitura complementar

BALDIN, T.; MARCHIORI, J. N. C.; TALGATTI, M. Anatomia da madeira de *Eucalyptus benthamii* Maiden & Cambage, espécie promissora para o setor de celulose no sul do Brasil. **BALDUINIA**, v. 59, p.10-18, 2017.

Disponível em: <https://periodicos.ufsm.br/balduinia/article/viewFile/28580/16169>

RUSCH, F.; HILLIG, E.; CEOLIN, G. B. Anatomia de hastes adultas de bambu: uma revisão. **Pesquisa Florestal Brasileira**, v. 38, p. 1-10, 2018.

Disponível em: <https://pfb.cnpf.embrapa.br/pfb/index.php/pfb/article/view/1530>

Assunto: Morfologia da Folha I

I. Objetivos:

- Reconhecer as folhas de diferentes espécies e enquadrá-las nas categorias estudadas na aula teórica;
- Definir o que algumas estruturas observadas representam no corpo da planta;
- Observar estruturas internas na folha.

II. Materiais vegetais necessários:

A) Folhas de:

Mamão	Cana-de-Açúcar	Eucalipto	Cajueiro
Mamona	Laranjeira	Babosa	Tiririca

B) Estruturas de/em:

“Boungaville”	Bambu	“Flamboyant”	Gramínea
Maracujá	Laranja	Bananeira	Cebola
Cacto	Marmeleiro	Espada-de-são-jorge	

C) Ramos foliares de:

- Cajueiro (*Anacardium occidentale* L. – Anacardiaceae);
- Pau-brasil (*Paubrasilia echinata* (Lam.) Gagnon, H.C.Lima & G.P.Lewis – Fabaceae);
- Oiti (*Licania tomentosa* (Benth.) Fritsch – Chrysobalanaceae).

Observação: outras plantas também podem ser inseridas dependendo da disponibilidade do vegetal no momento da aula prática.

III. Equipamentos e utensílios necessários:

- Tesoura de poda;
- Lupa e/ou microscópio estereoscópio;
- Bisturi.

IV. Procedimento:

- Com base no material teórico, enquadrar as folhas do item **A** nas categorias de Limbo estudadas em sala (quanto à nervação, à consistência, à superfície, etc.);
- Com as folhas do item **B**, realizar o estudo do limbo e classificá-los quanto à FORMA, ao BORDO, ao ÁPICE e à BASE;
- No que se refere à “Nomenclatura foliar”, “Folhas reduzidas” e “Folhas modificadas” enquadrar, de forma pertinente, a folhas do item **C**;
- Esquematizar a atividade realizada no segundo tópico do item “Procedimento”.

V. Atividade complementar

01. Complete as lacunas com termos que indicam modificações foliares:

- As folhas de *Cereus* sp. estão transformadas em, um caráter comum na família Cactaceae.
- Folhas modificadas em atrativos(as) são características de primavera (*Bougainvillea spectabilis* Willd. – Nyctaginaceae).
- Plantas carnívoras, como *Nepenthes* sp. (Nepenthaceae), *Drosera* sp. (Droseraceae) e *Sarracenia* sp. (Sarraceniaceae) possuem especializadas na captura de pequenos animais.

d) Em folhas de Myrtaceae e Rutaceae, em geral, existem translúcidas que são produtoras de óleos voláteis.

e) Os da cebola são estruturas foliares modificadas com a função de armazenamento de substâncias nutritivas.

VI. Atividade complementar II

Visite o sítio eletrônico *SpeciesLink* e busque plantas presentes no seu município que apresentem exsicatas disponíveis *on-line*.

Para acessar as exsicatas das plantas proceda da seguinte forma:

- Acesse <http://www.splink.org.br/>, em seguida;
- Abrir formulário de busca;
- Coloque o nome do seu município na aba município;
- Selecione busca com imagens na aba a direita;

Acesse as imagens e classifique as folhas observadas quanto a: forma do limbo; bordo do limbo; ápice do limbo e base do limbo.

VI. Leitura complementar

MENEZES FILHO, A. C. P. Descrição do padrão de venação foliar em *Aristolochia esperanzae* Kuntze (Aristolochiaceae). **Multi-Science Journal**, v. 2, n. 3, p 24-31, 2019.

Disponível em: <https://ifgoiano.edu.br/periodicos/index.php/multiscience/article/viewFile/1058/823>

Assunto: Morfologia da Folha II

I. Objetivos:

- Reconhecer as partes que compõem uma folha simples, uma folha composta e uma folha bicomposta (ou recomposta), diferenciando-as;
- Identificar o tipo de filotaxia (alterna, oposta dística, oposta cruzada, verticilada, rosulada, geminada, fasciculada) presente no material estudado.

II. Materiais vegetais necessários:

Ramos foliares de:

- Cajueiro (*Anacardium occidentale* L. – Anacardiaceae);
- Oiti (*Licania tomentosa* (Benth.) Fritsch – Chrysobalanaceae);
- Mangueira (*Mangifera indica* L. – Anacardiaceae);
- Acácia (*Caesalpinia* sp. – Fabaceae, Caesalpinioideae);
- Representante da subfamília Bombacoideae (Malvaceae);
- Pau-d’arco (*Handroanthus* sp. – Bignoniaceae);
- Pau-brasil (*Paubrasilia echinata* (Lam.) Gagnon, H.C.Lima & G.P.Lewis – Fabaceae);
- Flamboyant (*Delonix regia* (Bojer ex Hook.) Rat. – Fabaceae).

Observação: Outras plantas também podem ser inseridas dependendo da disponibilidade do vegetal no momento da aula prática.

III. Equipamentos e utensílios necessários:

- Tesoura de poda;
- Lupa e/ou microscópio estereoscópio;
- Bisturi.

IV. Procedimento:

- Classificar as folhas disponíveis para estudo nos seguintes critérios: divisão do limbo e filotaxia;
- Esquematizar os tipos de filotaxia observados no material estudado.

V. Atividade complementar (Elaboração de um álbum foliar herborizado)

01. Selecione CINCO folhas simples de diferentes espécies a seu critério e classifique-as quanto:

- a) Forma do limbo;
- b) Bordo do limbo;
- c) Ápice do limbo;
- d) Base do limbo;
- e) Nervação.

02. Selecionar UM ramo com cada um dos tipos de folhas compostas descritos a seguir:

- a) Folha composta bifoliolada;
- b) Folha composta trifoliolada;
- c) Folha composta penada paripenada;
- d) Folha composta penada imparipenada;
- e) Folha bicomposta.

Cada folha deve vir anexada/colada em uma folha de papel separadamente. As identificações de tipo de divisão do limbo e filotaxia devem vir em uma ficha no canto inferior direito da página. O trabalho deve ser entregue em um envelope A4 Kraft (pardo), na parte externa do envelope deve ter as informações quanto à universidade, disciplina, professor e aluno.

Importante! Deixe apenas o número de folhas necessários para entender a filotaxia.

Assunto: Anatomia foliar I

I. Objetivos:

- Observar e reconhecer anatomicamente a folha de diferentes grupos de Angiospermas;
- Identificar caracteres anatômicos adaptativos das folhas apresentadas.

II. Materiais vegetais necessários:

- Lâminas histológicas que demonstrem a anatomia foliar de diferentes grupos vegetais presentes no laminário.

III. Equipamentos e utensílios necessários:

- Lâminas histológicas do laminário;
- Microscópio.

IV. Procedimento:

- Observar, esquematizar e identificar as estruturas observadas no microscópio;
- Identificar, por meio das lâminas observadas, a qual grupo (Monocotiledôneas ou Eudicotiledôneas) as plantas pertencem, bem como possíveis inferências ecológicas.

V. Atividade complementar (Anatoblocos II)

Faça o *download* do livro Anatoblocos e com base em algum trabalho científico sobre anatomia foliar, desenhe a estrutura apresentada no artigo em um anatobloco em branco (disposto nas páginas 79-81). Em seguida grave

um vídeo curto (1 a 3 minutos de duração) em que você explica a anatomia foliar com base no Anatobloco que você montou. Discutir coletivamente a melhor forma de envio do vídeo.

O material está disponível em: <https://www2.cead.ufv.br/serieconhecimento/> , em seguida faça a busca no site por Anatoblocos.

VI. Leitura complementar

ORNELLAS, T.; HEIDEN G.; LUNA, B. N.; BARROS, C. F. Comparative leaf anatomy of *Baccharis* (Asteraceae) from high-altitude grasslands in Brazil: taxonomic and ecological implications. **Botany**, v. 97, p. 615-626, 2019.

Disponível em: <https://www.alice.cnptia.embrapa.br/alice/handle/doc/1115531>

LEANDRO, T. D.; SCREMIN-DIAS, E.; ARRUDA, R. C. O Micromorphology and anatomy of the leaf blade: a contribution to the taxonomy of *Luziola* (Poaceae, Oryzoideae) from the Pantanal, Brazil. **Plant Systematic and Evolution**, v. 302, p. 265–273, 2016.

Disponível em: <https://link.springer.com/content/pdf/10.1007/s00606-015-1260-8.pdf>

Assunto: Anatomia foliar II

I. Objetivos:

- Observar e reconhecer anatomicamente as folhas de diferentes grupos de Angiospermas;
- Comparar a organização das estruturas de base foliar (pecíolo e bainha) de diferentes grupos vegetais;
- Identificar os diferentes tipos celulares existentes na lâmina foliar em secção paradérmica e transversal.

II. Materiais vegetais necessários:

- Exemplos de folhas de diferentes grupos vegetais de Monocotiledôneas e Eudicotiledôneas.

Observação: se tiver disponível alguma Angiosperma basal pode ser inserido na aula prática.

III. Equipamentos e utensílios necessários:

- Vidro de relógio ou placa de Petri;
- Suporte de isopor ou cortiça;
- Lâmina de barbear;
- Pincel;
- Hipoclorito de sódio 20% e 30%;
- Corantes;
- Seringa;
- Piseta com água destilada;
- Glicerina 50%;
- Base de esmalte incolor;
- Microscópio;
- Lâminas e lamínulas.

IV. Procedimento:

- A turma será dividida em grupos (3-6 integrantes por grupo) e cada grupo ficará com uma planta para trabalhar;
- Cada grupo será responsável por diferentes tipos de corte na folha: (i) secção transversal da bainha ou pecíolo, (ii) secção transversal do terço médio da lâmina foliar, (iii) secção paradérmica da folha. Esta etapa será realizada em, no mínimo, 30 minutos;
- Após o seccionamento das amostras, devem ser feitos os demais procedimentos anatômicos conforme as informações presentes no tópico 2.5 deste manual;
- Ilustre todas as estruturas observadas;
- Em seguida compare as estruturas presentes na epiderme da planta de sua equipe com os de outras equipes.

Observação: Esta aula pode ser uma atividade prática de maior duração. Podendo inclusive ser um pequeno projeto a ser desenvolvido pelos alunos ao longo do semestre. Neste caso, eles irão ao laboratório em tempo pré-determinado para treinar o corte a mão livre de estruturas foliares e responder uma pergunta proposta pelo professor. Essa pergunta pode ter foco taxonômico (p. ex.: diferenciar anatomicamente duas espécies de mesmo gênero ou de mesma família), ecológico (p. ex.: diferenciar plantas de sol e sombra), agrônômica (p. ex. variações anatômicas de diferentes cultivares, diferenças entre plantas irrigadas e não irrigadas ou entre uma planta que apresenta alguma fitopatologia e outra que não apresenta) ou outra pergunta que desenvolva um pequeno projeto a ser respondido com dados anatômicos.

V. Atividade complementar

Juntamente com sua turma monte um Padlet no site <https://padlet.com/>. Este site permite a criação de um mural com diversos tipos de postagens. No padlet da turma coloque um artigo que fale de Anatomia foliar publicada nos últimos 5 anos, em seguida grave um podcast (5-10 minutos) comentando sobre a importância do artigo escolhido e suas principais contribuições. Em seguida, escute pelo menos 2 podcasts gravado por seus colegas e faça comentários a respeito do artigo comentado por eles.

VI. Leitura complementar

CÂMARA, A. R. M.; VILARINHO, M. P.; ARAÚJO, J. S. Anatomia foliar como subsídio para a taxonomia do gênero *Camarea* St.-Hil (Malpighiaceae). **Research, Society and Development**, v. 9, n. 10, p. 1-29, 2020.

Disponível em: <https://rsdjournal.org/index.php/rsd/article/view/8525>

MAURI, J.; PEREIRA, D. L.; SILVA, G. A.; DAVIDE, L. C.; TECHIO, V. H.; SOUZA SOBRINHO, F.; PEREIRA, F. J. Forage potential of *Urochloa* genotypes by using leaf anatomy. **Ciência Rural**, v. 49, n. 04, p. 1-8, 2019.

Disponível em: <https://www.scielo.br/pdf/cr/v49n4/1678-4596-cr-49-04-e20170266.pdf>

Assunto: Anatomia do caule III e da folha III

I. Objetivos:

- Observar e reconhecer anatomicamente a folha de diferentes grupos de Angiospermas;
- Identificar caracteres anatômicos adaptativos das folhas apresentadas.

II. Materiais vegetais necessários:

- Exemplos de folhas de feijão submetidos a diferentes níveis de encharcamento.

III. Equipamentos e utensílios necessários:

- Vidro de relógio ou placa de Petri;
- Suporte de isopor ou cortiça;
- Lâmina de barbear;
- Pincel;
- Hipoclorito de sódio 20% e 30%;
- Corantes;
- Seringa;
- Pisseta com água destilada;
- Glicerina 50%
- Base de esmalte incolor;
- Microscópio;
- Lâminas e lamínulas.

IV. Procedimento:

Dias antes da aula prática a turma deve colocar 3-5 sementes de feijões para germinar. Contudo, deve submetê-los a diferentes níveis de encharcamento e condições de luminosidade conforme o quadro abaixo:

	4ml	8ml	12ml
Com luz			
Sem luz			

O propósito é ter uma pequena quantidade de água, quantidade moderada e quantidade de (semi-)encharcamento. Quanto à condição sem luz coloque as sementes para germinar em um recipiente envolvido com papel alumínio e só com uma pequena abertura no ápice para entrar o mínimo de luz possível;

Passados 5-7 dias, retirar as plântulas e fixar em FAA 50, e trocar 24h depois para Etanol 50%, e 24h depois para Etanol 70%;

No dia da aula prática pegar as amostras fixadas e retirar as amostras do fixador, selecionando alguns caules primários (região entre as folhas e os cotilédones) e as folhas de cada tratamento e realizar os procedimentos anatômicos (cortes transversais) como indicado pelo professor. Utilize como guia as informações presentes no tópico 2.5 deste manual;

Em seguida compare as estruturas anatômicas dos caules primários e das folhas dos diferentes tratamentos. Ilustre todas as estruturas observadas.

Observação: para esta prática a turma pode ser dividida em grupos, sendo que alguns grupos seccionarão os caules primários e outros as estruturas foliares.

V. Atividade complementar

Acesse o *Youtube* e procure o(s) canal(is) “AnatoEncontros” e/ou “LAVIM-IBIO/UFBA” e escolha palestras que envolvam o

tema de Anatomia ecológica do caule e da folha e faça uma síntese de até 30 linhas sobre o assunto de duas palestras.

VI. Leitura complementar

LEMOS, V. O T.; LUCENA, E. M. P.; BONILLA, O. H.; EDSON-CHAVES, B. FREITAS, M. A. Anatomia ecológica foliar de *Myrcia guianensis* (Aubl.) DC. na restinga cearense. **Ciência Florestal**, v. 30, n. 2, p. 307-322, 2020.

Disponível em: <http://www.conhecer.org.br/enciclop/2019a/agrar/anatomia%20foliar%20e.pdf>

CORRÊA, L. M. C.; ARRIVABENE, H. P.; MILANEZ, C. R. D. Leaf morpho-anatomical and physiological plasticity of two *Vriesea* species (Bromeliaceae) in Atlantic Coast restingas (Brazil). **Brazilian Journal of Development**, v. 6, n. 9 , p .71706-71727, 2020.

Disponível em: <https://www.brazilianjournals.com/index.php/BRJD/article/view/17204>

Assunto: Dissecção e Análise de flor de diferentes espécies de Angiospermas

I. Objetivos:

- Realizar dissecção de flores de Angiospermas para observação dos verticilos protetores e reprodutores;
- Identificar cada uma das partes e/ou estruturas constituintes destes verticilos, analisando sua função na planta.

II. Materiais vegetais necessários:

Flores de:

- Representante da família Apocynaceae;
- “Chanana” (*Turnera* sp. – Turneraceae);
- Demais flores a critério do(a) aluno(a) (uma única espécie).

III. Equipamentos e utensílios necessários:

- Lupa e/ou Microscópio;
- Lâminas, Lamínulas, Estiletos, Lâminas de barbear, Placas de Petri.

IV. Procedimento:

Utilize o quadro abaixo para proceder ao exercício de dissecção e análise de flores das espécies de Angiospermas estudadas.

CARACTERES		Flor 1	Flor 2	Flor 3
Número de sépalos/ pétalas	Flor dímera			
	Flor trímera			
	Flor tetrâmera			
	Flor pentâmera			
Número de peças do perianto	Flor aclamídea			
	Flor monoclamídea			
	Flor diclamídea			
Simetria	Flor actinomorfa			
	Flor zigomorfa			
	Flor assimétrica			
Soldadura do Cálice	Flor dialissépala			
	Flor gamossépala			
Soldadura da Corola	Flor dialipétala			
	Flor gamopétala			
Posição dos estames em relação às pétalas	Opostos			
	Alternos			
Número de Estames em função do número de Pétalas	Flor oligostêmone			
	Flor isostêmone			
	Flor diplostêmone			
	Flor polistêmone			

Tamanho relativo dos estames	Isodínamos			
	Anisodínamos			
	Didínamos			
	Tetradínamos			
Soldadura dos estames	Dialistêmone			
	Gamostêmone			
Inserção da antera no filete	Basifixa			
	Dorsifixa			
	Apicefixa			
Deiscência da antera	Longitudinal			
	Poricida			
	Valvar			
Posição relativa do ovário	Ínfero			
	Semi-ínfero			
	Súpero			
Soldadura dos carpelos	Apocárpico			
	Sincárpico			
Demais características do Gineceu	Nº de carpelos			
	Nº de lóculos			
	Nº (aproximado) de óvulos por lóculo			
Divisão do Estigma	Indiviso			
	Ramificado			

Sexualidade da flor	Flor Monóclina			
	Flor Díclina			
Tipo de inflorescência	Definida			
	Indefinida			
	Composta			
Posição da inflorescência	Terminal			
	Axilar			

- Esquematizar todas as estruturas que se apresentaram na dissecação de cada flor analisada.

V. Glossário:

01) Flor monóclina (gr. *monos*=único; gr. *kline*=cama ou leito) - Possui os dois gêneros sexuais na mesma “cama”, isto é, na mesma flor. Uma flor monóclina é o mesmo que uma flor hermafrodita ou andrógina.

02) Flor díclina (gr. *di*=dois; gr. *kline*=cama ou leito) - Possui somente estames ou somente carpelos na flor, isto é, as flores são sempre unissexuais, masculinas ou femininas. Podem ocorrer flores masculinas e femininas na mesma planta.

03) Planta monóica (gr. *monos*=um; gr. *oikos*=casa) - Diz-se da espécie onde estruturas dos dois sexos ocorrem na mesma planta em flores unissexuais separadas ou mesmo na mesma flor (flor hermafrodita).

04) Planta dióica (gr. *di*=dois; gr. *oikos*=casa) - Diz-se da espécie onde flores estritamente masculinas e estritamente femininas ocorrem em indivíduos separados, isto é, existem plantas “machos” e plantas “fêmeas”.

VI. Atividade complementar:

Vá em um jardim e/ou praça e fotografe três flores de plantas diferentes (obs: coloque o brasão da universidade para indicar que a foto é sua). Em seguida monte um álbum de fotos em que você indique o nome da planta fotografada (popular e científico). Pesquise também a origem daquela espécie e o seu papel na arborização da sua cidade.

Além disso, classifique cada uma dessas flores nos mesmos critérios utilizados na aula prática.

VI. Leitura complementar

HUNHOFF, V. L.; SILVA, C. A.; LAGE, L. A.; KRAUSE, W.; PALÚ, E. G. Biologia, morfologia floral e potencial ornamental de *Cyrtopodium saintlegerianum* (Orchidaceae).

Revista Agro@mbiente On-line, v. 10, n. 4, p. 358-363, 2016.

Disponível em: <https://revista.ufr.br/agroambiente/article/viewFile/3925/2189>

Assunto: Polinização**I. Objetivos:**

- Discutir as características morfológicas de polinizadores e polinizados, verificando suas possíveis correspondências.

II. Materiais vegetais necessários:

- Flores de abóbora (*Curcubita* sp.), *Hibiscus* sp., ou outras plantas disponíveis no momento da aula prática.

III. Equipamentos e utensílios necessários:

(a) Atividade 01	(b) Atividade 02
Água	Algodão
Pipeta ou conta-gotas	Amônia
Béquer	Vitro/pote com tampa
Lâmina e lamínulas	Pinça
Flores	
Açúcar	
Microscópio	

IV. Procedimento:

(a) Atividade 01 - Polinização e desenvolvimento de tubo polínico

1. Pingue sobre uma lâmina de microscópio uma gota de solução de sacarose 5% (dissolver 5 g de açúcar em 100 mL de água);

2. Coloque por cima da gota alguns grãos de pólen retirados de flores de abóbora (*Curcubita* sp.), *Hibiscus* sp. ou outra planta;
3. Coloque a lâmina com os grãos de pólen no microscópio. Os grupos deverão realizar observações periódicas deste material.

(b) Atividade 02 - Observando as guias de néctar

1. Coloque o algodão com amônia dentro de um vidro/pote e tampe-o. Espere cinco minutos;
2. Coloque dentro deste vidro/pote as flores e tampe novamente. Espere de 5-10 minutos;
3. Observe as reações.

V. Leitura complementar

DUARTE, A.; LOPES, R.; FURTADO, J.; DUARTE, J. Alguns aspetos da floração e vingamento do abacateiro. **Revista da Associação Portuguesa de Horticultura**, n. 129, p. 29-32, 2018. Disponível em: https://www.researchgate.net/publication/326356938_Alguns_aspetos_da_floracao_e_vingamento_do_abacateiro

REIS, R. P.; KIRSCH, G. H. A importância da polinização. **Caderno Meio Ambiente e Sustentabilidade**, v. 9, n. 16, p. 4-8, 2020. Disponível em: <https://www.uninter.com/cadernosuninter/index.php/meioAmbiente/article/viewFile/1304/1175>

TAVARES, P. R. A.; ALVES-JUNIOR, V. V.; MORAIS, G. A.; POLATTO, L. P. A interrelação entre a morfologia floral de *Solanum lycocarpum* e o tamanho corporal das abelhas visitantes garante o sucesso reprodutivo?. **Interciência**. V. 42, n. 6, p. 375-379, 2017.

Disponível em: <https://www.redalyc.org/pdf/339/33951621007.pdf>

Assunto: Morfologia de Raiz, Caule, Folha e Flor de Angiosperma

I. Objetivos:

- Realizar treinamento acerca das partes vegetativas e reprodutivas de uma Angiosperma como ferramenta preliminar ao processo de identificação botânica em nível de Família.

II. Materiais vegetais necessários:

- Amostras de raiz e caule, além de ramos foliares e floridos de diferentes espécies. Para cada espécie coletar o máximo de órgãos possíveis.

III. Equipamentos e utensílios necessários:

- Lupa e/ou Microscópio;
- Lâminas, Lamínulas, Estiletos, Lâminas de barbear, Placas de Petri.

IV. Procedimento:

A turma será dividida em duplas e cada uma ficará com uma planta para realizar a prática. Caso o professor prefira, essa atividade pode ser feita em campo.

Utilize a planilha abaixo para proceder ao exercício de análise de partes vegetativas e reprodutivas das espécies de Angiospermas estudadas.

Nome vulgar da planta: _____

1. Descrição geral do exemplar e características vegetativas

a) Hábito de crescimento _____

Altura aproximada _____

b) Raiz

() Hábito aéreo Qual tipo? _____

() Hábito terrestre () Axial () Pivotalante

() Hábito aquático () Lodosa () Natante

c) Caule (verificar os tipos de caule estudados) _____

d) Características foliares - Divisão do limbo

() Simples () Composta paripenada

() Composta bifoliolada () Composta imparipenada

() Composta trifoliolada () Bicomposta (ou recomposta)

e) Características foliares - tipos de nervação da folha

f) Características foliares - classificação quanto à borda (ou margem) do limbo _____

g) Características foliares - classificação quanto à consistência das folhas

() Carnosa ou suculenta () Membranácea

() Coriácea () Papirácea

() Herbácea () Caratácea

h) Características foliares - Filotaxia

() Alterna dística () Suboposta

() Alterna espiralada () Geminada

() Alterna trística () Verticilada

() Oposta dística () Rosulada ou em roseta

() Oposta cruzada () Fasciculada

i) Presença de modificação foliar (ex.: pecíolo alado, gavinhas, espinhos, heterofilia, etc.)

2. Características reprodutivas

2.1. Características gerais e do perianto

a) Classificação quanto ao pedúnculo:

Pedunculada Séssil

b) Classificação quanto ao tipo de bráctea:

Fértil Calículo Periclínio

Vazia Cúpula Glumas/Lemas e Páleas

c) Classificação quanto à disposição das peças florais

Cíclica Acíclica

d) Classificação quanto ao número e homogeneidade do perianto

Aperiantada ou Diperiantada ou diclamídea -
 aclamídea Homoclamídea

Monoperiantada ou Diperiantada ou diclamídea -
 monoclamídea Heteroclamídea

e) Classificação quanto a simetria da flor:

Actinomorfa Zigomorfa Assimétrica

2.2. Descrição do cálice

a) Cor das sépalas: _____

b) Classificação quanto ao número de sépalas:

Nº de sépalas Cálice trímero

_____ Cálice tetrâmero (ou pentâmero)

c) Classificação quanto a soldadura das sépalas:

Dialissépalo Gamossépalo

2.3. Descrição da corola

a) Cor das pétalas: _____

b) Classificação quanto ao número de sépalas:

Nº de pétalas () Cálice trímero

_____ () Cálice tetrâmero (ou pentâmero)

c) Classificação quanto a soldadura das pétalas:

() Dialipétala () Gamopétala

2.4. Sexualidade das flores

() Unissexual masculina () Hermafrodita (ou andrógina)

() Unissexual feminina () Estéril

2.5. Descrição do Androceu

a) Número de estames _____

b) Presença de estaminódio

() Sim () Não

c) Classificação quanto ao número de estames em relação ao número de pétalas

() Oligostêmone () Diplostêmone

() Isostêmone () Polistêmone

d) Classificação quanto ao tamanho relativo dos estames

() Isodínamos () Didínamos

() Anisodínamos () Tetradínamos

e) Classificação quanto à soldadura dos estames

() Dialistêmone () Gamostêmone () Epipétalos

f) Classificação quanto à inserção da antera no filete

() Basifixa () Dorsifixa () Apicefixa

g) Classificação quanto à deiscência (abertura) da antera
 Longitudinal Valvar Poricida
(ou rimosa)

h) Classificação quanto à ramificação dos filetes
 Simples Ramificados

2.6. Descrição do Gineceu

a) Classificação quanto à posição do ovário
 Súpero Ínfero Semi-ínfero
(flor hipógina) (flor epígina) (flor perígina)

b) Classificação quanto à soldadura dos carpelos
 Dialicarpelar Gamocarpelar

c) Classificação quanto à inserção do estilete no ovário
 Terminal Lateral Ginobásico

d) Classificação quanto à divisão do estigma
 Indiviso Ramificado

e) Classificação quanto ao número de peças do gineceu

Nº de carpelos	Nº de lóculos do ovário	Nº aproximado de óvulos no ovário
_____	_____	_____

V. Atividade prática complementar (Gincana – valor 1,0 pt | 0,1 por resposta):

Nome do(a) aluno(a): _____

	Questão	Resposta
01.	A que divisão de Gimnospermas pertence as folhas em demonstração?	
02.	A que Família de Gimnospermas pertence as folhas de plantas expostas?	
03	Como pode ser classificada tecnicamente a raiz em exibição?	
04.	Como pode ser classificada tecnicamente o caule em exibição?	
05.	Qual o termo técnico da estrutura em exibição?	
06.	O padrão de nervação da folha exposta caracteriza geralmente uma planta de qual classe de Angiosperma?	
07.	Qual o nome da estrutura visualizada no microscópio?	

08.	O estômato em destaque, o qual apresenta o formato de halteres é característico de qual Família de Monocotiledônea?	
09.	O número de pétalas da flor exposta caracteriza uma Angiosperma de qual classe?	
10.	Como caracteriza a sexualidade da flor exposta?	

Assunto: Morfologia externa e interna do Fruto

I. Objetivos:

- Reconhecer as características morfológicas dos diversos tipos de frutos e sua organização externa e interna;
- Classificar os tipos observados nas categorias estudadas na aula teórica, recorrendo também à literatura especializada.

II. Materiais vegetais necessários:

- Exemplares de frutos secos coletados em habitat natural;
- Exemplares de frutos simples carnosos indeiscentes, múltiplos, complexos e compostos e partenocárpicos:

Vagem	Tomate	Maçã
Abacate	Melão	Romã
Laranja	Banana	Morango
Uva	Abacaxi	

III. Equipamentos e utensílios necessários:

- Bisturi e/ou faca;
- Placa de Petri, bandejas e/ou pratos;
- Lupas e/ou microscópio estereoscópio.

IV. Procedimento:

Procure classificar os frutos secos disponíveis no laboratório nas categorias:

- Deiscentes: síliqua, legume, pixídio, cápsula, folículo, opecarpo e;

- Indeiscentes: aquênio, sâmara etc..

Procure classificar os frutos simples carnosos indeiscentes, múltiplos, complexos e compostos e partenocárpicos disponíveis na aula baseando-se no que foi visto na aula teórica e na literatura especializada.

Faça cortes longitudinais e transversais nos frutos carnosos, de acordo com a necessidade, observando sua morfologia externa e interna. Também esquematize suas partes constituintes bem como outras estruturas relevantes.

Classifique os frutos apresentados na sala de aula quanto à origem e ao número de sementes. Também caracterize cada tipo de fruto estudado, esquematizando-os e apontando suas partes.

V. Atividade complementar (A botânica no cotidiano III)

Vá numa praça e fotografe dois frutos de plantas diferentes (obs: coloque o brasão da universidade para indicar que a foto é sua). Em seguida monte um álbum de fotos em que você indique o nome da planta fotografada (popular e científico). Classifique segundo os critérios estabelecidos em sala de aula.

Vá em um mercado e/ou feira e fotografe dois frutos de plantas diferentes (obs: coloque o brasão da universidade para indicar que a foto é sua). Em seguida monte um álbum de fotos em que você indique o nome da planta fotografada (popular e científico). Classifique segundo os critérios estabelecidos em sala de aula.

Assunto: Morfologia externa e interna da Semente

I. Objetivos:

- Reconhecer as características morfológicas externas e internas de sementes maduras de Angiospermas;
- Reconhecer as estruturas presentes nas sementes estudadas.

II. Materiais vegetais necessários:

- Sementes previamente embebidas de *Phaseolus vulgaris* L. (feijão);
- Sementes previamente embebidas de *Zea mays* L. (milho);
- Sementes previamente embebidas de *Lens culinaris* Medik (lentilha);
- Sementes previamente embebidas de *Ricinus communis* L. (mamona).

III. Equipamentos e utensílios necessários:

- Água destilada;
- Bisturi;
- Placas de Petri;
- Pinças.

IV. Procedimento:

- Selecione uma semente de feijão, milho e lentilha;
- Com uma lâmina de barbear corte-as longitudinalmente e transversalmente;
- De acordo com a constituição da mesma, exposta no quadro abaixo, procure identificar as estruturas presentes nas três diferentes sementes;

Semente	Tegumento ou casca	Testa	
		Tégmen ou tegma	
	Amêndoa	Embrião	Radícula
			Caulículo
			Gêmula ou plúmula
			Cotilédones
Reservas	Albúmen (ou endosperma)		

- Compare-as com as figuras da literatura e esquematize-as.

V. Leitura complementar

ARAÚJO, E. C.; MENDONÇA, A. V. R.; BARROSO, D. G.; LAMÔNICA, K. R.; SILVA, R. F. Caracterização morfológica de frutos, sementes e plântulas de *Sesbania virgata* (Cav.) Pers. **Revista Brasileira de Sementes**, v. 26, n. 1, p. 105-110, 2004.

Disponível em: <https://www.scielo.br/pdf/rbs/v26n1/a16v26n1.pdf>

HEFLER, S. M.; LONGHI-WAGNER, H. M. Análise da morfologia do fruto em espécies de *Cyperus* L. subg. *Cyperus* – Cyperaceae. **Acta botânica brasílica**, v. 22, n. 3, p. 637-651, 2008.

Disponível em: <https://www.scielo.br/pdf/abb/v22n3/v22n3a05.pdf>

NUNES, C. F.; SANTOS, D. N.; PASQUAL, M.; VALENTE, T. C. T. Morfologia externa de frutos, sementes e plântulas de pinhão-manso. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 44, n. 2, p. 207-210, 2009.

Disponível em: <https://seer.sct.embrapa.br/index.php/pab/article/download/1726/5667>

Assunto: Anatomia dos órgãos reprodutivos

I. Objetivos:

- Reconhecer microscopicamente as características anatômicas dos órgãos reprodutivos de Angiospermas;
- Compreender, a nível microscópico, a variação morfológica dos órgãos reprodutivos, considerando seus aspectos anatômicos.

II. Materiais vegetais necessários:

- Lâminas de flores de diferentes grupos vegetais presentes no laminário.

III. Equipamentos e utensílios necessários:

- Lâminas histológicas do laminário;
- Microscópio.

IV. Procedimento:

- Observar, esquematizar e identificar as estruturas observadas nas lâminas permanentes;
- Identificar, por meio das lâminas observadas, a qual grupo (Monocotiledôneas ou Eudicotiledôneas) as plantas pertencem, bem como possíveis inferências ecológicas.

V. Atividade complementar

Acesse o atlas de Anatomia Vegetal virtual da UFSC (<https://atlasvegufsc.wixsite.com/ufsc>). Escolha duas espécies que apresentam lâminas de estruturas

reprodutivas, em seguida selecione duas imagens de cada e identifique os tipos celulares e tecidos observados. No site <https://rafaeldscruz.com/digital-teaching-toolsfor-plant-anatomy/#portuguese>, também há uma série de links com atlas anatômicos virtuais que podem ser utilizados para esta atividade.

VI. Atividade complementar II (Anatoblocos III)

Faça o *download* do livro Anatoblocos e com base em algum trabalho científico sobre anatomia foliar, desenhe a estrutura apresentada no artigo em um anatobloco em branco (disposto nas páginas 79-81). Em seguida grave um vídeo curto (1 a 3 minutos de duração) em que você explica a anatomia foliar com base no Anatobloco que você montou. Discutir coletivamente a forma de envio.

O material está disponível em: <https://www2.cead.ufv.br/serieconhecimento/>, em seguida faça a busca no site por Anatoblocos.

4 ROTEIROS DE ESTUDOS DIRIGIDOS

A partir deste momento, há diversos Roteiros os quais contêm tópicos gerais acerca do assunto exposto em aula teórica, funcionando apenas como direcionamento para leitura de TODO o conteúdo em questão trazido na literatura.

ROTEIRO 1 – AULA: EMBRIÃO E CLASSIFICAÇÃO DAS FANERÓGAMAS

01. Construa um texto em que você discorra sobre a relação planta-homem ao longo do tempo e como a Botânica, em especial as plantas fanerogâmicas, estão no nosso dia a dia atualmente.

02. Pesquisar e responder às seguintes questões:

- a) Como a polaridade é importante no desenvolvimento embrionário das plantas?
- b) Qual a função das células meristemáticas? Como elas se distinguem das outras células?
- c) Quais são os três meristemas primários das plantas e que tecidos eles formam?

d) Quais são os estágios de desenvolvimento do embrião das Eudicotiledôneas? De que forma o desenvolvimento do embrião das Monocotiledôneas difere daquele nas Eudicotiledôneas?

e) Conceitue os seguintes termos: diferenciação, desdiferenciação, especiação, histogênese, organogênese e morfogênese.

03. A respeito da classificação das fanerógamas responda os itens abaixo:

a) Como as Gimnospermas podem ser caracterizadas? Qual sua posição filogenética no reino Plantae?

b) Quais são as hipóteses atuais sobre a origem das Angiospermas e qual é a relação suposta entre Monocotiledôneas, Eudicotiledôneas e outras Angiospermas?

c) Enumere, pelo menos, deve ficar entre vírgulas SEIS caracteres que auxiliam na diferenciação rápida entre as Monocotiledôneas das Eudicotiledôneas.

ROTEIRO 2 – AULA: CARACTERÍSTICAS GERAIS, EVOLUTIVAS E REPRODUTIVAS DAS GIMNOSPERMAS

01. Caracterize morfolologicamente e as relações evolutivas dos seguintes grupos
 - a. Progimnospermas: Aneurophytales
 - b. Progimnospermas: Archeopteriales
 - c. Bennettiales (cicadídeas)
 - d. Pteridospermales
 - e. Cordaitales
02. Um dos mais importantes avanços evolutivos nas Progimnospermas é a presença de um câmbio vascular bifacial. O que é um câmbio vascular bifacial e onde ele é encontrado além das Progimnospermas?
03. O que é semente e por que sua evolução foi uma inovação tão importante para as plantas?
04. De qual grupo de plantas se supõe que as plantas com sementes evoluíram? Por quê?
05. Como diferem os mecanismos pelos quais os gametas masculinos alcançam as oosferas em gimnospermas e nas plantas vasculares sem sementes?
06. Quais são as características que distinguem os quatro filões de gimnospermas atuais?
07. Elabore um quadro comparativo com os filões de Gimnospermas com representantes atuais.
08. Cite e explique as principais características reprodutivas dos filões de Gimnospermas com representantes atuais.
09. De que modo as Gnetófitas lembram as Angiospermas?

ROTEIRO 3 – AULA: CARACTERÍSTICAS GERAIS, EVOLUTIVAS E REPRODUTIVAS DAS ANGIOSPERMAS

01. Construa uma tabela comparativa em que você diferencie as Angiospermas Basais, Monocotiledôneas e Eudicotiledôneas. Além disso, dê três exemplos de plantas pertencentes a cada um dos grupos supracitados, indicando a família e ordem botânica a qual pertence.
02. Explique porque os termos fecundação e polinização não são sinônimos.
03. Cite, explique e esquematize os diferentes tipos de megasporogênese e megagametogênese:
 - a. Tipo Polygonum
 - b. Tipo Oenothera
 - c. Tipo Allium
 - d. Tipo Fritillaria
 - e. Tipo Adoxa
04. Explique a importância do surgimento dos frutos para as plantas.
05. Segundo a proposta atual, como era a flor primitiva? Pode a evolução da flor ser descrita como uma tendência crescente de complexidade? Explique.
06. Cite alguns fatores que contribuíram para a expansão das Angiospermas.
07. Descreva sumariamente o ciclo de vida das Angiospermas.

ROTEIRO 4 – AULA: POLINIZAÇÃO, DISPERSÃO E REPRODUÇÃO ASSEXUADA

01. Discuta as vantagens e desvantagens da autopolinização e fecundação cruzada.
02. Com base no artigo “Towards a unified terminology for angiosperm reproductive system” de Cardoso et al. (2018). Discuta os seguintes termos:
 - a. Cosexualidade
 - b. Trimonoiccia
 - c. Dimorfismo estilar
 - d. Flexistilia
 - e. Xenogamia
03. A respeito das síndromes de polinização responda o que se pede:
 - a. O que são síndromes de polinização?
 - b. Descreva dois tipos de síndromes de polinização abiótica.
 - c. Descreva dois tipos de síndrome de polinização biótica
04. Comente sobre dois processos de dispersão.
05. Explique duas técnicas de propagação vegetativa que o homem desenvolveu visando o cultivo de plantas economicamente importantes. Cite exemplos de plantas que são cultivadas utilizando tais técnicas.
06. Como diferenciar um polinizador de um pilhador floral?
07. O que é dispersão de semente? Qual sua importância ecológica?
08. Quais os principais tipos de dispersão biótica existentes? E os principais tipos de dispersão abiótica? Explícite o agente dispersor de todos.
09. Comente acerca das estruturas especiais relacionadas com a dispersão de sementes.

ROTEIRO 5 – AULA: PROCEDIMENTOS TÉCNICOS EM MORFOLOGIA E ANATOMIA VEGETAL

01. Quais cuidados deve-se ter para realizar uma boa coleta de materiais vegetais para estudos morfológicos e anatômicos?
02. Qual a função de um fixador durante os procedimentos de processamento de material vegetal para estudos anatômicos?
03. Comente sobre os diferentes tipos de cortes para estudos anatômicos e a importância de executar estes diferentes tipos para se estudar Anatomia Vegetal.
04. Explique o papel do hipoclorito de sódio (água sanitária) nos processos anatômicos. Tal reagente é usado em todos os procedimentos? Justifique.
05. Qual a importância dos corantes para estudos em anatomia vegetal? Cite e explique a importância de quatro corantes.
06. Qual a importância dos testes histoquímicos para a Anatomia Vegetal? Faça uma pesquisa e descreva o procedimento de quatro testes histoquímicos e para que eles servem.

ROTEIRO 6 – AULA: A CÉLULA VEGETAL

01. Realize uma Sinopse (de uma página) acerca da Célula Vegetal.
02. Quais as três principais características das células vegetais que as diferenciam das células animais?
03. Tanto os plastídeos quanto as mitocôndrias são considerados como organelas “semi-autônomas”. Explique.
04. Antigamente considerados como depósitos de produtos de descarte as células vegetais, atualmente se sabe que os vacúolos desempenham muitos papéis essenciais. Quais são alguns desses papéis?
05. Explique resumidamente o processo de crescimento da parede celular e da deposição de celulose em células que estão se alongando.
06. Quais os vários tipos de plastídeos e qual papel cada um tem na célula?
07. O que é citoesqueleto de uma célula e em que processo ele está envolvido?
08. Como as paredes celulares primárias diferem das paredes celulares secundária?
09. Quais os tipos e funções das diferentes pontoações.
10. Quais os tipos e onde se localizam os diferentes pigmentos vegetais.
11. Diferencie drusas, ráfides, cristais prismáticos e cistólito.

ROTEIRO 7 – AULA: TECIDOS MERISTEMÁTICOS

01. Qual a função das células meristemáticas? Como elas se distinguem das outras células?
02. Explique a frase: “Os feixes vasculares parte da folha para o caule e não o contrário.”
03. Descreva como ocorre o desenvolvimento foliar quanto às etapas de: iniciação, morfogênese primária e morfogênese secundária.
04. Cite e explique quais meristemas estão envolvidos no processo de morfogênese foliar.
05. Descreva a atividade meristemática no ápice radicular e a formação de tecidos a partir desta região.
06. Qual a função do centro quiescente?
07. Qual a diferença existente na organização do ápice radicular aberto e fechado?
08. Explique as seguintes teorias de organização do meristema apical caulinar:
 - a. Histogênica;
 - b. Túnica – corpo;
 - c. Zoneamento cito-histológico
09. Quais são os três sistemas de tecidos do corpo do vegetal? De que tecidos são eles formados?
10. Diferencie meristema primário e secundário.
11. Quais são os tecidos de meristema secundário? E qual a sua função?

ROTEIRO 8 – AULA: TECIDOS EPIDÉRMICOS E FUNDAMENTAIS

01. Como um tecido simples difere de um tecido complexo? Cite exemplos de cada um deles.
02. Quais os papéis desempenhados pela epiderme?
03. Quais as diferenças estruturais entre os estômatos halteriformes e reniformes.
04. Cite e explique a importância dos tricomas tectores e glandulares. Pesquise sobre as variações existentes em cada um desses tipos e descreva os grupos em que tais variações ocorrem.
05. De que forma as células do parênquima, colênquima e esclerênquima diferem umas das outras? Quais são as suas respectivas funções?
06. Qual a diferença na formação de aerênquima lisígeno, esquizógeno e esquisolisígeno?
07. Descreva e esquematize os diferentes tipos de colênquima.
08. Faça a distinção entre os seguintes termos: célula de colênquima/célula de esclerênquima; traqueíde/elemento de vaso; placa perfurada/pontoação; célula crivada/elemento de tubo crivado.
09. Como as esclereides diferem das fibras?

ROTEIRO 9 – AULA: TECIDOS VASCULARES PRIMÁRIOS E SECUNDÁRIOS

01. Explique porque os tecidos vasculares são denominados tecidos complexos.
02. Construa um quadro comparativo em que você destaque três diferenças entre traqueíde e elementos de vaso.
03. Quais são as principais células de condução do floema? Quais são as características de cada um destes tipos celulares?
04. Qual é a relação entre um elemento de tubo crivado e sua célula companheira?
05. Qual a provável função da proteína P nos elementos de tubo crivado maduros?
04. Descreva o processo de crescimento secundário do caule de uma eudicotiledônea. Não esqueça de mencionar a ação do câmbio vascular e periderme na formação de novos tecidos.
05. Descreva o processo de “espessamento” encontrado no caule de palmeiras.
06. Descreva o processo de crescimento secundário da raiz de uma eudicotiledônea. Não esqueça de mencionar a ação do câmbio vascular e periderme na formação de novos tecidos.
07. Quais as características do felema, felogênio e feloderme?
08. Cite e explique dois tipos de variações cambiais existentes nas Eudicotiledôneas.

ROTEIRO 10 – AULA: MORFOLOGIA DA RAIZ

01. Quais são os dois tipos principais de sistemas radiculares e como eles diferem um do outro quanto à origem e à estrutura?
02. Quais são as principais funções das raízes?
03. Esquematize uma raiz pivotante e coloque legendas explicativas em suas regiões.
04. Discuta a necessidade da planta em manter o balanço entre o sistema caulinar e o sistema radicular.
05. Qual a importância do mucigel para a raiz?
06. Durante o crescimento em comprimento da raiz, um segmento limitado das raízes é constantemente empurrado através do solo. Explique esta afirmação.
07. Quanto ao habitat, as raízes são classificadas em aquáticas, subterrâneas e aéreas. Cite os tipos de raízes aéreas, subterrâneas e aquáticas, defina-as e exemplifique-as.
08. Conceitue os seguintes tipos de sistemas subterrâneos:
 - a. Raízes tuberosas;
 - b. Rizóforos;
 - c. Raízes gemíferas;
 - d. Raízes contráteis.

ROTEIRO 11 – AULA: ANATOMIA DA RAIZ

01. Quais tecidos são encontrados na raiz ao final do crescimento primário e como eles estão organizados?
02. Que efeito tem o crescimento secundário sobre o corpo primário da raiz?
03. Onde as raízes laterais se originam e porque são consideradas endógenas?
04. Faça a distinção entre os termos:
 - a. células da endoderme/células de passagem;
 - b. exoderme/endoderme;
 - c. protoxilema/metaxilema;
 - d. raízes aéreas/raízes de aeração.
05. Como as estrias de Caspary das células endodérmicas afetam o movimento da água e solutos através da endoderme?
06. Que característica estrutural é comum a todas as raízes de reserva?
07. Faça um desenho esquemático de raiz primária de Monocotiledônea e Eudicotiledônea identificando todas as partes/estruturas.
08. Elabore um fluxograma contendo o resumo do desenvolvimento da raiz de uma Eudicotiledônea lenhosa durante o primeiro ano de crescimento.

ROTEIRO 12 – AULA: MORFOLOGIA DO CAULE

01. Quais as funções básicas do caule e como podem exercê-las?
02. Cite as diferenças embrionárias, morfológicas e fisiológicas existentes entre o caule e a raiz.
03. Quais os principais tipos de caules aéreos eretos existentes? Defina-os, exemplificando.
08. Quais os principais tipos de caules aéreos trepadores e superficiais existentes? Defina-os, exemplificando.
09. Quais os principais tipos de caules subterrâneos existentes? Defina-os, exemplificando.
06. Cite exemplos de plantas cujos caules sejam, respectivamente, tronco, estipe e colmo.
07. Como se distingue a ramificação monopodial da simpodial?
08. Quais os diferentes tipos de bulbos? Dê exemplos.
09. Cite e explique quatro tipos de adaptações caulinares.
10. A respeito da importância do caule para as plantas responda os itens a seguir:
 - a. Porque podemos dizer que não é somente a altura/porte que define a planta como herbácea?
 - b. Caracterize as plantas segundo a classificação de Raunkiaer.

ROTEIRO 13 – AULA: ANATOMIA DO CAULE

01. Enumere dez pontos/características que diferenciam a raiz e o caule no que se refere ao crescimento primário e secundário dos mesmos.
02. Quais os três tipos básicos de organização que são encontrados na estrutura primária dos caules das plantas com sementes?
03. Faça um desenho esquemático do caule de Eudicotiledônea em estágio secundário identificando todas as partes/estruturas.
04. Defina estelo, citando todos os tipos existentes associando-os aos grupos vegetais (em nível de divisão e classe).
05. Represente, com um desenho esquemático, a disposição dos tecidos na estrutura primária de um caule de Monocotiledônea (atactostélico e monostélico) e Eudicotiledônea (eustelo). Indique com legendas explicativas todos os tecidos presentes.
06. A presença de medula parenquimática é característica de estelo sifonostelo? Justifique.
07. Por meio de esquemas simples e legendados, compare a estrutura da raiz de uma Eudicotiledônea lenhosa com o caule de uma Eudicotiledônea lenhosa ao final do primeiro ano de crescimento. Assuma que a raiz é triarca e que o sistema vascular primário do caule consiste em feixes vasculares isolados.
08. Quais tecidos são produzidos pelo felogênio e qual é a função da periderme?
09. Qual a importância das lenticelas para as plantas?

ROTEIRO 14 – AULA: MORFOLOGIA DA FOLHA

01. Qual a principal função das nervuras de maior porte e de menor porte das folhas?
02. Enumere os tipos mais frequente de filotaxia encontrados, descrevendo-os e esquematizando-os.
03. Quais hipóteses foram propostas para explicar o padrão de distribuição das folhas nos caules?
04. Cite alguns exemplos de como a forma das folhas reflete adaptações ambientais.
05. O conjunto de pelos e tricomas de qualquer órgão da planta é denominado indumento, a este respeito, conceitue os seguintes tipos de indumento:
 - a. Escabroso
 - b. Híspido
 - c. Pubérulo
 - d. Pubescente
 - e. Seríceo
 - f. Tomentoso
 - g. Velutino
06. A diferença de coloração entre as duas faces da folha é um importante critério taxonômico, a este respeito, explique cada um dos termos referentes a coloração das folhas dispostos abaixo:
 - a. Concolor
 - b. Discolor
 - c. Listrada
 - d. Variegada
07. A respeito das domácias responda o que se pede:
 - a. O que são domácias?
 - b. Qual a sua importância para a taxonomia foliar?
 - c. Cite e explique três tipos de domácias.

08. Relacione as adaptações especiais das folhas e dê exemplos:

a. Estruturas de base foliar

- Lígula - Estípula - Estipélulas - Ócrea

b. Folhas reduzidas

- Catáfilos - Hipsófilos - Escamas

c. Folhas modificadas

- Insetívoras - Utrículos - Gavinhas - Filódio

- Ascídios - Espinhos - Reservantes

10. Escolha uma espécie de planta carnívora e explique como elas captam e digerem alimento.

ROTEIRO 15 – AULA: ANATOMIA DA FOLHA

01. O que são traços foliares?
02. Diferencie os seguintes termos:
 - a. primórdio foliar/primórdio de gema;
 - b. traço foliar/lacuna do traço foliar;
 - c. folha simples/folha composta.
03. Descreva como ocorre o desenvolvimento foliar de uma Eudicotiledônea.
04. Quais as diferenças estruturais que existem entre as folhas de monocotiledôneas e as folhas de outras angiospermas?
05. Represente com um desenho esquemático a disposição dos tecidos vasculares da lâmina foliar dos grupos vegetais abaixo. Indique com legendas explicativas os tecidos presentes em cada uma das ilustrações:
 - a. Pinheiro (*Pinus* sp./Gimnosperma)
 - b. Eudicotiledônea
 - c. Ninféia (Nymphaeaceae)
 - d. Cana-de-açúcar (Poaceae/Panicoideae)
 - e. Bromélia (Bromeliaceae)
06. Caracterize anatomicamente uma folha unifacial de uma folha bifacial.
07. Explique por que o(s) tecido(s) do mesofilo é(são) particularmente adequado(s) à fotossíntese.
08. Diferencie anatomicamente os diferentes tipos fotossintéticos: C3, C4 e CAM.
09. Construa uma tabela em que você compare as estratégias anatômicas adaptativas de uma folha em ambiente xérico e hidromórfico.
10. Estruturalmente, como as folhas de sol diferem daquelas de sombra?
11. Comente acerca a abscisão foliar.

ROTEIRO 16 – AULA: MORFOLOGIA EXTERNA E INTERNA DA FLOR

01. O que é uma flor e quais suas partes constituintes?
02. Faça a distinção entre os seguintes termos:
 - a. Cálice/Corola
 - b. Perianto/Perigônio;
 - c. Estigma/Estilete/Ovário;
 - d. Flor completa/Flor incompleta;
 - e. Androceu/Gineceu.
03. No que diz respeito à composição do perianto o que você tem a dizer das flores das gramíneas.
04. Quais são algumas das variações existentes na estrutura floral?
05. Faça um esquema completo, com legenda, de uma flor hipógina, em que todas as partes florais estão separadas.
06. Faça um esquema completo, com legenda, de um gametófito masculino maduro (grão de pólen germinado) e de um gametófito feminino maduro (saco embrionário) de uma Angiosperma.
07. Qual é o significado da expressão “dupla fecundação” em Angiospermas e quais os produtos desse fenômeno?
08. Quais são as quatro principais tendências evolutivas entre as flores?
09. Evolutivamente, as pétalas aparentemente derivaram de duas fontes diferentes. Quais são elas?
10. Desenhe o diagrama floral e a fórmula floral das seguintes espécies vegetais:
 - a. *Hibiscus* sp. (<http://bit.ly/2Dbj6Ys>)
 - b. *Allamanda* sp. (<https://bit.ly/3qfN1hF>)

Observação: Caso vocês não conheçam a espécie em questão, segue o *link* (em parêntese) que apresenta uma fotografia desta espécie.

11. Classifique as inflorescências quanto a posição e ramificação.
12. A ocorrência de inflorescências unifloras na natureza é bastante restrita. Explique o fenômeno com base na evolução.
13. Dê a definição para os seguintes tipos de inflorescências:

Cacho	Capítulo	Glómérulo	Espiguetas
Umbela	Monásio	Ciátio	Panícula

ROTEIRO 17 – AULA: MORFOLOGIA EXTERNA E INTERNA DO FRUTO

01. Qual a origem do fruto e quais suas partes principais?
02. Quais são algumas das adaptações de frutos em relação a seus agentes dispersores?
03. Faça a distinção entre frutos simples, múltiplos, compostos e complexos, dando exemplo de cada um.
04. Defina partenocarpia. Dê exemplos.
05. Escolha cinco tipos de frutos simples secos deiscentes, definindo-os e exemplificando-os.
06. Escolha cinco tipos de frutos simples secos indeiscentes, definindo-os e exemplificando-os.
07. Quais os principais tipos de frutos simples carnosos indeiscentes? Exemplifique cada um.
08. Que tecidos constituem o epicarpo, o mesocarpo e o endocarpo?

ROTEIRO 18 – AULA: MORFOLOGIA EXTERNA E INTERNA DA SEMENTE

01. Como pode-se definir tecnicamente a semente? Como ela é constituída? Qual sua principal função na natureza?
02. Há diferença na constituição das sementes de Angiospermas e Gimnospermas? Se há, qual seria?
03. Quais as funções do tegumento?
04. De que é constituída a amêndoa?
05. O que é escutelo? Qual (is) o (s) grupo (s) de plantas em que há sua presença característica?
06. Esquematize morfológicamente uma semente de Eudicotiledônea e identifique, com legenda, suas principais partes.
07. Quais as principais diferenças entre os embriões da Angiospermas e Gimnospermas?
08. O que é cotilédone? Qual sua estrutura e função?
11. O endosperma é característico de que grupo vegetal? Qual sua função e constituição genética?
12. Explique o que são sementes com albúmen e sementes sem albúmen e dê exemplos.
13. Como se pode definir germinação da semente? Quais os principais tipos existentes?

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS CONSULTADAS E OUTRAS ÚTEIS NAS ÁREAS DE MORFOLOGIA E ANATOMIA VEGETAL

ABREU MATOS, F. J.; LORENZI, H.; SANTOS, L. F. L.; MATOS, M. E. O; SILVA, M. G. V.; SOUZA, M. P. **Plantas tóxicas**: estudos de fitotoxicologia química de plantas brasileiras. Nova Odessa, SP: Plantarum, 2011. 256 p.

AGAREZ, F. V.; PEREIRA, C.; RIZZINI, C. M. **Botânica**: taxonomia, morfologia e reprodução dos angiospermae - chaves para determinação das famílias. 2.ed. Rio de Janeiro: Âmbito Cultural, 1994. 256 p.

AGUIAR, C. **Arquitetura de plantas**. Bragança: Instituto Politécnico de Bragança, Escola Superior Agrária, 2014. 39p.

AGUIAR, C. **Botânica para Ciências Agrárias e do Ambiente**. Volume I - Morfologia e Função (fasc. 1). Bragança (Portugal): Instituto Politécnico de Bragança, 2013. 95p.

AGUIAR, C. **Botânica para Ciências Agrárias e do Ambiente**. Volume I - Morfologia e Função (fasc. 2). Bragança (Portugal): Instituto Politécnico de Bragança, 2013. 46p.

AGUIAR, C. **Botânica para Ciências Agrárias e do Ambiente**. Volume II - Reprodução e evolução. Bragança (Portugal): Instituto Politécnico de Bragança, 2013. 84p.

AGUIAR, C. **Botânica: para Ciências Agrárias e do Ambiente** - Volume III Sistemática. Bragança: Instituto Politécnico, Escola Superior Agrária, 2013. 90p.

ALMEIDA, M.; ALMEIDA, C. V. **Morfologia da folha de plantas com sementes**. Piracicaba: ESALQ/USP, 2018. 111 p. (Coleção Botânica, 3)

ALMEIDA, M.; ALMEIDA, C. V. **Morfologia da raiz de plantas com sementes**. Piracicaba: ESALQ/USP, 2014. 71 p. (Coleção Botânica, 1)

ALMEIDA, M.; ALMEIDA, C. V. **Morfologia do caule de plantas com sementes**. Piracicaba: ESALQ/USP, 2014. 155 p. (Coleção Botânica, 2)

APPEZZATO-DA-GLÓRIA, B. **Morfologia de Sistemas subterrâneos de plantas**. Belo Horizonte: 3i Editora, 2015. 160p.

APPEZZATO-DA-GLÓRIA, B.; CARMELLO-GUERREIRO, S. **Anatomia vegetal**. 2. ed. Viçosa: Ed. UFV, 2006. 438p.

ARBER, A. **The Natural philosophy of plant forms**. Cambridge: Cambridge University Press, 1950. 247p.

AZEVEDO, A. A.; PICOLI, E. A. T.; SILVA, L. C.; VENTRELLA, M. C.; MEIRA, R. M. S. A.; OTONI, W. C. **Anatomia das espermatófitas**: material de aulas teórico-práticas. Viçosa-MG: EdUFV, 2018. 123p.

BALTAR, S. L. **Manual prático de morfoanatomia vegetal**. São Carlos, SP: RiMa, 2006. 88 p.

BARROSO, G. M.; MORIM, M. P.; PEIXOTO, A. L.; ICHASO, C. L. F. **Frutos e sementes**: morfologia aplicada à sistemática de dicotiledôneas. Viçosa: UFV, 1999. 443 p.

BELL, A. **Plant Form**: an illustrated guide to flowering plant morphology, Portland, London: Timber press, 2008. 431p.

BONA, C.; BOEGER, M. R.; SANTOS, G. O. **Guia Ilustrado de Anatomia Vegetal**. Ribeirão Preto: Holos. 2004. 80p.

BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Secretaria de Defesa Agropecuária. **Glossário ilustrado**

de morfologia/Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Secretaria de Defesa Agropecuária. Brasília: Mapa/ACS, 2009. 410 p.

BRESINSKY, A.; KÖRNER, C.; KADEREIT, J. W.; NEUHAUS, G.; SONNEWALD, U. **Tratado de botânica de Strasburger.** 36 ed. Porto Alegre: Artmed, 2012. 1166p.

CARVALHO, N. M. NAKAGAWA, J. **Sementes:** ciência, tecnologia e produção. 4 ed. Jaboticabal: FUNEP, 2000. 588p.

CARVALHO, P. E. R. **Espécies arbóreas brasileiras.** v.1. Brasília: Embrapa Informação Tecnológica, 2003. 1.039 p. v. 1.

CASTRO, A. S.; CAVALCANTE, A. **Flores da Caatinga.** Campina Grande: Instituto Nacional do Semiárido, 2010. 116p.

CORREA, M. P. **Dicionário das plantas úteis do Brasil.** Rio de Janeiro: Imprensa Nacional, 1978. 316 p. v. 3.

CORTEZ, P. A.; SILVA, D. C.; CHAVES, L. F. **Manual prático de morfologia e anatomia vegetal.** Ilhéus: Editus, 2016. 92p.

COSTA, J. A. S.; NUNES, T. S.; FERREIRA, A. P. L. STRADMAN, M. T. S.; LORENZI, H.; MATOS, F. J. A. **Plantas Medicinais no Brasil** – nativas e exóticas. Nova Odessa (SP): Instituto Plantarum, 2002.

CUTLER, D. F.; BOTHA, T.; STEVENSON, D. W. **Anatomia vegetal:** uma abordagem aplicada. Porto Alegre: Artmed, 2011. 304 p.

CUTTER, G. E. **Anatomia vegetal** - parte I - células e tecidos. São Paulo: Roca, 1986. 304p.

DAMIÃO FILHO, C. F. **Morfologia Vegetal.** 2 ed. Jaboticabal: Ed. FUNEP, 2005.

DURIGAN, G.; NATASHI, A. L. P.; GEISSIANNY, B. A.; JOÃO, B.

B. **Plantas pequenas do Cerrado**: biodiversidade negligenciada. São Paulo: SMA, 2018. 705 p.

ELLIS, B.; DALY, D. C.; HICKEY, L. J.; JOHNSON, K. R.; MITCHELL, J. D.; WILF, P.; WING, S. L. **Manual of leaf architecture**. New York: Cornell University Press, 2009. 190p.

ESAU, K. **Anatomia das plantas com sementes**. São Paulo: Blucher, 1974. 293p.

EVERT, R. F. **Anatomia das plantas de Esaú**: meristemas, células e tecidos do corpo da planta; sua estrutura, função e desenvolvimento. São Paulo: Blucher, 2013.

EVERT, R. F.; EICHHORN, S. E. **Raven**: Biologia vegetal. Tradução Jane Elizabeth Kraus et al. 8. ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2014. 830 p.

FABRICANTE, J. R. **Plantas exóticas e invasoras da Caatinga**. Florianópolis, SC: Bookess, 2013. 51 p. v. 1.

FABRICANTE, J. R. **Plantas exóticas e invasoras da Caatinga**. Florianópolis, SC: Bookess, 2013. 50 p. v. 2.

FABRICANTE, J. R. **Plantas exóticas e invasoras da Caatinga**. Florianópolis, SC: Bookess, 2013. 50 p. v. 3.

FABRICANTE, J. R. **Plantas exóticas e invasoras da Caatinga**. Florianópolis, SC: Bookess, 2014. 50 p. v. 4.

FAHN, A. **Plant Anatomy**. 4 ed. Oxford: Pergamon Press, 1990. 588p.

FAHN, A. **Secretory tissues in plants**. London: Academic Press, 1979. 302p.

FAHN, A.; CUTLER, D. F. **Xerophytes**. Berlin: Gebuder Borntraeger, 1992.

FERRI, M. G. **Botânica**: Morfologia externa das plantas. 15. ed. São Paulo: Nobel. 1983.

FERRI, M. G. **Botânica**: morfologia interna das plantas - anatomia. 9. ed. São Paulo: Nobel, 1999. 112 p.

FERRI, M. G.; MENEZES, N. L.; MONTEIRO, W. R. **Glossário ilustrado de botânica**. São Paulo: Nobel, 1981. 197p.

GOEBEL, G.; SILVEIRA, D.; DECHOUM, M, S.; CASTELLANI, T. T. **Guia sobre plantas nativas ornamentais de restinga**. Florianópolis, SC: UFSC, 2019. 33 p.

GOMES-PIMENTEL, R.; BRAZ, D. M; GERMANO-FILHO, P.; GEVÚ, K. V.; SILVA, I. A. A. **Morfologia de Angiospermas**. Rio de Janeiro: Technical Books, 2017. 224p.

GONÇALVES, E. G.; LORENZI, H. **Morfologia vegetal**: Organografia e dicionário ilustrado de morfologia das plantas vasculares. Nova Odessa (SP): Instituto Plantarum, 2007. 416 p.

GONZÁLEZ, C. C.; AYESTARÁN, M. G. **Atlas Fotográfico de Botânica**, Comodoro Rivadavia: Universitaria de la Patagonia -EDUPA, 2019. 63p.

IBGE - INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA E ESTATÍSTICA. **Manual Técnico da vegetação brasileira**. 2. ed. (revisada e ampliada). Rio de Janeiro: IBGE, 2012. (Manuais Técnicos em Geociências).

JUDD, W. S.; CAMPBELL, C. S.; KELLOGG, E. A.; STEVENS, P. F.; DONOGHUE, M. J. **Sistemática Vegetal**: um enfoque filogenético. 3. ed. Porto Alegre: Artmed, 2009. 632 p.

KINUPP, V. F.; LORENZI, H. **Plantas alimentícias não convencionais (PANC) no Brasil**: guia de identificação, aspectos nutricionais e receitas ilustradas. Nova Odessa (SP): Instituto Plantarum, 2014. 768 p.

KRAUS, J.; ARDUIN, M. **Manual básico de métodos em morfologia vegetal**. Seropédica: EDUR, 1997.

KUHLMANN, M. **Frutos e sementes do cerrado: espécies atrativas para a fauna**. Vol. 1. Brasília: M.K.Press, 2018. 464p.

KUHLMANN, M. **Frutos e sementes do cerrado: espécies atrativas para a fauna**. Vol. 2. Brasília: M.K.Press, 2018. 464p.

LAWRENCE, G. H. M. **Taxonomia das plantas vasculares**. Lisboa: Fundação Calouste Gulbenkian. 1973. 256 p. v. 2.

LEMOS, J. R. **Morfoanatomia de plantas do semiárido**. São Paulo: Blucher Open Acess, 2020. 84p.

LEMOS, J. R.; PINHO, I. F. **Guia ilustrado de plantas da região do Delta do Parnaíba (NE do Brasil)**. São Paulo; Blucher Open Acess, 2020. 92 p.

LEMOS, J. R.; SILVA, I. I. C. **Flores do semiárido**. Curitiba: Editora CRV - Coedição: Teresina: EDUFPI, 2019. 80 p.

LIMA, B. G. **Caatinga: espécies lenhosas e herbáceas**. Mossoró: Ed. UFERSA, 2012.

LORENZI, H. **Árvores brasileiras: Manual de identificação e cultivo de plantas arbóreas nativas do Brasil**. Nova Odessa (SP): Instituto Plantarum, 1992. 385 p. v. 1.

LORENZI, H. **Plantas daninhas do Brasil: terrestres, aquáticas, parasitas e tóxicas**. 4 ed. Nova Odessa (SP): Instituto Plantarum, 2008. 672 p.

LORENZI, H. **Plantas para o jardim no Brasil: herbáceas, arbustivas e trepadeiras**. Nova Odessa (SP): Instituto Plantarum, 2013. 1120 p.

LORENZI, H. **Árvores brasileiras: Manual de identificação e cultivo de plantas arbóreas do Brasil**. Nova Odessa (SP): Instituto Plantarum, 1998. 352 p. v. 2.

LORENZI, H. **Árvores brasileiras**: Manual de identificação e cultivo de plantas arbóreas do Brasil. 4. ed. Nova Odessa (SP): Instituto Plantarum, 2014. 384 p. v. 3.

LORENZI, H.; BACHER, L. B.; TORRES, M. A. V. **Árvores e arvoretas exóticas no Brasil**: madeiras, ornamentais e aromáticas. Nova Odessa (SP): Instituto Plantarum, 2018. 464 p.

LORENZI, H.; SOUZA, H. M.; TORRES, M. A. V.; BACHER, L. B. **Árvores exóticas no Brasil**: madeiras, ornamentais e aromáticas. Nova Odessa (SP): Instituto Plantarum, 2003.

LUCENA, E. M. P. de; MAJOR, I.; BONILLA, O. H. **Frutas da Caatinga cearense**. Fortaleza: EdUECE, 2015. 156 p.

LUCENA, E. M. P. de; MAJOR, I.; BONILLA, O. H. **Frutas do litoral cearense**. Fortaleza: EdUECE, 2011. 112 p.

MACADAM, J. W. **Structure & function of plants**. Ames, Iowa: Wiley-blackwell, 2009. 287p.

MACÊDO, N. A. **Manual de técnicas em histologia vegetal**. Feira de Santana: UEFS, 1997, 68p.

MAIA, G. N. **Caatinga**: árvores e arbustos e suas utilidades. São Paulo: D & Z, 2004. 413 p.

MARTINELLI, G.; MESSINA, T.; SANTOS FILHO, L. **Livro Vermelho da Flora do Brasil**: plantas raras do Cerrado. Rio de Janeiro: Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro: CNCFlores, 2014. 320 p.

MARTINS-DA-SILVA, R. C. V.; SILVA, A. S.; FERNANDES, M. M.; MARGALHO, L. F. **Noções Morfológicas e Taxonômicas para Identificação Botânica**. Belém-PA: Embrapa Amazônica Oriental. 2014. 133 p.

MARZOCA, A. **Nociones básicas de taxonomía vegetal**. San Jose, Costa Rica: Instituto interamericano de cooperación para la agricultura, 1985. 263p.

MAUSETH, J. D. **Plant Anatomy**. Menlo Park: The Benjamin/Cummings Publishing Company, 1988. 560p.

MEDEIROS, J. D. **Guia de campo: vegetação do Cerrado - 500 espécies**. Brasília: MMA/SBF, 2011. 532p. (Série Biodiversidade, 43).

MONTEIRO, S. C.; BRANDELLI, C. L. C. **Farmacobotânica: aspectos teóricos e aplicação**. Porto Alegre: Artmed, 2017. 156p.

MUNHOZ, C. B. R.; EUGÊNIO, C. U. O.; OLIVEIRA, R. C. **Vereda: guia de campo**. Brasília: Rede de sementes do cerrado, 2011. 224p.

NABORS, M. W. **Introdução à botânica**. São Paulo: ROCA, 2012. 680p.

OBERMULLER, F. A.; DALY, D. C.; OLIVEIRA, E. C.; SOUZA, H. F.; OLIVEIRA, H. M.; SOUZA, L. S.; SILVEIRA, M. **Guia ilustrado e manual de arquitetura foliar para espécies madeireiras da Amazônia ocidental**. Rio Branco: G. K. NORONHA, 2011. 111 p.

OLIVEIRA, F.; AKISUE, G. **Fundamentos de farmacobotânica**. 2 ed. São Paulo: Atheneu, 2005. 178p.

OLIVEIRA, F.; SAITO, M. L. **Práticas de Morfologia Vegetal**. 2. ed. Rio de Janeiro: Atheneu, 2016. 134 p.

OLIVERA, D. M. T.; MACHADO, S. R.; STAHL, J. M.; RODRIGUES, T. M. **Álbum didático de anatomia vegetal**. Botucatu-SP: UNESP, 2009. 65p.

PENÃ, J. R. A. **Manual de Histología vegetal**. Madrid: Ediciones Mundi-Prensa, 2011. 326p.

PINHEIRO, A. L. **Fundamentos em taxonomia aplicados no desenvolvimento da dendrologia tropical**. Viçosa-MG: EdUFV, 2014, 278p.

QUEIROZ, L. P. **Leguminosas da Caatinga**. Feira de Santana: Universidade Estadual de Feira de Santana, 2009. 443 p.

RUDALL, P. **Anatomy of Flowering plants: an introduction to structure and development**. 3 ed. Cambridge: Cambridge Press. 145p.

RUZIN, S. E. **Plant Microtechnique and Microscopy**. New York, Oxford: Oxford University Press, 1999.

SAMPAIO, E. V. S. B.; GIULIETTI, A. M.; VIROINCO, J.; ROJAS, C. F. L. G. **Vegetação e Flora da Caatinga**. Associação Plantas do Nordeste (APNE). Centro Nordestino de Informações sobre Plantas (CNIP). Recife, 2002.

SAUERESSIG, D. **Manual de dendrologia**. Irati - PR: Editora Plantas do Brasil, 2017. 150 p.

SILVA, F. H. M.; SANTOS, F. A. R.; LIMA, L. C. L. **Flora polínica das caatingas: Estação Biológica de Canudos (Canudos, Bahia, Brasil)**. Feira de Santana: Micron Bahia, 2016. 120p.

SILVA-JÚNIOR, M. C.; SOARES-SILVA, L. H.; CORDEIRO, A. O. O.; MUNHOZ, C. B. R. **Guia do observador de árvores: tronco, copa e folha**. Brasília: Rede de sementes do Cerrado, 2014. 252p.

SIQUEIRA FILHO, J. A. **Flora das Caatingas do Rio São Francisco: história natural e conservação**. Rio de Janeiro; Andrea Jakobson Estudio, 2012. 552p.

SIQUEIRA FILHO, J. A.; MEIADO, M. V.; RABBANI, A. R. C.; SIQUEIRA, A. A.; VIEIRA, D. C. M. **Guia de Campo de árvores das caatingas**. Vol. 2. Curitiba: Progressiva, 2013. 67p.

SOLEREDER, H. **Systematic anatomy of dicotyledons**. Oxford: Clarendon Press, v. 1, 1908.

SOUSA, V. C.; LORENZI, H. **Botânica sistemática**: Guia ilustrado para identificação de Fanerógamas nativas e exóticas no Brasil, baseado em APG IV. Nova Odessa (SP): Instituto Plantarum, 2019, 768 p.

SOUZA, L. A. **Anatomia do fruto e da semente**. Ponta Grossa: UEPG, 2006. 200 p.

SOUZA, L. A. **Morfologia e anatomia vegetal**: células, tecidos, órgãos e plântulas. Ponta Grossa: UEPG, 2009. 259 p.

SOUZA, L. A.; ROSA, S.M.; MOCHESTA, I. S.; MOURÃO, K. S.; RODETA, R. A.; ROCHA, D. C. **Morfologia e anatomia vegetal**: técnicas e práticas. Ponta Grossa: UEPG, 2005. 194 p.

SOUZA, V. C.; FLORES, T. B.; COLLETTA, G. D.; COELHO, R. L. G. **Guia das plantas do cerrado**. Piracicaba: Táxon Brasil, 2018. 584p.

SOUZA, V. C.; FLORES, T. B.; LORENZI, H. **Introdução à botânica**: morfologia. Nova Odessa (SP): Plantarum, 2013. 223 p.

SOUZA, V. C.; LORENZI, H. **Botânica sistemática**: guia ilustrado para identificação das famílias de Angiospermas da flora brasileira, baseado em APG IV. 4 ed. Nova Odessa (SP): Plantarum, 2019. 767 p.

THOMAZ, L. D.; DUTRA, V. F.; CHAGAS, A. P.; IGLESIAS, D. T. **Morfologia Vegetal**. 2. ed. Espírito Santo: EDUFES, 2019.

THOMAZ, L. D.; SILVA, C. T. M.; PETERLE, P. L.; DUTRA, S. S.; LORENCINI, T. S. **Morfologia Vegetal**: organografia. Vitória-ES: EdUFES, 2009. 139p.

VANNUCCI, A. L.; REZENDE, M. H. **Anatomia vegetal**: noções básicas. Goiânia: edição do autor, 2003. 190p.

VIDAL, W. N.; VIDAL, M. R. R. **Botânica**: Organografia; quadros sinóticos ilustrados de fanerógamos. 3. ed. (2ª reimpressão). Viçosa: UFV, 1990. 114p.

OBERMÜLLER, F. A.; DALY, C. D.; OLIVEIRA, E. C.; SOUZA, H. F. T. P.; OLIVEIRA, H. M.; SOUZA, L. S.; SILVEIRA, M. **Guia ilustrado e manual de arquitetura foliar para espécies madeiras da Amazônia Ocidental**. Rio Branco: G. K. Noronha, 2011. 101p.

ÍNDICE REMISSIVO

A

Acervo didático	10, 11, 17
Anatomia	6, 17, 21, 32, 35, 36, 39, 42, 44, 48, 50, 51, 54, 55, 56, 63, 64, 65, 67, 68, 70, 89, 90, 96, 102, 104, 107
Angiospermas	18, 40, 42, 47, 48, 50, 53, 54, 55, 63, 65, 68, 71, 78, 87, 89, 92, 93, 94, 107, 109, 112
Atividades complementares	36, 38, 41, 42, 45, 47, 51, 53, 56, 58, 59, 61, 63, 67, 69, 75, 86, 89, 90
Atividades práticas	9, 35, 66, 83
Azul de Astra	25, 28, 29, 30

B

Bordo (do limbo)	27, 29, 31, 58, 59, 61
------------------	------------------------

C

Campo	11, 17, 41, 78
Carpoteca	11

Caule	10, 18, 19, 22, 39, 41, 53, 54, 55, 56, 68, 69, 70, 78, 79, 83, 98, 100, 103, 104, 105
<i>Charriot</i>	15
Colênquima	99
Condensador	9, 15, 16
Corante	24, 25, 26, 28, 30, 31, 33, 45, 50, 55, 65, 68, 96
Crescimento primário	54, 102, 104
Crescimento secundário	100, 102
Cutícula	45
D	
Diafragma	15, 16
Díclina	74
Dispersão	95
Dissecção	71
E	
Embrião	88, 91, 92
Epiderme	44, 45, 51, 56, 66, 99
Esclerênquima	99
Estômato	45, 46, 84, 99
Estróbilo	37
Estruturas foliares	11, 22, 59, 69

Eudicotiledôneas	18, 40, 41, 44, 48, 50, 51, 54, 55, 63, 65, 89, 92, 94, 100
Exsicata	11, 59
F	
Fanerógamas	91, 92
Floema	100
Flor	9, 10, 71, 72, 74, 75, 76, 77, 78, 81, 82, 84, 89, 94, 109
Folha	9, 10, 18, 21, 30, 32, 37, 39, 41, 44, 45, 46, 57, 58, 59, 60, 61, 62, 63, 65, 66, 68, 69, 70, 78, 79, 83, 98, 105, 106, 107
Fotografia	11, 110
Fruto	10, 11, 85, 86, 94, 110
G	
Gimnospermas	37, 38, 39, 83, 92, 93, 112
Glicerina	26, 27, 29, 31, 50, 55, 65, 68
H	
Herbário	34
Histoquímico	20, 25, 26, 96
L	
Laboratório	6, 9, 10, 11, 16, 17, 30, 66, 85
Lâmina de barbear	19, 45, 50, 55, 65, 68, 87

Lâmina foliar	22, 46, 65, 66, 107
Lâmina histológica	27, 39, 42, 48, 54, 63, 89
Laminar	22, 24,
Laminário	42, 48, 54, 63, 89
Limbo	58, 59, 61, 62, 79
Longitudinal	21, 22, 23, 39, 73, 82
Lugol	25

M

Mão livre	19, 20, 27, 29, 30, 66
Material herborizado	10
Microscópio estereoscópio	10, 11, 39, 40, 47, 53, 58, 61, 85
Monóclina	74
Monocotiledôneas	18, 31, 33, 40, 41, 44, 48, 50, 54, 55, 63, 65, 89, 92, 94, 107
Morfologia	6, 36, 47, 53, 57, 60, 78, 85, 86, 87, 96, 101, 103, 105, 109, 112

O

Objetiva	9, 13, 14, 15, 16
Ocular	13, 14, 15
Órgão reprodutivo	89

P

Paradérmico	21, 22, 25, 30, 45, 46
Parênquima	99
Placa de Petri	19, 24, 45, 50, 55, 65, 68, 85
Polinização	76, 94, 95
Prensa	11

R

Radial	22, 23, 39
Raiz	10, 33, 35, 47, 48, 50, 51, 78, 79, 83, 100, 101, 102, 103, 104

S

Safranina	25, 28, 29, 31, 32
Semente	10, 11, 37, 68, 69, 86, 87, 88, 93, 95, 104, 112

T

Tangencial	22, 23, 39
Taxonomia	17, 105
Transversal	21, 23, 39, 65, 66

X

Xilema	102
--------	-----

SOBRE OS AUTORES

Jesus Rodrigues Lemos

Professor do Curso de Ciências Biológicas da Universidade Federal do Delta do Parnaíba-UFDPAr (anterior UFPI/*Campus* Ministro Reis Velloso), desde março de 2007. Possui Graduação em Ciências Biológicas pela Universidade Federal do Piauí, Mestrado em Biologia Vegetal pela Universidade Federal de Pernambuco, Doutorado em Ciências Biológicas (Botânica) pela Universidade de São Paulo e Pós-Doutorado no *Royal Botanic Gardens, Kew*, Londres. Desenvolve pesquisas com as linhas Florística, Fitossociologia, Fitogeografia e Etnobotânica da vegetação do semiárido brasileiro e Ensino de Botânica.



Bruno Edson-Chaves

Licenciado (2008) e bacharel (2010) em Ciências Biológicas pela Universidade Estadual do Ceará, mestre em Botânica pela Universidade de Brasília (2012), e doutorando de Ciências Biológicas (Botânica) pela Universidade de São Paulo. Desde 2016 é professor de Botânica do Curso de Ciências Biológicas da Faculdade de Educação, Ciências e Letras de Iguatu (FECLI) da Universidade Estadual do Ceará (UECE), sendo atualmente professor Assistente. Desde 2012 também ministra aulas no Curso de Ciências Biológicas EaD da UECE e desde 2017 é coordenador do Laboratório de Ensino e Pesquisas em Biologias da FECLI. É Coordenador do Núcleo de Especialistas em Anatomia Vegetal da Sociedade Botânica do Brasil (2021-2023), divulgador científico pelo canal do YouTube AnatoEncontros e da página [anatomiavegetal_sbb](#) no Instagram. Os principais campos de pesquisa são: Anatomia Vegetal, Arborização Urbana, Etnobotânica, Ensino de Botânica e Interações entre a Botânica e a Arte; tendo escrito livros e publicado regularmente estudos em periódicos de circulação nacional e internacional.



Dada a importância geral da Morfologia e da Anatomia Vegetal na formação de profissionais na área de Ciências Biológicas, quer sejam licenciandos ou bacharelados, e em vários outros Cursos de Graduação que apresentam estas disciplinas, este material didático pedagógico pretende vir a contribuir com um melhor aprendizado e/ou aperfeiçoamento de definições vistas em aulas teóricas, viabilizando a introjeção de informações eventualmente abstratas ou distantes.

Além de vários experimentos disponíveis, muitos dos quais podem, inclusive, ser desenvolvidos facilmente em sala de aula, há também, para vários temas, sugestões de leituras (na forma de *links*) para complementação das informações (principalmente artigos), vídeos e curiosidades adicionais relacionadas ao respectivo assunto, além de sugestões de atividades que podem ser utilizados para uma aprendizagem mais ativa dos estudantes. Ainda, ao final, há roteiros direcionados a cada tema abordado, sendo estes apenas um incentivo inicial a um aprofundamento e sedimentação da informação, visando uma aprendizagem significativa.



ISBN: 978-65-5904-158-9



9 786559 104158 9