

MANUAL DE PROCEDIMENTO OPERACIONAL PADRÃO

Ecologia

Brasília - DF
2022

APRESENTAÇÃO

O laboratório de Ecologia se insere na área das Ciências Biológicas, com finalidade de ser espaço para atender disciplinas com aulas práticas, cujo foco seja uma das sub-áreas da Ecologia: Ecologia de Comunidades e Populações, Ecologia de Ecossistemas, Ecologia de Solos, Tópicos Avançados em Ecologia, Tópicos Avançados em Botânica, Métodos de Campo em Biologia, Ecologia de Ecossistemas Aquáticos, Biologia da Conservação, Biomas Brasileiros, Biologia Marinha, Limnologia, Bioestatística, Inventários e Coleções Biológicas, entre outras.

Para Tanto, o laboratório dispõe de estrutura básica para desenvolvimento de aulas e equipamentos e materiais para aulas de campo, mais comuns dentro da área da Ecologia.

Além do atendimento às disciplinas obrigatórias e optativas, existem demandas de utilização em outras duas linhas distintas: projetos de pesquisa e prestação de serviços de consultoria. O Laboratório de Ecologia abriga ainda o GEEA – Grupo de Estudos de Ecossistemas Aquáticos, grupo de pesquisa cadastrado no CNPq.

O Laboratório de Ecologia está localizado no Campus I da Universidade Católica de Brasília, no Bloco São Gaspar Bertoni, sala M329. Conta com uma área total de 78,83m², dividida em área de uso comum (com bancadas, pias, tanques, capela, chuveiro de emergência, armários e mobiliário) e interlab. (com bancadas e armários e material de uso mais restrito – material bibliográfico, equipamentos de projetos de pesquisa).

Sumário

1 – OBJETIVO.....	4
2 – RESPONSABILIDADE	4
✓ 2.1 CURSOS QUE UTILIZAM O LABORATÓRIO:	4
✓ 2.2 PESSOAS ENVOLVIDAS DIRETAMENTE COM O LABORATÓRIO:	4
3 – NORMAS DO LABORATÓRIO	5
4 - ATIVIDADES DESENVOLVIDAS.....	6
✓ AULAS PRÁTICAS	10
5 - PROCEDIMENTOS	10
✓ 5.1 EQUIPAMENTOS DE PROTEÇÃO INDIVIDUAL - EPI	10
✓ 5.2 EQUIPAMENTOS DE PROTEÇÃO COLETIVA - EPC	10
✓ 5.3 HIGIENIZAÇÃO/DESINFECÇÃO	11
✓ 5.4 OPERAÇÕES DOS EQUIPAMENTOS	11
2.6.1 Microscópio comum	11
2.6.2 Lupa/estereomicroscópio	12
2.6.3 Microscópio invertido	12
2.6.4 Oxímetro.....	12
2.6.5 Condutivímetro.....	13
2.6.6 Luxímetro/ Anemômetro/ Higrômetro (Multimedidor)	14
2.6.7 PHmetro	14
2.6.8 GPS.....	15
2.6.9 Capela de exaustão	15
2.6.10 Freezer horizontal.....	15
2.6.11 Máquina digital	16
2.6.12 Balança de Precisão.....	16
2.6.13 Draga de Eckman (campo);	16
2.6.14 Bomba a Vácuo	17
2.6.15 Bloco Digestor.....	17
2.6.16 Forno Mufla	17
2.6.17 Agitador de Peneiras.....	18
✓ 5.5 TÉCNICAS REALIZADAS NO LABORATÓRIO	18
Triagem de Macroinvertebrados Bentônicos	18
Determinação de Nutrientes no Sedimento.....	20
✓ 5.6 MANUSEIO DE PRODUTOS QUÍMICOS	24
✓ 5.7 COLETAS, ACONDICIONAMENTO E RECOLHIMENTO DOS RESÍDUOS	24
6 - CONDUTAS A SEREM ADOTADAS EM CASOS DE ACIDENTES.....	25
✓ 6.1 CONTATOS DE EMERGÊNCIA	25
7 – ANEXOS.....	26
8 - REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	47

EMISSÃO		Data:
		02/04/2018
Elaboração: João Lucas Franco de Lemos	Assinatura ou Rubrica	Data: 02/04/2018
Revisão: Chesterton Ulysses Orlando Eugênio	Assinatura ou Rubrica	Data: 02/04/2018
Aprovação: Chesterton Ulysses Orlando Eugênio	Assinatura ou Rubrica	Data: 02/04/2018

1 – OBJETIVO

Descrever de forma simples e objetiva as técnicas, atividades e operações realizadas no laboratório.

2 – RESPONSABILIDADE

2.1 Cursos que utilizam o laboratório:

Regular

- Ciências Biológicas
- Engenharia Ambiental

Eventual

- Química

2.2 Pessoas envolvidas diretamente com o laboratório:

- Coordenador do laboratório

- Chesterton Ulysses Orlando Eugênio

- Técnicos:

- João Lucas Franco de Lemos

2.3 Plano de avaliação periódica dos espaços

A verificação dos laboratórios é feita diariamente pelo técnico que identificando algum problema de infraestrutura abrirá um chamado via sistema SISPREL para que a equipe de manutenção providencie os reparos necessários.

2.4 Plano de manutenção e guarda patrimonial

Anteriormente ao início do semestre a limpeza dos equipamentos e geladeiras são feitos, e se necessário, as calibrações internas de equipamentos específicos sempre no início e no fim dos semestres afim de preparar os equipamentos para início das aulas práticas.

2.5 Plano de limpeza e organização

O piso é limpo todos os dias pelos servidores do serviço de limpeza e conservação, conforme escala estabelecida pela gestão de Higienização da UCB.

As bancadas são limpas com sabão neutro e álcool 70° no início e ao término de todas as aulas. Equipamentos e materiais são encaminhados para a limpeza e desinfecção ao término de cada aula (ex: tubos de ensaio, espátulas, almotolias etc.), primeiramente ficam por cerca de 24h de molho em solução de cloro a 1%, em seguida são enxaguados e lavados normalmente com sabão neutro e novamente enxaguados com água corrente e preferivelmente pelo menos três enxagues com água destilada. No caso de derramamento fluidos biológicos dentro de equipamentos (centrífugas, estufas etc.) deve imediatamente ser descontaminados com hipoclorito 1% e em seguida passar álcool 70%.

O laboratório possui identificações quanto ao que está em cada armário e gaveta, bem como os riscos químicos e biológicos.

2.6 Plano de atualização dos equipamentos

Anualmente ocorre uma previsão orçamentária de Investimentos para o laboratório, seu grau de importância e urgência.

2.7 Agendamento de aulas práticas

Ao início do semestre é solicitado aos professores que utilizam os laboratórios, bem como os coordenadores dos cursos, os planos de ensino com as datas e roteiros das práticas. O agendamento é solicitado por email para o reservasala@ucb.br e são acompanhadas via sistema VBI.

- Não é permitida a presença de pessoas não autorizadas no laboratório.
- A chave do laboratório está na responsabilidade do técnico do laboratório e somente será liberada aos alunos e pesquisadores que tiverem autorização.
- É obrigatório o uso de EPI – *Equipamento de Proteção Individual* (jaleco, sapato fechado, e luvas sempre durante a realização de qualquer procedimento além de gorro e máscara caso se faça necessário) dentro do laboratório (Portaria da reitoria nº 143 NR06).
- Todos os alunos que utilizarem o laboratório devem ser orientados pelo professor e técnico quanto ao seu funcionamento antes do início das atividades no laboratório.
- É proibida a entrada e o consumo de qualquer tipo de alimento ou bebida.
- Após os procedimentos realizados no laboratório o aluno deverá deixá-lo limpo e organizado, e verificar se desligou todos os equipamentos que utilizou.

4 - ATIVIDADES DESENVOLVIDAS

Projeto: Cerrados do Planalto Central : Estrutura, dinâmica e processos ecológicos - Ecosistemas Aquáticos: Estrutura de comunidades, biomonitoramento, qualidade da água e sedimentos -PELD fase 3

Descrição: Trata-se da 3ª fase do projeto PELD, Programa Ecológico de Longa Duração, financiado pelo CNPq, CAPES e FAPs. O Grupo de Estudos de Ecosistemas Aquáticos da Universidade Católica de Brasília vem participando de todas as fases do PELD, desde o estabelecimento do sítio do Distrito Federal, em 2010. O sítio PELD está localizado na APA Gama e Cabeça de Veado, DF, que contém algumas unidades de conservação e corpos d'água de excelente qualidade, tais como riachos e lagoas. Em função da proteção provida a esses ecossistemas aquáticos, a APA é uma área estratégica para estudos de longa duração. Para a nova fase do PELD, a proposta está centrada nas seguintes metas: 1. Monitorar as variáveis físicas e químicas da água e sedimentos em escala sazonal (estação de seca, chuva e transições) e acompanhar eventos atípicos em sistemas lóticos; 2. Monitorar a comunidade de macroinvertebrados

bentônicos em escalas sazonais, em sistemas lóticos; 3. Investigar a estrutura trófica da comunidade de macroinvertebrados bentônicos em sistemas lóticos e sua potencial relação com eventos hidrológicos e fontes de energia; 4. Avaliar o efeito top-down e da estrutura de habitat nos atributos ecológicos de consumidores primários em sistemas lênticos; 5. Avaliar o uso de fósforo pelo perifíton em sistemas lênticos ultraoligotróficos; 6. Construir modelos tridimensionais de ecossistemas aquáticos para fins didáticos e de divulgação científica. Além da manutenção das atividades de monitoramento e coleta de dados abióticos e bióticos em riachos e lagoas, o projeto avança na parte experimental e na difusão do conhecimento técnico-científico para a sociedade, especialmente na sensibilização da população local e de estudantes de ensino médio e fundamental. Os principais produtos da proposta estão relacionados ao treinamento de recursos humanos (especialmente estudantes de graduação da UCB), produção de banco de dados e imagens de séries temporais, que contribuirão para apoio à gestão das áreas de conservação, apresentação de trabalhos em eventos, produção de artigos científicos, exposições, produção de material didático. Os dados obtidos pelos sítios PELD compõem um esforço internacional (LTER), do qual o Brasil é participante oficial, para obtenção e partilha de dados ecológicos em escalas temporais longas, visando uma melhor compreensão dos efeitos de distúrbios, eventos climáticos extremos e dinâmica dos ecossistemas. O projeto tem previsão de duração de 48 meses e é uma parceria entre Universidade de Brasília, Universidade Católica de Brasília, Embrapa, ICMBio, Jardim Botânico de Brasília, Reserva Ecológica do IBGE.

Projeto: Abrindo as janelas do CERRADO: vegetação herbácea- arbustiva do Cerrado com potencial ecológico e paisagístico

Descrição: O estrato herbáceo-arbustivo do Cerrado destaca-se pela imensa riqueza e importância na preservação dos sistemas naturais, bem como pela beleza cênica proporcionada por diversidade de cores, alturas e formas próprias das diferentes espécies. Várias dessas espécies, além de beleza e importância na composição paisagística, têm papel importante em processos de recuperação de áreas degradadas e recomposição da vegetação antropizada. Contudo, existem lacunas sobre aspectos

quanto a germinação de sementes, crescimento e desempenho de espécies herbáceas e arbustivas nativas do Cerrado para produção em escala que viabilize sua aplicação como alternativa em paisagismo urbano e recuperação de áreas degradadas. Este projeto propõe como objetivo geral avançar no conhecimento sobre a propagação e o uso de espécies herbáceo-arbustivas do Cerrado com potencial ecológico na recomposição florística de áreas degradadas e na utilização paisagística em áreas urbanas. Sendo os objetivos específicos: 1) Caracterizar os processos germinativos e de propagação de espécies herbáceo-arbustivas do Cerrado no Distrito Federal; 2) Fornecer informações para normatização e certificação de laboratórios de sementes nativas para comercialização; 3) Incorporar espécies herbáceo-arbustivas do Cerrado no paisagismo urbano, a partir de análise paisagística, das configurações diferenciadas e potenciais dos sistemas de espaços livres em acolher uma estrutura vegetal urbana harmônica com o Cerrado; 4) Avaliar o desenvolvimento inicial de espécies herbáceo-arbustivas do Cerrado com potencial para a recomposição florística de áreas degradadas; 5) Formar recursos humanos para coleta, beneficiamento, germinação e propagação de espécies herbáceo-arbustivas do Cerrado no Distrito Federal. 6) Elaborar manual para divulgação e identificação de propágulos/plântulas de espécies herbáceo-arbustivas do Cerrado com potencial para a recomposição florística de áreas degradadas e paisagístico, com particular foco em estudantes, professores e membros da sociedade organizada do Distrito Federal. Para alcançar os objetivos serão utilizadas sementes de matrizes e/ou populações de matrizes georreferenciadas fornecidas pela Rede de Sementes do Cerrado, assim como serão realizadas campanhas de coleta e marcação de novas matrizes em áreas naturais do Distrito Federal, para aumentar a riqueza de espécies exploradas e diversidade genética do material. O estudo da germinação seguirá as Regras de Análise de Sementes do Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento com adequações para espécies nativas nos laboratórios de Botânica e do Hortobôtanico da Universidade Católica de Brasília. Os resultados encontrados servirão como base para caracterização paisagística das espécies estudadas e construção do manual para divulgação e identificação de propágulos/plântulas de espécies herbáceo-arbustivas do Cerrado com potencial para a recomposição florística de áreas degradadas e no paisagismo urbano. Importante enfatizar que o projeto contará com a colaboração de

outras instituições de ensino como o Instituto Federal de Brasília campus Samambaia, além das associações como: Associação dos Produtores do Núcleo Rural de Taguatinga; Núcleo Associação Brasileira de Arquitetos Paisagistas do Distrito Federal; Associação Brasiliense dos Produtores de Flores e Plantas; e outros colaboradores como Rede de Sementes do Cerrado e o Jardim Botânico de Brasília.

Projeto: Caracterização e conservação da herpetofauna de áreas úmidas do Distrito Federal: a Importância da Conectividade da Paisagem na Variabilidade Genética das Populações - HERPETODF

Descrição: A ausência de uma política de conservação efetiva causada, principalmente, pela falta de informações básicas e planejamento não sistematizado de criação e manejo de unidades de conservação é responsável pela extinção e declínio de muitas espécies no mundo todo. O Brasil abriga uma das maiores diversidade de anfíbios e lagartos no mundo. Estes dois grupos taxonômicos constituem excelentes modelos para a análise de comunidades biológicas e são indicadores da qualidade do ambiente de forma geral, pois apresentam alto grau de endemismo e encontram-se globalmente ameaçados, com populações em franco declínio distribuídas por todo o mundo e com significativa concentração na região neotropical. O Cerrado é uma das áreas prioritárias para conservação no planeta, mas poucas ações de conservação vêm sendo aí realizadas. O Distrito Federal (DF) representa um microcosmo ecológico, uma síntese dos processos de alteração que se podem observar no Cerrado, representando o que será todo o bioma num futuro relativamente próximo. As áreas sazonalmente úmidas do Cerrado (campos úmidos e veredas) abrigam uma herpetofauna diversificada e extremamente seletiva com relação ao hábitat. Considerando o avançado processo de ocupação humana e perda de habitats naturais no bioma e a falta de conhecimento sobre a fauna de anfíbios e lagartos nas regiões úmidas de Cerrado, o presente projeto tem como objetivo geral, caracterizar as comunidades de anfíbios e lagartos presentes nestas áreas e avaliar a conectividade entre elas visando prever o impacto de alterações presentes e futuras sobre estas comunidades. Para tanto, serão estimadas (1) a riqueza de espécies e a abundância destes grupos e (2) a ocorrência destas espécies em outras áreas do Distrito Federal será modelada, identificando áreas para novos inventários; (3) serão

identificados os principais fatores da paisagem associados à distribuição das espécies; (4) será gerado um banco de dados moleculares para análises posteriores em estudos comparativos; (5) como modelo, será examinada a estrutura genética das populações de duas espécies visando verificar a diversidade genética e a existência de fluxo gênico entre elas; (6) será investigada a relação entre a conectividade das populações e a composição da paisagem; e, por fim, (7) serão propostas medidas para aumentar a conectividade da paisagem e a eficiência do sistema de UCs do Distrito Federal para a manutenção das espécies presentes em ambientes úmidos. Apesar da ocupação humana e consequente fragmentação severa de habitats no Brasil Central nas últimas décadas, poucos estudos que envolvam aspectos de diversidade genética e fluxo gênico foram realizados para vertebrados no Distrito Federal.

Projeto: Identificação e monitoramento da população de Capivaras do Lago Paranoá - Brasília, Distrito Federal, Brasil.

Parcerias: Secretaria do Meio Ambiente, Universidade Católica de Brasília

Financiador: Fundo Nacional do Meio Ambiente

Aulas Práticas

Os protocolos das aulas práticas serão inseridos nos anexos.

5 - PROCEDIMENTOS

5.1 Equipamentos de Proteção Individual - EPI

- Para manipulação de reagentes: Jaleco, óculos, luvas e máscara.
- Para lavagem de Pantaneiras: avental.
- Para coletas em campo: perneira, pantaneira e botas.
- Para retirada de materiais quentes do forno mufla e estufas: luvas térmicas e tenaz.

5.2 Equipamentos de Proteção Coletiva - EPC

- Capela de exaustão para o manuseio de reagentes químicos.

5.3 Higienização/Desinfecção

- O piso é limpo uma vez ao dia pelos servidores do serviço de limpeza e conservação.
- As bancadas são limpas com sabão e álcool 70° ao término de todas as aulas.
- Equipamentos e materiais são lavados ao término de cada aula.

5.4 Operações dos equipamentos

A seguir, as instruções para uso dos principais equipamentos disponíveis no laboratório de Ecologia.

2.6.1 Microscópio comum

1. Antes de ligá-lo, verificar a voltagem do microscópio (110 ou 220 V);
2. Descubra e dobre a capa do aparelho, coloque-a de lado;
3. Verifique se a fonte de luz está na intensidade mínima; se não estiver coloque;
4. Ligue o microscópio;
5. Se for utilizar óleo de imersão, consulte seu orientador;
6. Só utilize o óleo na objetiva de 100X;
7. Após o uso do óleo limpe a objetiva com um pano macio e etanol absoluto;
8. Após o uso do microscópio limpe a superfície da platina;
9. Ao terminar suas atividades com o microscópio, abaixe a mesa;
10. Volte para a objetiva de 4X (menor aumento);
11. Diminua a intensidade de luz;
12. Desligue o microscópio;
13. Desconecte a tomada da energia elétrica;
14. Cubra o microscópio;
15. Se acontecer qualquer imprevisto, comunique ao professor responsável ou ao técnico do laboratório.

2.6.2. Lupa/estereomicroscópio

01. Antes de ligá-lo, verificar a voltagem da lupa (110 ou 220 V).
02. Descubra e dobre a capa do aparelho, coloque-a de lado;
03. Ligue a lupa;
04. Após o uso da lupa limpe-a;
05. Desligue a lupa;
06. Desconecte a tomada da energia elétrica;
07. Cubra a lupa;
08. Se acontecer qualquer imprevisto, comunique ao professor responsável ou ao técnico do laboratório.

2.6.3 Microscópio invertido

Operação:

1. Coloque as objetivas em ordem crescente no revólver;
2. Coloque a iluminação na parte superior padrão;
3. Coloque o cabo de alimentação;
4. Ligue o equipamento;
5. Regule a iluminação de acordo com o necessário;
6. Coloque a lâmina com a amostra e prenda com a pinça;

2.6.4 Oxímetro

Procedimento de calibração:

1. Assegure-se que a esponja dentro do instrumento esteja úmida. Insira a sonda na câmara, não encostar na esponja;
2. Ligue o instrumento pressionando o botão ON/OFF. Espere que as leituras de OD e Temperatura se estabilizem (usualmente 15 minutos são necessários após a partida do instrumento);
3. Para entrar no menu de calibração, use dois dedos e pressione e solte ao mesmo tempo os botões SETA PARA CIMA e SETA PARA BAIXO;

4. O mostrador pede a altitude do local. Use as setas para aumentar ou diminuir a altitude. Quando a altitude apropriada aparecer no mostrador pressione ENTER;
5. A palavra CAL vai aparecer no canto esquerdo da tela, no canto direito baixo vai aparecer o valor de OD relativo a última calibração. Acima vai aparecer o valor da leitura de OD, quando a leitura do valor de OD estabilizar, pressione ENTER;
6. Agora o mostrador irá solicitar a entrada de salinidade da amostra que será analisada. Pode-se entrar com qualquer número entre 0 e 40 ppt (partes por mil). Use as setas para aumentar ou diminuir o valor da salinidade. Quando a salinidade apropriada aparecer no display (zero para água doce), pressione o botão ENTER. A calibração estará completa e o medidor volta automaticamente para o modo de leitura, registre o valor em mg/L e compare com o valor mostrado na tabela, considerando a pressão atmosférica e a temperatura; se os valores forem próximos, o medidor está calibrado.

Realizando medições:

O oxímetro possui 2 modos de leitura:

Porcentagem de saturação – medida de oxigênio dissolvido em porcentagem de saturação, leva em conta fatores como altitude e pressão. A medida é dada em %.

A temperatura é mostrada em ambos os modos, para tanto, pressione “MODE” para mudar o modo de leitura.

2.6.5 Condutivímetro

Calibração:

Ligar o aparelho na tecla ON/OFF e esperar 60” para estabilizar.

Lavar o eletrodo com água destilada;

Introduzir o eletrodo na solução de calibração 1mS/cm e pressionar ao mesmo tempo as setas ↑↓;

Aparece a palavra CAL;

Aumentar 1000μS/cm com as setas ↑↓

Pressionar ENTER;

Aparecerá SAVE;

Concluída a calibração.

2.6.6 Luxímetro/ Anemômetro/ Higrômetro (Multimedidor)

Não é preciso calibrar o aparelho.

Bateria 9 V.

Medição da velocidade do ar:

1. Ligue o instrumento pressionando o botão POWER;
2. Selecione a função Anemômetro pressionando o botão de FUNÇÃO;
3. Pressione o botão UNIDADE?ZERO para selecionar a unidade desejada e aponte o sensor de fluxo de ar para a fonte de vento;
4. Aguarde a leitura se tornar estável e leia o valor indicado no display.

Medição de umidade temperatura ambiente:

1. Ligue o instrumento pressionando o botão POWER;
2. Selecione a função de umidade relativa pressionando o botão de FUNÇÃO;
3. O valor de leitura da umidade relativa e temperatura serão exibidos no display LCD;
4. Quando o instrumento for transferido para outro ambiente, aguarde alguns instantes até a leitura se tornar estável.

Medição de luminosidade:

1. Ligue o instrumento pressionando o botão ENTER;
2. Selecione a função de medição de luminosidade pressionando o botão de FUNÇÃO até o valor de luminosidade ser exibido. Os dígitos do luxímetro são orientados 180° dos dígitos das outras funções para fácil leitura;
3. Pressione o botão LUX/Ft-Cd para selecionar a unidade desejada.

2.6.7 PHmetro

Calibração:

Ligar o aparelho na tecla;
Retirar a camisinha do eletrodo;
Lavar o eletrodo com água destilada;
Limpar o eletrodo com papel toalha;
Introduzir o eletrodo na solução de calibração pH 7,0 e pressionar a tecla CAL e ENTER;
Introduzir o eletrodo na solução de calibração pH 4,0 e pressionar a tecla ENTER;
Aparecerá a 3 solução, pressionar EXIT e ENTER;
Calibração concluída.

2.6.8 GPS

Colocar as pilhas no compartimento, observando a posição dos polos (positivo/negativo);
Ligar/Desligar: Botão ☀
Verificação das pilhas: o tracejado preto indica a quantidade de carga nas pilhas.
Esperar o GPS dar as coordenadas
Marcar o ponto;
Desligar o GPS.

2.6.9 Capela de exaustão

Ligar o motor da capela no interruptor que será usada (o interruptor encontra-se a esquerda da capela);
Colocar o material a ser trabalho dentro da capela;
Fechar a guilhotina da capela;
A capela está pronta para ser usada;
Ao finalizar o trabalho na capela, desligue o interruptor da capela.

2.6.10 Freezer horizontal

Recomendações:
Ao ligar na tomada verificar se está em 220 V.
Sempre verificar se a porta esta fechada.

Não mexer no regulador de temperatura (temperatura ideal).

2.6.11 Máquina digital

Coloque as pilhas no compartimento, observando a posição dos polos (positivo/negativo);

Utilizar o cabo USB para baixar fotos e vídeos.

2.6.12 Balança de Precisão

1. Ligue o aparelho na tomada.
2. Descubra e dobre a capa do aparelho, coloque-a de lado;
3. Ligue a Balança no botão ligar; 
4. Aguarde 30 min. para a balança esquentar;
5. Observe a capacidade máxima suportada;
5. Após o uso da limpe-a;
6. Desligue-a;
7. Desconecte a tomada da energia elétrica;
7. Cubra-a;
8. Se acontecer qualquer imprevisto, comunique ao professor responsável ou ao técnico do laboratório.

2.6.13 Draga de Eckman (campo):

1. Retire a Draga cuidadosamente da caixa.
2. Arme com muito cuidado puxando os cabos de aço e prendendo os engates nas travas;
3. Estique a corda;
4. Segure o mensageiro;
5. Manuseie o equipamento o mais distante do corpo possível, evitando acionamento acidental;
6. Libere o equipamento na água a bordo da embarcação;
7. Após alcançar o fundo, libere o mensageiro;
8. Após o desarme, recolha a Draga e colete o sedimento pela portinhola superior;

9. Retire o excesso de material aderido ainda no campo;
10. Lavar a Draga com detergente comum ao chegar no Laboratório e deixar secar antes de guardar.

2.6.14 Bomba a Vácuo

1. Verificar as conexões da Bomba antes de ligá-la, tomando a precaução de conectar a mangueira na entrada de ar;
2. Verifique o nível de óleo;
3. Ligar o aparelho na tomada (220 V);
4. Ligar o aparelho pressionando o botão de ligar;
5. Após o uso, desligue a bomba e desconecte a mangueira;
6. Retirar o plugue da tomada;
7. Guarde o aparelho cuidadosamente;

2.6.165 Bloco Digestor

1. Utilize o bloco de aquecimento sempre na capela;
2. Mantenha o aparelho controlador de temperatura sempre do lado externo da capela;
3. Siga as recomendações presentes no Protocolo;
4. Coloque a proteção sobre os fios do Bloco Digestor;
5. Ligue o aparelho na tomada (220 V);
6. Após o uso, observe a presença de ácido no bloco. Havendo, limpe utilizando todos os EPI's necessários;

2.6.16 Forno Mufla

1. Ligar o aparelho na tomada industrial;
2. Ligar o Disjuntor na parte traseira do equipamento;
3. Ligar o botão liga/desliga na parte frontal;
4. Selecionar a temperatura de trabalho pressionando as setas;



5. Desligar o equipamento após o tempo indicado;
6. Esperar as amostras esfriarem para retirar, utilizando luvas;
7. Desligar o disjuntor e retirar o plug da tomada.

2.6.17 Agitador de Peneiras

1. Ligar o aparelho na tomada;
2. Não deixar o controlador na mesma bancada do agitador;
3. Colocar no máximo 6 peneiras no equipamento e apertar bem;
4. Limpar o equipamento e a bancada após o uso;

5.5 Técnicas realizadas no laboratório

Triagem de Macroinvertebrados Bentônicos

O procedimento de preparo e conservação das amostras que entram no laboratório seguirá as seguintes etapas: lavagem, triagem e identificação dos organismos. Todas estas etapas podem ser realizadas no mesmo espaço físico, mas é aconselhável que as etapas de triagem na lupa estereoscópica e a identificação sejam realizadas numa sala específica para tal procedimento.

Lista de material necessário:

- Bandejas translúcidas em polietileno (28cm x 45cm);
- Caixas de plástico (31,5 cm x 20cm x 12 cm);
- Caixa de madeira e vidro com lâmpadas fluorescentes;
- Pinças de relojoeiro tamanho AA de aço inoxidável;
- Lupa estereoscópica com aumento de 45 vezes;
- Placas de Petri;
- Álcool a 70%;

- Frascos de vidro ou plástico transparentes de 3,0 ml para colocação dos macroinvertebrados;
- Potes de vidro ou plástico (500 ml) para colocação dos frascos com as amostras;

Lavagem de amostras

O objetivo desta etapa é separar o material grosseiro (folhas grandes, galhos ocos, pedras) do material mais particulado, de modo a facilitar a triagem posterior dos macroinvertebrados em lupa. No laboratório deve-se:

1-Retirar os substratos amostrados (folhas, pedras, galhos, perifíton, algas, areia) dos sacos plásticos e colocá-los em um sistema com duas peneiras metálicas acopladas (25 cm de diâmetro x 10 cm de altura cada uma), sendo que a de cima deve ser revestida com uma malha superior à da rede do coletor Surber utilizado (por exemplo de 1 ou 2 mm) e abaixo, outra peneira com malha de mesmo tamanho daquela usada no coletor (250mm)

2-Usar água corrente de pia para lavagem. É importante ressaltar que durante esta etapa, muito cuidado deve ser tomado para evitar a quebra dos organismos. Isto vale principalmente para *efemerópteros*, que são muito frágeis, podendo perder suas brânquias, as quais são muito importantes para a identificação taxonômica.

3-Triagem e identificação dos organismos A etapa da triagem final (na lupa estereoscópica) é a da identificação dos macroinvertebrados. A triagem e a identificação dos Macroinvertebrados são feitas colocando-se um pouco da amostra, diluída em água comum ou álcool a 70%, em placas de Petri, e então os organismos deverão ser coletados com uma pinça cirúrgica ou de relojoeiro número 02 tamanho AA de aço inoxidável. Este procedimento deve ser realizado até que toda a amostra seja examinada. Os organismos pinçados são então colocados em pequenos frascos plásticos ou de vidro transparente de 3,0 ml etiquetados e conservados em álcool a 70%. Dentro destes vidros deverá ser colocada uma etiqueta feita com papel vegetal, e a lápis deverão ser escritos o ponto de coleta, a identificação da amostra (tipo de substrato,

número da réplica) e a data. Ao final desta etapa, os espécimes podem ser separados por ordem de macroinvertebrados, e fixados em álcool 70% em frascos compatíveis com o tamanho.

Determinação de Nutrientes no Sedimento

Para determinar a concentração dos nutrientes nitrogênio e fósforo total no sedimento é necessário realizar a digestão das amostras para liberação desses compostos. A digestão do sedimento será realizada com peróxido de hidrogênio (H_2O_2) de acordo com o método descrito abaixo:

Digestão das amostras de sedimentos

Para verificar a eficácia do processo de digestão das amostras de sedimento será usado o padrão certificado *2710 Montana Soil* (NIST) de concentração de fósforo previamente conhecida de 1100 μg de P/g de solo.

Reagentes e soluções utilizados:

- 1) Solução de H_2SO_4 : 1 litro de H_2SO_4 concentrado (98%) e 34 g de ácido salicílico dissolvido usando bailarina em uma placa agitadora morna.
- 2) Peróxido de hidrogênio (H_2O_2 - Merck) a 30%

Procedimento

- ✓ Em balança com três casas de precisão (mínimo) pesar 0,175 g de cada amostra previamente seca, com pelo menos uma réplica, em tubos de ensaio pirex de 100 mL;
- ✓ Realizar a pesagem em triplicata para cada amostra de sedimento;
- ✓ Fazer o branco;

Observação 1: todo procedimento deve ser realizado com o uso de luvas, óculos de proteção e jaleco.

Toda a digestão deve ser realizada na capela, seguindo o seguinte procedimento:

- ✓ Adicionar, com pipeta graduada, 1,25 mL de H_2SO_4 em todos os tubos, inclusive no branco;
- ✓ Cuidadosamente, adicionar 0,5 mL de H_2O_2 em cada tubo;
- ✓ Colocar os tubos no bloco digestor pré-aquecido a 160 – 180 °C;

- ✓ Deixar os tubos no bloco por 15 minutos após a temperatura alcançar 320 °C (leva cerca de 30 min para atingir essa temperatura);
- ✓ Desligar o bloco e deixar esfriar para retirar os tubos (cerca de 30 min.). Estes devem permanecer na capela durante todo o procedimento;
- ✓ Nos tubos frios (à temperatura ambiente) adicionar mais 0,5 mL de H₂O₂ em cada um deles;
- ✓ Colocar os tubos no bloco a 220 °C. Deixar os tubos no bloco por 30 minutos após a temperatura atingir 320 °C (cerca de 25 min para atingir 320 °C);
- ✓ Desligar o bloco e deixar esfriar para retirar os tubos (cerca de 30 min).

Observação 2: verificar se o extrato está transparente para ter certeza da completa digestão. Caso isso não seja verificado, adicionar mais 0,5 mL de peróxido de hidrogênio e aquecer novamente a 320 °C por 30 min. Após o esfriamento dos tubos continuar o procedimento.

- ✓ Adicionar cuidadosamente 10 mL de água deionizada em cada tubo, deixando a água escorrer pelas paredes do mesmo;
- ✓ Verter o conteúdo dos tubos em balão volumétrico de 25 mL e completar o volume com água deionizada.

Determinação de Nitrogênio Total: Método de Nessler

Soluções

- 1) Solução de NaOH 2,5 mol L⁻¹: 5 g de NaOH dissolvidos em 50 mL de água deionizada (balão volumétrico).
- 2) Solução de metassilicato de sódio (Na₂SiO₃) a 10%: 5 g de Na₂SiO₃ dissolvidos em 50 mL de água deionizada (balão volumétrico). Deixar em repouso por uma noite e filtrar utilizando papel de filtro de filtragem semilenta. Esse reativo tem a finalidade de evitar a turbidez.
- 3) Solução mista NaOH/Na₂SiO₃ (1:1): misturar partes iguais das soluções de NaOH e Na₂SiO₃.
- 4) Reativo de Nessler.

5) Solução de trabalho: misturar a solução mista e solução de Nessler na proporção de 1 mL da solução mista e 0,5 mL de Nessler, no momento da leitura.

Procedimento:

- ✓ Transferir 2,5 mL do extrato feito na digestão para balão volumétrico de 25 mL;
- ✓ Adicionar 4 mL da solução de trabalho (2,5 mL da solução mista + 1,5 mL do reativo de Nessler);
- ✓ Esperar 10 minutos para proceder a leitura a 480 nm.

Curva padrão para nitrogênio

Preparação da Solução padrão estoque:

Para uma solução de 100 ppm de N-NH₃, pesar 0,0191 de NH₄Cl e diluir em 50 mL de água deionizada (usar balão volumétrico).

Soluções de trabalho (Usando a fórmula $C_1V_1 = C_2V_2$):

Pontos da Curva	Equivalente a:
1 ppm	*0,25 mL em 25 mL de água deionizada
2 ppm	*0,50 mL em 25 mL de água deionizada
5 ppm	*1,25 mL em 25 mL de água deionizada
10 ppm	*2,50 mL em 25 mL de água deionizada
15 ppm	*3,75 mL em 25 mL de água deionizada
20 ppm	*5,00 mL em 25 mL de água deionizada
30 ppm	*7,50 mL em 25 mL de água deionizada

(*): quantidade a ser retirada da solução estoque de 100 ppm N-NH₃.

Observação: Usar balões volumétricos de 25 mL e pipetas volumétricas.

Determinação de Fósforo Total: Método de Murphy e Riley (1962)

Soluções:

- 1) H₂SO₄ 2,5 mol L⁻¹: diluir 34 mL de H₂SO₄ concentrado (98%) em 250 mL de água deionizada em balão volumétrico (ATENÇÃO: colocar o ácido sobre a água).
- 2) Molibdato de amônia 0,032 mol L⁻¹: 10 g de molibdato de amônia ((NH₄)₆Mo₇O₂₄.4H₂O) dissolvidos em 250 mL de água deionizada (balão volumétrico).

- 3) Tartarato de antimônio e potássio $0,008 \text{ mol L}^{-1}$: 0,1454 g de tartarato ($\text{C}_4\text{H}_4\text{KO}_7\text{Sb}_2 \cdot 1/2\text{H}_2\text{O}$) dissolvidos em 50 mL de água deionizada (balão volumétrico).
- 4) Ácido ascórbico $0,3 \text{ mol L}^{-1}$: 2,64 g de ácido ascórbico ($\text{C}_6\text{H}_8\text{O}_6$) dissolvidos em 50 mL de água deionizada em balão volumétrico (IMPORTANTE: deve ser feito na hora de usar).
- 5) Solução de trabalho: misturar 125 mL de H_2SO_4 $2,5 \text{ mol L}^{-1}$ + 37,5 mL de molibdato de amônia $0,032 \text{ mol L}^{-1}$ + 25 mL de ácido ascórbico $0,3 \text{ mol L}^{-1}$ + 12,5 mL de Tartarato de antimônio e potássio $0,008 \text{ mol L}^{-1}$. Completar o volume até 500 mL com água deionizada. A solução deve ser guardada em frasco âmbar totalmente coberto com papel alumínio para evitar oxidação (IMPORTANTE: preparada e usada no mesmo dia).

Procedimento:

- ✓ Transferir 2,5 mL do extrato feito na digestão para béqueres de 50 mL;
- ✓ Adicionar 4 mL da solução de trabalho e completar o volume para 25 mL de água deionizada;
- ✓ Esperar 20 minutos para proceder à leitura a 885 nm, usando a cubeta grande.

Curva padrão para fósforo:

Soluções padrão estoque:

- 1) Para uma solução de 100 ppm de PO_4^{3-} , pesar 0,0439 g de KH_2PO_4 e diluir em 100 mL de água deionizada (usar balão volumétrico).
- 2) Para uma solução de 10 ppm de PO_4^{3-} , pipetar 5 mL da solução de 100 ppm PO_4^{3-} e completar para 50 mL com água deionizada (usar balão volumétrico).
- 3) Para uma solução de 1 ppm de PO_4^{3-} , pipetar 5 mL da solução de 10 ppm PO_4^{3-} e completar para 50 mL com água deionizada (usar balão volumétrico).

Soluções de trabalho (Usando a fórmula $C_1V_1 = C_2V_2$):

Pontos da Curva	Equivalente a:
0,01 ppm	0,25 mL de 1 ppm em 25 mL de água deionizada
0,03 ppm	0,75 mL de 1 ppm em 25 mL de água deionizada
0,06 ppm	1,50 mL de 1 ppm em 25 mL de água deionizada

0,10 ppm	0,25 mL de 10 ppm em 25 mL de água deionizada
0,30 ppm	0,75 mL de 10 ppm em 25 mL de água deionizada
0,60 ppm	1,50 mL de 10 ppm em 25 mL de água deionizada
1,00 ppm	2,50 mL de 10 ppm em 25 mL de água deionizada
2,00 ppm	5,00 mL de 10 ppm em 25 mL de água deionizada

Observação: Usar balões volumétricos de 25 mL e pipetas volumétricas.

5.6 Manuseio de produtos químicos

O laboratório utiliza produtos químicos para realização de pesquisas, projetos e procedimentos para as práticas didáticas os quais são acondicionados em suas embalagens originais devidamente identificados e segregados por compatibilidade química.

Os produtos químicos adquiridos por projetos são segregados e acondicionados separadamente dos produtos químicos adquiridos pela instituição. Este controle deverá ser realizado tanto fisicamente quanto na planilha eletrônica de controle do laboratório. As notas fiscais destes produtos químicos adquiridos por projetos são arquivadas em pastas separadas.

5.7 Coletas, Acondicionamento e Recolhimento dos resíduos

Todos os resíduos gerados no laboratório são segregados e devidamente acondicionados, conforme legislação vigente e da seguinte maneira:

- Resíduos infectantes (Material contaminado com fungos e/ou bactérias e outros resíduos provenientes de vegetais não submetidos a processos de experimentação com inoculação de microorganismos) – Sacos Brancos Leitosos identificados;
- Materiais perfuro-cortantes (lâminas de bisturi, lâminas quebradas) são descartados em caixas tipo “descarpack”. Quando o descarpack estiver cheio, o mesmo é colocado em um saco plástico branco, identificado com o nome do laboratório e a data e posteriormente recolhido.
- Resíduos químicos no estado líquido – são acondicionados devido à compatibilidade química e em embalagens de material compatível com o líquido

armazenado. Posteriormente são encaminhados ao Abrigo de Resíduos Químicos da Instituição;

- Demais resíduos – Lixeira comum (ao final do expediente segregados conforme classificação de recicláveis);
- Os resíduos são recolhidos diariamente pela equipe de higienização e transportados para o armazenamento externo (abrigos). O recolhimento se dá em horário pré-estabelecido e, quando necessário, imediatamente após a sua geração

6 - CONDUTAS A SEREM ADOTADAS EM CASOS DE ACIDENTES

É fundamental informar a Brigada de Incêndio, ao Serviço Especializado de Segurança e Medicina do Trabalho (SESMT), a Coordenação do EAP's e aos Responsáveis pelo laboratório a ocorrência de qualquer acidente no laboratório.

Em caso de acidentes com ácido: Submeter a área afetada a 10 min. de água corrente e depois passar uma solução de Bicarbonato de sódio.

Em caso de acidentes com bases fortes: Submeter a área afetada a 10 min. de água corrente e depois passar uma solução Vinagre.

Em caso de acidentes com acetona P.A.: em caso de respingo nos olhos, lave-os com água em abundância durante vários minutos, vítimas de inalação de vapores devem ser retiradas para ambientes arejados.

Em todos os casos recomenda-se o uso do chuveiro lava-olhos, que é um equipamento de proteção coletiva disponível no laboratório.

Demais substâncias: Consultar FISPQ.

Choques elétricos: interromper a descarga, com desligamento da chave imediato.

6.1 Contatos de emergência

- Brigada de Incêndio – 3356-9439 / 8319-2204
- Serviço Especializado de Segurança e Medicina do Trabalho (SESMT) – 3356-9100 / 3356-9287
- Coordenação dos EAPs – 3356-9050 / 3356-9436
-
- Bombeiro/Defesa Civil - 193/199

- Laboratório de Ecologia – 3356-9375

7 – ANEXOS

7.1 - Ecologia de Ecossistemas

Análise de Serapilheira depositada e características químicas do solo em um gradiente cerrado rupestre - mata de galeria

Elaborado por: Profa. Luciana de Mendonça Galvão

Áreas de transição entre sistema podem apresentar diferenças em características de solo e teor de matéria orgânica, sobretudo quando a faixa de transição se dá entre sistemas abertos a fechados.

Objetivos:

- 1) Avaliar a deposição de matéria orgânica morta até o nível de solo em um gradiente de cerrado rupestre à mata de galeria;
- 2) Caracterizar aspectos químicos e físicos do solo no gradiente;
- 3) Avaliar características microclimáticas ao longo do gradiente;
- 4) Caracterizar aspectos topográficos ao longo do gradiente;

Material e Métodos

- 1) Estabelecer 1 transecto, estendendo-se trena de 50 m, desde área de cerrado até margem do córrego; Serão 5 transectos no total, distantes 20 m entre si.
- 2) Nesse trecho, marcar três pontos: 1) cerrado rupestre 1 (alto); 2) cerrado rupestre 2 (50 m); 3) meio da mata (10 m distantes da borda); Use fita zebra para marcar seus pontos.

- 3) Nos pontos marcados, seguir o seguinte procedimento:
- a) Colocar quadrado de alumínio para delimitar a área;
 - b) Recolher toda serapilheira (até o limite do solo) e armazenar em saco plástico (recomendo uso de luvas de borracha para coleta de serapilheira; identifique o material coletado, transecto e grupo, colocando etiqueta de papel vegetal no interior do saco plástico; deve ser feita a lápis). Não descarte galhos ou qualquer material presente que esteja morto. Descarte material verde e vivo.
 - c) Retirar uma amostra de 5 cm de profundidade do solo, no interior do mesmo quadrado; Use um corer (cano de pvc) e sua pá para tal; talvez seja necessário usar sacho ou pá para cortar raízes e “afogar” o solo antes de retirar a amostra. Atenção para não revolver muito o solo e acabar coletando profundidade diferente da estabelecida.
 - d) Armazenar a amostra de solo em saco plástico (inserir etiqueta no interior);
 - e) Medir umidade relativa do ar, temperatura e luminosidade no nível do solo, com aparelho Multimedidor. Anotar dados e horário.
 - f) Medir, com GPS, as coordenadas e altitude
 - g) Faça observações pertinentes, quanto ao local de coleta, condições do tempo, entre outras.

Procedimentos Laboratoriais

- 1) Amostras de solo:
 - 1.1) Peneirar as amostras de solos de cada ponto, separadamente, em peneiras de abertura de malha de 10 mm, sobre bandejas grandes;
 - 1.2) Pesquisar 100g de solo em balança semi-analítica
 - 1.3) Conteúdo de raízes finas - Retirar todas as raízes finas contidas no solo pesado, com pinça; colocar em saco de papel identificado (lápis) e colocar em estufa a 80°C, por 48h;
 - 1.4) Medida de pH - Retire uma alíquota de 10g do solo, coloque em bécker e acrescente 200 mL de água destilada; homogeneizar com bastão de vidro e medir pH em sonda específica.

- 1.5) Concentração de Matéria orgânica - Colocar todo restante da amostra de solo pesada em marmitex para secar em estufa a 80°C por 72h. Colocar etiqueta de identificação.
- 1.6) Não descartar conteúdo remanescente do solo;
- 1.7) Matéria orgânica – com solo seco, macerar 30 g, utilizando pistilo e almofariz. É fundamental que a amostra fique pulverizada. Identificar cadinhos de com lápis no fundo e pesar 10,000g da amostra em balança analítica. ATENÇÃO – a marcação deve ser feita com impregnação do grafite para evitar perda de identificação do cadinho; a pesagem deve ser exata e o valor de peso de cada cadinho deve ser anotado; para cada ponto, fazer dois cadinhos (réplicas). Ao fazer a pesagem, vc pode anotar o peso do cadinho vazio e tarar para colocar o solo.
- 1.8) Matéria orgânica – Colocar cadinhos em forno mufla por 5h e 30 min a 550°C.
- 1.9) Matéria orgânica –após esfriar completamente, pesar novamente o conteúdo dos cadinhos em balança analítica. Anotar o valor final.

Cálculo da concentração de Matéria orgânica (MO)

MO = Peso inicial do solo (10,000g) – Peso final do solo (g)

*Converter o valor final em porcentagem

Peso inicial = conteúdo total do solo

Peso final = conteúdo de material inorgânico

2. Serrapilheira

- 2.1) Peneirar todo conteúdo de serrapilheira em peneira de abertura de malha de 10mm, sobre bandejas grandes;
- 2.2) Separar folhas e armazenar em sacos de papel identificados (lápis) com dados da amostra para secagem em estufa a 80°C, por 48h; Importante – é

fundamental remover o conteúdo de solo da serapilheira; use pincel para limpeza.

- 2.3) Todo restante deve ser colocado em sacos de papel identificados e também colocado para secar em estufa.
- 2.4) Após secagem, pesar o material em balança semi-analítica;

Roteiro de Prática

Análise do microclima, características do solo e serapilheira depositada em ecossistemas do Cerrado

Elaborado por: Profa. Luciana de Mendonça Galvão

Ecossistemas florestais do Cerrado podem apresentar diferenças microclimáticas, de solo e de quantidade e tipo de serapilheira depositada?

Objetivos:

- 1) Avaliar a deposição de matéria orgânica morta até o nível de solo em dois ecossistemas florestais (mata de galeria e cerradão) e abertos (cerrado rupestre);
- 2) Caracterizar aspectos químicos e físicos do solo;
- 3) Avaliar características microclimáticas;
- 4) Caracterizar aspectos topográficos;

Material e Métodos

- 1) Estabelecer transectos, estendendo-se trena de 60 m, com afastamento de 10 m da borda (pista, estrada); Serão 2 transectos no total, distantes 20 m entre si. Os transectos serão numerados.
- 2) Em cada transecto, marcar 4 pontos distantes 20 m entre si;
- 3) **Nos pontos marcados, seguir o seguinte procedimento:**
 - a) Colocar quadrado de alumínio para delimitar a área;
 - b) **SERRAPILHEIRA** - Recolher toda serapilheira (até o limite do solo) e armazenar em saco plástico (recomendo uso de luvas de borracha para coleta de serapilheira; **identifique o**

material coletado, transecto e grupo, data de coleta, colocando etiqueta de papel vegetal no interior do saco plástico; deve ser feita a lápis). Não descarte galhos ou qualquer material presente que esteja morto. Descarte material verde e vivo.

- c) **SOLOS**-Retirar uma amostra de 5 cm de profundidade do solo, no interior do mesmo quadrado; Use um corer (cano de pvc) e sua pá para tal; talvez seja necessário usar sacho ou pá para cortar raízes e “afofar” o solo antes de retirar a amostra. Atenção para não revolver muito o solo e acabar coletando profundidade diferente da estabelecida. Armazenar a amostra de solo em saco plástico (inserir etiqueta no interior);
- d) **MICROCLIMA** - Medir umidade relativa do ar, temperatura e luminosidade no nível do solo, com aparelho Multimedidor. Anotar dados e horário.
- e) Medir, com GPS, as coordenadas e altitude
- f) Faça observações pertinentes, quanto ao local de coleta, condições do tempo, entre outras.

MODELO DE ETIQUETA

LOCAL: Jardim Botânico de Brasília

Ecossistema:

Data

Transecto n°:

Ponto (1, 2, 3, 4, 5)

Grupo:

Mata de Galeria

Dados de campo:

Transecto: 1 () 2 () 3 () 4 ()

Pontos	Umidade relativa do ar (%)	Temperatura (°C)	Luminosidade (lux)	Altitude (m)	Coordenadas
1					
2					
3					

4					
---	--	--	--	--	--

Cerradão

Dados de campo:

Transecto: 1 () 2 () 3 () 4 () 5 ()

Pontos	Umidade relativa do ar (%)	Temperatura (°C)	Luminosidade (lux)	Altitude (m)	Coordenadas
1					
2					
3					
4					

Roteiro de Prática – Atividade Prática

Análise do microclima, características do solo e serapilheira depositada em ecossistemas florestais do Cerrado

Elaborado por: Profa. Luciana de Mendonça Galvão

Procedimentos Laboratoriais

ATENÇÃO! NÃO MISTURAR AMOSTRAS! NÃO PERDER ETIQUETAS!

AULA 1

1. AMOSTRAS DE SOLO:

- 1.1) **Medida de pH** - Retire uma alíquota de 10g do solo, coloque em bécker e acrescente 200 mL de água destilada; homogeneizar com bastão de vidro e medir pH em sonda específica.
- 1.2) **Conteúdo de raízes finas** - Retirar todas as raízes finas contidas no solo pesado, com pinça; colocar em saco de papel identificado (lápiz) e colocar em estufa a 80oC, por 48h; Pesar ao final do tempo indicado.
- 1.3) **Conteúdo de água** – pesar 5,000g de cada amostra de solo, em duplicata, em balança de precisão. Fazer marcações a lápis no fundo de cada cadinho para identificar a amostra; anotar o peso inicial; colocar em estufa a 60oC, por 72 horas. Pesar novamente ao final do tempo indicado.
- 1.4) O restante do conteúdo de solo sem raízes deve ser colocado em cápsulas de alumínio para secar em estufa a 80oC por 72h. Colocar etiqueta de identificação.

2. SERRAPILHEIRA

- 2.1) Peneirar todo conteúdo de serapilheira em peneira de abertura de malha de 10mm, sobre bandejas grandes;
- 2.2) Separar os componentes (folhas, galhos, raízes finas, partes reprodutivas e miscelânea) e armazenar em sacos de papel identificados (lápiz) com dados da amostra para secagem em estufa a 80oC, por 48h; Importante – é fundamental remover o conteúdo de solo da serapilheira; use pincel para limpeza. NÃO MISTURAR AMOSTRAS!
- 2.3) Todo restante deve ser colocado em sacos de papel identificados e também colocado para secar em estufa.

AULA 2

AMOSTRAS DE SOLO:

SOLO SECO:

- 1.1 – **Análise de Granulometria** - Pesar 100g de solo em balança semi-analítica; peneirar em jogo de peneiras no agitador por 15 minutos; retirar as peneiras cuidadosamente e transferir o conteúdo de cada uma para marmitex seco; pesar separadamente, lembrando de tarar a balança. Anotar o peso referente a cada peneira;
A classificação granulométrica será feita de acordo com a NBR 6502 (ABNT, 1995).

1.2 Concentração de Matéria orgânica –

Destorrear (macerar) 30 g, utilizando pistilo e almofariz. É fundamental que a amostra fique pulverizada. Identificar cadinhos de com lápis no fundo e pesar 5,0000g da amostra em balança analítica. ATENÇÃO – a marcação deve ser feita com impregnação do grafite para evitar perda de identificação do cadinho; a pesagem deve ser exata e o valor de peso de cada cadinho deve ser anotado; para cada ponto, fazer dois cadinhos

(réplicas). Ao fazer a pesagem, anotar o peso do cadinho vazio e tarar para colocar o solo.

Matéria orgânica – Colocar cadinhos em forno mufla por 5h e 30 min a 550oC. Após esfriar completamente, pesar novamente o conteúdo dos cadinhos em balança analítica. Anotar o valor final.

Cálculo da concentração de Matéria orgânica (MO)

MO = Peso inicial do solo (5,0000g) – Peso final do solo (g)

*Converter o valor final em porcentagem

Peso inicial = conteúdo total do solo

Peso final = conteúdo de material inorgânico

2. SERRAPILHEIRA

Após secagem, pesar o material em balança semi-analítica;

Roteiro de Prática – Atividade Prática **Análise do microclima, características do solo e serapilheira depositada** **em ecossistemas florestais do Cerrado**

Elaborado por: Profa. Luciana de Mendonça Galvão

Procedimentos Laboratoriais

ATENÇÃO! NÃO MISTURAR AMOSTRAS! NÃO PERDER ETIQUETAS

AULA 1

1. AMOSTRAS DE SOLO

1.1) **Medida de pH** – Retire uma alíquota de 10g de solo, coloque em um bécker e acrescente 200 ML de água destilada; homogeneizar com bastão de vidro e medir pH em sonda específica.

1.2) **Conteúdo de raízes finas** - Retirar todas as raízes finas contidas no solo pesado, com pinça; colocar em saco de papel identificado (lápiz) e colocar em estufa a 80 °C, por 48h; pesar ao final do tempo identificado.

- 1.3) **Conteúdo de água** – Pesar 5,000g de cada amostra do solo, em duplicata, em balança de precisão. Fazer marcações a lápis no fundo de cada cadinho para identificar a amostra; anotar o peso inicial; colocar em estufa a 60 °C, por 72 horas. Pesar novamente ao final do tempo identificado.
- 1.4) O restante do conteúdo de solo sem raízes deve ser colocado em capsulas de alumínio para secar em estufa a 80 °C, por 72h. Colocar etiqueta de identificação.

2. SERRAPILHEIRA:

- 2.1) Peneirar todo conteúdo de serrapilheira em peneira de abertura de mala de 10mm, sobre bandejas grandes;
- 2.2) Separar os componentes (folhas, galhos, raízes finas, partes reprodutivas e miscelânea) e armazenar em sacos de papel identificados (lápis) com dados da amostra para secagem em estufa a 80°C, por 48h; Importante- é fundamental remover o conteúdo de solo da serrapilheira; use pincel para limpeza. **NÃO MISTURAR AMOSTRAS!**
- 2.3) Todo restante deve ser colocado em sacos de papel identificados e também colocado para secar em estufa.

AULA 2

AMOSTRAS DE SOLO

SOLO SECO:

- 1.1 **Análise de Granulometria** – Pesar 100 g de solo em balança semi analítica; peneirar em jogo de peneiras no agitador por 15 minutos; retirar as peneiras cuidadosamente e transferir o conteúdo de casa uma para marmitex seco; pesar separadamente, lembrando de tarar a balança. Anotar o peso referente a cada peneira; **não descartar conteúdo remanescente de solo;**
- 1.2 **Concentração de Matéria Orgânica** -Destorrear (macerar) 30 g, utilizando pistilo e almofariz. É fundamental que a amostra fique pulverizada. Identificar cadinhos de lápis no fundo e pesar 5,000 g da amostra em balança analítica. **ATENÇÃO** – a marcação dever ser feita com impregnação do grafite para evitar perda de identificação do cadinho; a pesagem deve ser exata e o valor de peso de cada cadinho deve ser anotado; para cada ponto, fazer dois cadinhos (réplicas). Ao fazer a pesagem, anotar peso do cadinho vazio e tarar para colocar o solo.
Matéria orgânica – Colocar cadinhos no forno mufla por 5h e 30 minutos a 550 °C. após esfriar completamente, pesar novamente o conteúdo dos cadinhos em balança analítica. Anotar o valor final.

Cálculo de concentração de matéria orgânica (MO)

MO = peso inicial do solo (5,000g) – Peso final do solo (g)

*Converter o valor final em porcentagem

Peso inicial= conteúdo total do solo

Peso final = conteúdo de matéria inorgânica

2. SERRAPILHEIRA

Após secagem, pesar material em balanças semi- analítica;

Roteiro de Prática – Atividade Prática

Análise do microclima, características do solo e serrapilheira depositada em ecossistemas florestais do Cerrado

Exercícios

Questão 1 – Escreva as hipóteses que o grupo estabeleceu para o estudo. Hipóteses devem ser qualitativas e quantitativas (valor 1,0)

Questão 2 - Faça um esquema do desenho amostral. (valor 0,5)

Questão 3 – Descreva a área de estudo (consulte literatura e cite-a para complementar sua descrição com dados sobre geomorfologia, solos, características da mata de galeria, tais como riqueza de espécies arbóreas, entre outros); (valor 1,5)

Questão 4 – Em uma tabela, apresente dados de média e desvio- padrão das seguintes variáveis, para cada ecossistema amostrado: Temperatura, umidade relativa do ar, luminosidade, pH do solo, teor de umidade do solo (%), concentração de matéria orgânica, biomassa de raízes finas, serrapilheira total, massa foliar da serrapilheira, massa de troncos e galhos, massa de tecidos reprodutivos, massa de miscelânea, massa de raízes finas na serrapilheira. Para granulometria, usar os dados de solo retido por peneira, calculando as médias de frações granulométricas para cada ecossistema (valor 1,5)

Questão 5 – Faça gráficos para cada uma das variáveis indicadas na questão 4, contendo pontos amostrados no eixo X (Mata x Cerradão) e a variável e a variável no eixo Y (lembre-se que usará médias e desvio padrão nesses gráficos). Bom utilizar gráficos tipo box-plot. O objetivo aqui é comparar e verificar se houve mudanças em alguma variável entre seus ecossistemas. Decreta os resultados (valor 2,5)

Questão 6 – Discuta os dados obtidos, comparando-os com a literatura (dois artigos científicos, que devem ser citados); tente explicar seus resultados; analise se suas hipóteses foram refutadas ou confirmadas e tente explicar, com suporte de literatura. (valor 3,0)

Análise do microclima, características do solo e serrapilheira depositada em ecossistemas florestais do Cerrado

Montar 4 kits, cada contendo:

Item	Quantidade
------	------------

Corer com pá e ferrinho	1
GPS	1
Sacho	1
Quadrado de alumínio	1
Trena de 50 m	1
Sacos plásticos grandes	15
Multimedidor	1
Etiquetas de papel vegetal	20
Prancheta	1
Luvras de borracha (M e G)	2 pares (1 de cada)

Laboratório:

Primeira aula:

- Capsulas para secagem de solo – 8 unidades
- Bandejas brancas médias – 8 unidades
- Pinças- 5 unidades
- Sacos de papel grandes e pequenos para secar material vegetal – 24 unidades
- Peneiras de arroz – 5 unidades
- Etiquetas de papel vegetal
- Cadinhos – 16 unidades
- Balança de precisão ligada
- Espátulas
- Becker de vidro – 400 ml – 9 unidades
- Bastão de vidro – 8 unidades
- Lenço de papel
- Pisseta de água destilada
- Medidor de pH calibrado

Segunda aula

- Balanças ligadas
- Bandejas brancas médias – 8 unidades
- Cadinhos - 24 unidades
- Pistilo e almofariz – 8 unidades
- Peneiras – conjunto
- Marmitex
- Etiqueta de papel vegetal
- Capsulas de alumínio

7.2 Ecologia Funcional

Grupos Funcionais Tróficos (GFA) de Macroinvertebrados bentônicos de corpos d'água do DF

Elaborado por: Profa. Luciana de Mendonça Galvão

Objetivos:

1. Campo: coletar amostras de macroinvertebrados bentônicos e variáveis químicas em dois ecossistemas lóticos de baixa ordem.
2. Analisar a fauna em termos de riqueza e grupos funcionais tróficos mais abundantes
3. Identificar bioindicadores da qualidade ecológica da água.

Atividades:

Macroinvertebrados bentônicos

1. Cada aluno receberá duas amostras que devem ser lavadas no tanque, em conjunto de peneiras de 300 e 500 micra de abertura de malha.
2. Após a lavagem, o material retido nas peneiras deve ser colocado em bandejas e, com auxílio de pinças e caixas de luz, toda fauna deve ser separada.
3. Os exemplares encontrados devem ser colocados em placas de petri com álcool 70% e observados em lupas.
4. Com auxílio de chaves de identificação, o estudante deve identificar os animais, em nível de Filo e níveis taxonômicos mais baixos, quando possível.
5. Identificar os grupos funcionais tróficos aos quais cada organismo pertence.
6. Os organismos de mesma categoria devem ser separados e contados por ecossistema.

Análise dos dados:

1. Fazer relação em tabela contendo riqueza e abundância dos grupos funcionais tróficos identificados para cada ecossistema (Córrego Açudinho e Riacho Fundo);
2. Fazer um gráfico com média e desvio-padrão da porcentagem de cada grupo funcional trófico para cada sistema (raspadores; fragmentadores; coletores-filtradores; coletores-catadores; predadores).
3. Calcular e apresentar gráfico dos seguintes índices:
 - a) Índice de autotrofia e heterotrofia de cada sistema lótico [(razão de raspador/ (fragmentador+coletor total)].
 - b) Índice de ligação entre fragmentadores e vegetação ripária [(cálculo é realizado pela relação fragmentador-detritívoro/ [coletores (catadores + filtradores)].
 - c) Índice coletor-filtrador e apresentar gráfico (coletor-filtrador/ coletor-catador).
 - d) Índice de estabilidade do leito (raspador+coletor-filtrador/ (fragmentador+coletor-catador)
 - e) Avaliar o estado ecológico de cada ecossistema, com base nos GFA (riqueza, abundância) e índices obtidos. Explicar e discutir os dados, utilizando 4 artigos científicos.

Análise de formas de resistência de organismos aquáticos em sedimentos secos

- Amostras devem ser mantidas refrigeradas;
- Retirar metade das alíquotas de sedimento seco e colocar em bandejas plásticas, previamente lavadas com HCl 10% e bem enxaguadas com água destilada;
- Acrescentar água destilada suficiente para cobrir as amostras de sedimento e homogeneizar com bastão de vidro; caso haja agregados de sedimentos, os mesmos devem ser quebrados com colher e dissolvidos.
- Identificar cada bandeja com dados referentes à amostra coletada em campo.
- Colocar termômetro de mercúrio em cada bandeja;



- Manter o material em local aberto e homogeneizar diariamente, com auxílio de um bastão de vidro, em movimentos de zig-zag para aerar a amostra; caso observe redução de volume, acrescentar mais água destilada.
- Análise das amostras: nas semanas seguintes à hidratação, retirar alíquotas de 5 mL do sobrenadante das amostras, colocar em placas de petri pequenas e analisar em estereomicroscópio; retirar novas alíquotas para análise em microscópio (4 lâminas);

- **Estereomicroscópio:**

- ✓ contar microcrustáceos e invertebrados de maior parte visualizados;
- ✓ verificar se há indícios de reprodução ou estado reprodutivo;
- ✓ verificar ocorrência de machos e fêmeas;
- ✓ se possível, identificar os organismos encontrados (apoio de chaves de identificação);
- ✓ Após análise, os indivíduos devem ser devolvidos para amostra;

- ***Microscópio:**

- ✓ contar rotíferos e invertebrados pequenos visualizados;
- ✓ verificar se há indícios de reprodução ou estado reprodutivo;
- ✓ se possível, identificar os organismos encontrados (apoio de chaves de identificação);
- ✓ produzir imagens dos organismos visualizados;

- ***Análise das características do sedimento:**

- ✓ Retirar ½ do sedimento remanescente de cada amostra;
- ✓ Avaliação do pH – retirar alíquota, adicionar 100 mL de água destilada em bécker, homogeneizar com bastão de vidro e medir pH em sonda de bancada.
- ✓ **Determinação do conteúdo de água** - Pesar 10,0000g (em balança analítica de precisão); colocar material em cadinhos previamente identificados e levar à estufa por 72h a 80°C; utilizar, preferencialmente, material sem agregados.

- ✓ Conteúdo restante deve ser macerado em almofariz seco, com remoção de raízes e material vegetal, e pesado em balança semi-analítica;
- ✓ Colocar em estufa a 80°C, por 72h.

- ✓ **Determinação da granulometria** – retirar 100,0g do material seco em estufa; levar ao peneiramento em Rotap por 15 minutos (conjunto de peneiras padrão); pesar, separadamente, alíquotas retidas em cada peneira; anotar dados para cada amostra;

- ✓ **Conteúdo de matéria orgânica** - Pesar duas alíquotas de 10,0000g (em balança analítica de precisão); colocar material em cadinhos previamente identificados e levar à mufla a 550°C, por 5h 30min. Pesar o material contido nos cadinhos;
*Calcular conteúdo de matéria orgânica, em porcentagem – Concentração de matéria orgânica (%) = [Conteúdo total (Peso inicial, g) – Matéria inorgânica (Peso final do cadinho, após mufla, g)] * 10

- ***Avaliação do banco de ovos:**
- ✓ **Método de flotação em açúcar** - preparar uma solução de água e açúcar na proporção de 1:1, gerando uma solução altamente densa e viscosa. O sedimento levemente úmido ou seco (100 g) deve ser misturado a esta solução, de forma que este fique bastante homogeneizado no meio. Após este procedimento, a mistura de água, açúcar e sedimento (50 mL) deve ser centrifugada a 2500 rpm durante 3 minutos. Os ovos de resistência estarão presentes no sobrenadante e o sedimento no precipitado. O sobrenadante deve ser filtrado em uma rede de malha de 20µm (se tiver peneira com essa abertura, melhor) e lavado abundantemente com água destilada para a remoção do açúcar.
- ✓ Visualizar e contar ovos sob um microscópio estereoscópico, se possível, isolando-os pelo seu morfotipo;
- ✓ Colocar os ovos obtidos para eclosão, após análise, em água destilada, em placas de petri grandes;

7.3 *Ecossistema Aquáticos*

Amostragem e análise das comunidades de macroinvertebrados bentônicos, análise do zooplâncton e fauna associada a macrófitas de corpos d'água do DF

Objetivos: conhecer os principais grupos do zooplâncton, fauna associada a macrófitas e bentos de corpos d'água do DF

Atividades:

Macroinvertebrados bentônicos

1. Cada dupla receberá uma amostra que deve ser lavada no tanque, em conjunto de peneiras de 300 e 500 micra de abertura de malha.
2. Após a lavagem, o material retido nas peneiras deve ser colocado em bandejas e, com auxílio de pinças e caixas de luz, toda fauna deve ser separada.
3. Os exemplares encontrados devem ser colocados em placas de petri com álcool 70% e observados em lupas.
4. Com auxílio de chaves de identificação, as duplas devem identificar os animais, em nível de Filo e níveis taxonômicos mais baixos, quando possível. Cite os táxons encontrados:

5. Os organismos de mesma categoria devem ser separados e contados.
6. Observar adaptações para vida aquática e características relacionadas à bioindicação. Cite essas características:

7. Avaliar o estado ecológico do sistema, com base nos organismos encontrados.

8. Observe também alguns exemplares montados em lupas, previamente. Ilustre dois organismos tipicamente sensíveis à poluição orgânica e dois tolerantes.

MACROINVERTEBRADOS SENSÍVEIS À POLUIÇÃO ORGÂNICA

MACROINVERTEBRADOS TOLERANTES À POLUIÇÃO ORGÂNICA

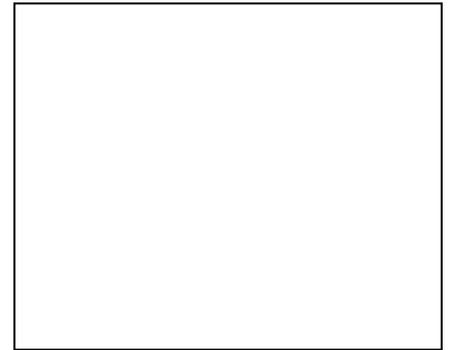
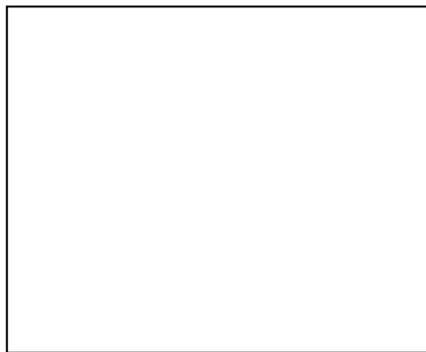
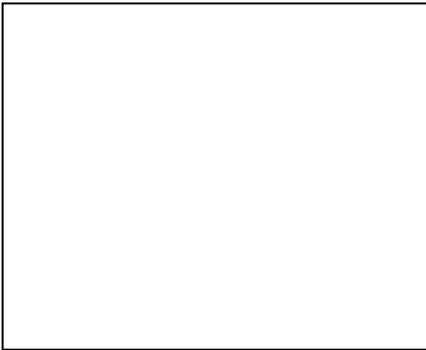


Zooplâncton e fauna associada a macrófitas

1. Observe 3 lâminas de organismos da fauna associada à macrófitas aquáticas. Ilustre os organismos encontrados. Que características você observou nos animais que indicam esse hábito especial de vida?



Analisar 3 lâminas de zooplâncton, citar os táxons visualizados em microscópio e ilustrar, pelo menos, um táxon de cada grupo (Rotifera, Cladocera e Copepoda).



Material para prática:

Lavagem de amostras de bentos:

Dois tanques

Peneira de 500 ou 600 micra de abertura de malha

Bandeja, estaca para suporte às peneiras

Bandejas para colocação de amostras lavadas

Aventais

Colheres



Luvas de borracha

Pinças de ponta fina

Pisseta com álcool

Frascos penicilina

Etiquetas de papel vegetal

Bancada para triagem e análise de bentos:

3 caixas iluminadoras

Pinças

Pisseta com álcool

Frascos penicilina

Etiquetas de papel vegetal

Bancada para fauna associada e bioindicadores:

5 estereomicroscópios

Placas de petri pequenas e médias

Amostra coletada no Horto (fresca) – em rede de 80 micra, muitas filtragens para concentrar o material;

Conta-gotas

Macroinvertebrados bioindicadores (em frascos de penicilina), com exemplares de táxons sensíveis (camarão, molusco bivalve, EPT) e tolerantes à poluição orgânica (molusco gastrópode, quironomídeos, sanguessugas); colocar organismos facultativos (baratas d'água, por exemplo). Colocar casas de Trichoptera.

Bancadas de Zooplâncton (2):

10 microscópios

Lâminas e lamínulas (e descartes)

Amostras

**Amostragem e análise de variáveis físicas e químicas e de comunidades
planctônicas**

Amostragem das variáveis físicas, químicas e biológicas

1. Profundidade total: faça a imersão do disco de Secchi até atingir o fundo. Fique atento às marcações da corda e com possíveis efeitos de corrente.
2. Transparência da água: faça a imersão do disco de Secchi, em região sombreada, até o seu desaparecimento. Anote a profundidade de desaparecimento do disco em metros.
3. Utilizando as sondas, coletar os dados de perfis verticais para as seguintes variáveis: temperatura, oxigênio dissolvido (em mg/L e %) e condutividade elétrica da água.

Amostragem das comunidades planctônicas: redes de plâncton

1. Zooplâncton

Amostras para análises qualitativas/quantitativas: podem ser feitos arrastos com rede de abertura de malha de 64 -70 μ m. Anote o número de arrastos e a profundidade a partir da qual foram realizados. As amostras devem ser examinadas a fresco (sem fixador). Na impossibilidade de examinar nos dias da coleta, fixar com formol em concentração final igual a 4%. Após a coleta, observe o movimento dos organismos no frasco.

2. Fitoplâncton

Amostras para análises qualitativas: podem ser feitos arrastos verticais e horizontais (não importa o volume amostrado), com rede de abertura de malha de 20 a 25 μ m. Na impossibilidade de examinar nos dias da coleta, fixar com formol em concentração final igual a 4%.

- 1) Utilizando os dados coletados no campo, faça gráficos de perfis verticais de temperatura, OD (% de saturação) e condutividade elétrica. O eixo x (valor das variáveis) deve interceptar a extremidade superior do eixo y (profundidade em ordem crescente de cima para baixo).
- 2) Assinale no gráfico de temperatura os limites do hipolímnio, metalímnio e epilímnio (caso seja pertinente).

Considerar em sua discussão de dados:

- 1) No momento da coleta havia estratificação térmica e química? Por quê?



- 2) Em relação ao oxigênio dissolvido, houve anoxia ou hipoxia? A água estava supersaturada? Em que profundidades ocorreram esses fenômenos? Como você poderia explicá-los?
- 3) Os dados encontrados por vocês são representativos de todo o ambiente? De todas as horas do dia? De todas as épocas do ano? Justifique. Compare com dados de literatura.
- 4) Quais são as maiores influências que poderiam ajudar a explicar o funcionamento e características desse sistema?
- 5) O que o conjunto de dados coletados expressa, em termos de qualidade ecológica desse ecossistema?
- 6) Quais são os usos da terra predominantes na bacia de drenagem do Lago Paranoá? Isso afetaria as variáveis físicas e químicas? Como?

8 - REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

LEMOS, JOÃO LUCAS FRANCO., Roteiro de aulas Práticas – Laboratório de Ecologia 2018.

AREVALO, L. A., ALEGRE, J. C., & VILCAHUAMAN, L. J. M. (2002). Metodologia para estimar o estoque de carbono em diferentes sistemas de uso da terra..

VALE, G., FONTES, C., PEREIRA, J., VIEIRA, R., & WALTER, B. (2007). Flora vascular da Fazenda Sucupira-DF-Embrapa Recursos Genéticos Biotecnologia segunda atualização. Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia. Boletim de pesquisa e desenvolvimento, 201.