

MANUAL DE COLETA

DE MADEIRA PARA ENSINO E PESQUISA

PAULA ALECIO
CAIAN S GEROLAMO
GUILHERME FREIRE
LUIZA TEIXEIRA-COSTA
MILENA GODOY-VEIGA
GREGÓRIO CECCANTINI



MANUAL DE COLETA DE MADEIRA PARA ENSINO E PESQUISA

DOI: 10.11606/9786588234198

Paula Alecio
Caian S. Gerolamo
Guilherme Freire
Luiza Teixeira-Costa
Milena Godoy-Veira
Gregório Ceccantini

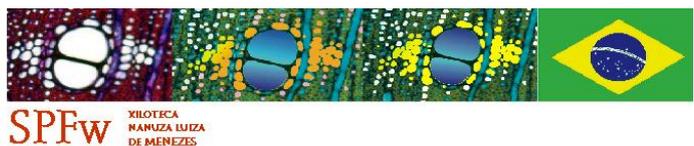
Universidade de São Paulo
Instituto de Biociências
Depto. De Botânica
Xiloteca Nanuza Luiza de Menezes

1a. Edição

São Paulo/SP – 2024



INSTITUTO DE
BIOCIÊNCIAS



A366 Alecio, Paula.

Manual de coleta de madeira para ensino e pesquisa / Paula Alecio, Caian S. Gerolamo, Guilherme Freire, Luiza Teixeira-Costa, Milena Godoy-Veiga, Gregório Ceccantini. -- São Paulo : Instituto de Biociências, Universidade de São Paulo, 2024.
71 p. ; il.

ISBN: 978-65-88234-19-8

DOI: 10.11606/9786588234198

1. Madeira. 2. Dendrocronologia. 3. Lianas. 4. Fósseis.
I. Gerolamo, Caian S. II. Freire, Guilherme. III. Teixeira-Costa, Luiza.
IV. Godoy-Veiga, Milena. V. Ceccantini, Gregório (org.). VII. Título

LC: QK647

Ficha Catalográfica elaborada por Elisabete da Cruz Neves. CRB-8/6228

Esta obra é de acesso aberto. É permitida a reprodução parcial ou total desta obra, desde que citada a fonte e autoria e respeitando a Licença Creative Commons indicada.



Universidade de São Paulo
Reitor: Carlos Gilberto Carlotti Junior
Vice-reitora: Maria Armanda do Nascimento Arruda

Instituto de Biociências
Diretor: Ricardo Pinto da Rocha
Vice diretora: Debora Rejane Fior Chadi
Departamento de Botânica,
Xiloteca Nanuza Luiza de Menezes

SUMÁRIO

PREFÁCIO	4
APRESENTAÇÃO	5
INTRODUÇÃO	6
Madeira: definições importantes	6
Aspectos éticos para coleta	9
REALIZANDO A COLETA	11
Anotações de campo – a coleta dos dados	12
Coleta de exsicatas	16
Coleta de parte do tronco	22
Coleta de madeira de galhos	266
Coleta de disco	30
Coleta de baqueta	34
Coleta para coleção úmida	43
Coleta de lianas	48
Coleta de ervas-de-passarinho	53
Coleta madeiras antigas ou fósseis não mineralizados	57
AGRADECIMENTOS	62
CRÉDITOS DAS FIGURAS	62
SOBRE OS AUTORES	63
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	64
ANEXOS	66
Tabela para check list de campo	66
Lista de Xilotecas brasileiras	69

PREFÁCIO

Um livro está à minha frente para que eu escreva o prefácio, a convite dos autores. Vários sentimentos passam por mim, desde sentir-me muito honrada pelo convite, como também muito emocionada por ler o livro e, de página em página, ver que todos os autores fizeram parte da minha vida de alguma forma. Sinto-me enriquecida em poder consultar a excelente obra que produziram, trazendo à comunidade acadêmica e às pessoas apaixonadas por madeira, diferentes metodologias de coleta, de acordo com o interesse de cada um.

Dentro da minha vida acadêmica sempre surgiram perguntas sobre como se coleta madeira, casca, porções de galhos, de tronco, discos de madeiras, baquetas, lianas, plantas parasitas. Entretanto, até o momento, não havia uma literatura que respondesse a essas perguntas em um único compêndio. Agora, este livro traz as respostas das metodologias adequadas para cada uma destas perguntas, o que preenche fortemente esta enorme lacuna no conhecimento.

A introdução é ótima, agradável de ler, com informações do que é a madeira, a casca, os anéis de crescimento, e a importância de uma coleção de madeira (Xiloteca). Os métodos estão descritos de forma clara e seguem o mesmo padrão de apresentação para cada tipo de coleta: como se prepara a coleta para ir ao campo, a preparação de exsicata, a coleta em si, a secagem (necessária em vários casos). Cada tema é acompanhado por belíssimas ilustrações feitas pelos autores e que são muito didáticas. Como anexo segue uma tabela de *check list* dos materiais a serem levados ao campo, extremamente importante, bem como uma lista das Xilotecas brasileiras.

O livro é uma excelente aquisição para todos, que serão agraciados por esta completa e maravilhosa obra sobre o tema: coleta de madeira. Apreciem!

Prof. Dra. Veronica Angyalossy
Instituto de Biociências – Universidade de São Paulo

APRESENTAÇÃO

Este guia foi escrito por profissionais que passaram pelo dia a dia das coleções botânicas do Instituto de Biociências da Universidade de São Paulo. Com este volume, pretende-se atender o público geral que se interessa por botânica, bem como estudantes, técnicos e pesquisadores de áreas afins que, em algum momento, podem se deparar com a possibilidade de contribuir com os acervos de madeiras existentes no Brasil. O guia tem como principal objetivo apresentar os procedimentos para coleta e armazenamento de amostras de madeira que se destinem a xilotecas (coleções de madeira), num esforço para estimular o crescimento destas coleções, além de padronizar e elevar a qualidade das informações associadas às amostras.

No trabalho diário de curadoria e organização de xilotecas ocasionalmente surgem pessoas interessadas em doar amostras. É então que aparecem problemas frequentes: mesmo com boa vontade e interesse em contribuir com o acervo, muitas vezes, doadores acabam se frustrando ao descobrir que suas amostras não podem ser incorporadas para uma coleção ou utilizadas para pesquisa. Isso ocorre, na maioria das vezes, por motivos que poderiam ter sido evitados. Como qualquer amostra biológica, para que essa seja depositada em uma coleção de cunho científico, a madeira precisa apresentar integridade, ter características e informações detalhadas, além de seguir alguns cuidados em seu processamento.

A coleta de uma amostra de madeira é simples, mas deve ser realizada com atenção se o objetivo for armazenar o material em coleções biológicas pois, pequenos descuidos, podem inviabilizar a utilidade do material. Cuidados éticos também devem ser considerados, pois o cuidado com a flora e a obtenção de autorizações são essenciais uma vez que a coleta pode envolver espécies em risco de extinção.

Aqui serão descritos os procedimentos ideais, desde a coleta até o depósito do material em uma xiloteca. Neste guia, o leitor encontrará todas as informações necessárias para realizar uma coleta de madeira de forma ética e com qualidade adequada para uso científico, independentemente de qual parte da planta a amostra seja proveniente. Ao final, o leitor poderá encontrar ainda, uma planilha listando todos os materiais necessários e recomendados para cada tipo de coleta, além de uma lista de contatos das diversas xilotecas brasileiras para o depósito das amostras coletadas.

INTRODUÇÃO

Por volta de 470 milhões de anos atrás (Servais *et al.*, 2019) surgiram no ambiente as primeiras plantas terrestres. A partir de então, esse grupo de plantas se diversificou e ocupou todo o globo, sendo hoje de extrema importância, não apenas para os ecossistemas naturais, mas para a humanidade que dele depende cotidianamente.

O termo "planta" é utilizado na linguagem cotidiana, porém pode variar sensivelmente de significado dependendo do grupo de pessoas que o utiliza. Usualmente, o termo designa um grupo de organismos fotossintetizantes que evoluiu a partir das algas e conquistou o ambiente terrestre, fixando-se a um substrato. Comumente, as plantas terrestres apresentam raiz, caule e folhas. Nos grupos que apareceram na Terra mais recentemente, como nas plantas com sementes nuas em estróbilos (Gimnospermas) e nas plantas com flores (Angiospermas), algumas espécies desenvolveram um espessamento de caules e raízes denominado popularmente como **madeira**.

Dentre as plantas que apresentam madeira, existe uma grande variação de formas de vida, sendo as principais delas: as árvores, os arbustos, as lianas e as ervas-de-passarinho. As plantas que se desenvolvem na forma de árvore possuem um eixo caulinar principal denominado tronco, o qual é lenhoso e promove a ligação do sistema radicular à copa. Os arbustos, por sua vez, não possuem um único eixo principal, mas sim várias ramificações lenhosas (popularmente chamadas de perfilhos) desde a base da planta junto ao solo. As lianas são as plantas de hábito trepador, enraizadas no solo e cujo caule se espessa o suficiente para produzir madeira. Já as parasitas conhecidas como ervas-de-passarinho se instalam sobre outras plantas, árvores e arbustos, conectando sua madeira aos troncos das hospedeiras.

Madeira: definições importantes

A madeira é um recurso natural bastante versátil, utilizado pela humanidade para as mais variadas finalidades, desde a geração de energia por meio da queima de lenha ou carvão, passando pela fabricação de papel, construção civil e mobiliário, até a fabricação de materiais flexíveis de alta performance para carros de Fórmula 1. A madeira é também utilizada no setor fabril como matéria prima para tinturas e no setor de perfumaria, fornecendo essências naturais. A madeira do pau-brasil (*Paubrasilia echinata*, Fabaceae), por exemplo, foi o primeiro recurso natural brasileiro, usado para fabricação de tintura avermelhada que corava os tecidos das cortes europeias. Atualmente, o

perfume Chanel nº 5 leva em sua fórmula óleos essenciais da madeira brasileira do pau-rosa (*Aniba ducheii*, Lauraceae). Por esses diversos motivos, segundo Raven & Evert (2007), “nenhum outro tecido (vegetal) individualmente desempenhou um papel tão indispensável na sobrevivência da humanidade como a madeira”.

Está claro, assim, que este recurso natural chamado popularmente de “madeira” apresenta diversos usos para os humanos. Entretanto, ao mesmo tempo, devemos sempre lembrar que se trata de uma parte fundamental do corpo de um ser vivo. Para as plantas que a desenvolvem, a madeira tem funções mecânicas, metabólicas e fisiológicas indispensáveis para sua sobrevivência, como sustentação da copa, transporte de água e sais minerais, além de produção e condução de hormônios para as diversas partes do corpo vegetal.

Do ponto de vista botânico, a madeira é um tecido vegetal denominado “xilema secundário”. Esse tecido, também denominado “lenho”, é formado por diversos tipos de células, as quais são organizadas de maneira característica em cada espécie, conferindo, assim, propriedades específicas. Características como dureza, cor, odor, textura, flexibilidade, densidade, resistência à degradação, entre outras, podem apresentar grande variedade de acordo com a extensa diversidade de plantas.

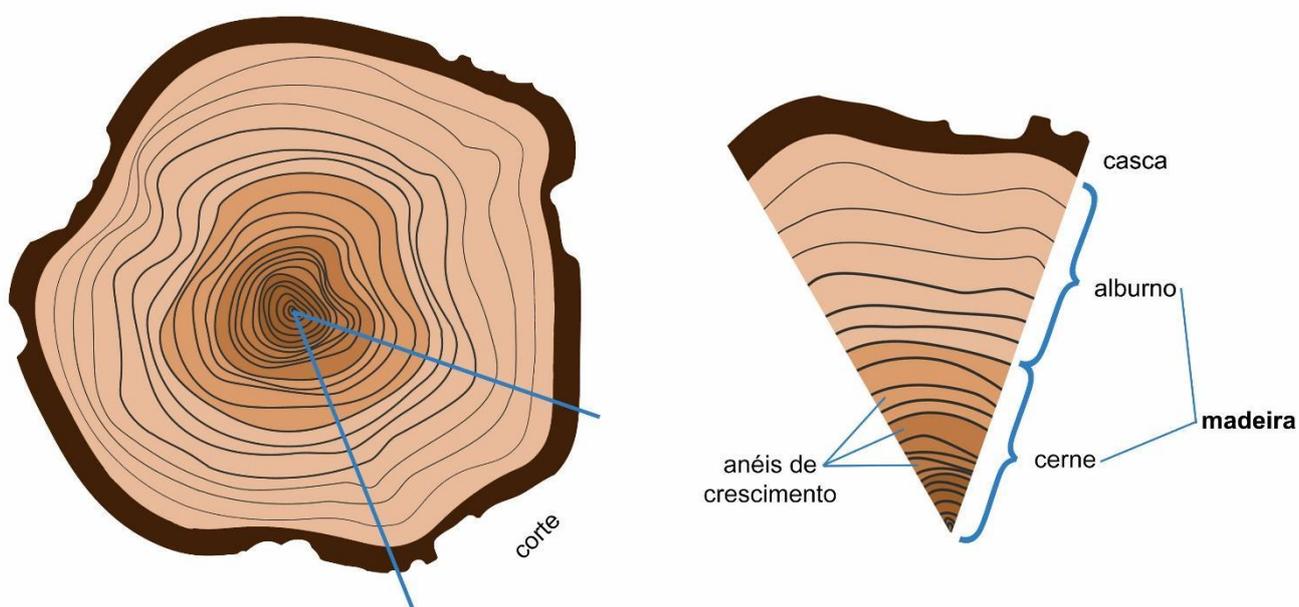
Por se tratar de um tecido vegetal, a madeira é produzida pela planta durante todo o seu crescimento em espessura. A maioria das plantas lenhosas possui uma forma comum de produção da madeira. A região da madeira mais nova, ou seja, aquela formada mais recente, encontra-se sempre mais próxima da casca. Esta região é comumente chamada de **alburno** (ou brancal) e apresenta dureza, resistência e impermeabilidade menores quando comparadas à região mais interna e antiga da madeira, denominada **cerne**. Com o passar do tempo e com a contínua produção de madeira, o caule ou raiz que a produzem aumentam em espessura e a madeira mais antiga começa a ocupar regiões cada vez mais internas. Durante esse crescimento, é possível que a madeira sofra transformações devido a processos diversos, incluindo a deposição de substâncias como óleos essenciais, resinas e gomas, que costumam atribuir maior dureza, impermeabilidade e resistência à degradação, frequentemente também tornando a madeira do cerne mais escura. Note que os termos cerne e alburno são originalmente aplicados apenas à madeira de espécies arbóreas.

Além da formação dessas diferentes regiões (cerne e alburno), o ritmo de crescimento da planta também pode ficar registrado na madeira. Esse registro aparece na forma de anéis de crescimento concêntricos, os quais, de maneira geral, podem ser observados na madeira como marcações que delimitam diferentes períodos de crescimento da planta ao longo do tempo. Os anéis de crescimento podem ser formados de maneira diferente nas diversas espécies madeireiras,

estando presentes em inúmeras espécies nativas. Veja a [Figura 1](#) para uma representação da estrutura geral dos anéis de crescimento.

Ao mesmo tempo em que uma planta cresce e produz madeira, outros tecidos vegetais também são produzidos externamente à madeira formando a estrutura comumente chamada de **casca**. Nessa região encontram-se outros tecidos vegetais que também desempenham funções imprescindíveis para as plantas. Entre eles, destaca-se o floema secundário, o qual promove o transporte de produtos da fotossíntese, hormônios, dentre outras substâncias; e o súber, o principal tecido que isola e protege o corpo da planta do ambiente externo.

FIGURA 1: DISCO DE MADEIRA COM ANÉIS DE CRESCIMENTO



É notório que a madeira é produzida nos troncos e galhos de uma planta. As raízes também são capazes de produzir madeira, o que ocorre de maneira muito semelhante ao caule. Do ponto de vista anatômico ao microscópio (tipos de células e sua organização), a madeira produzida pela raiz, tronco e galhos é similar. As diferenças existem, mas se apresentam em aspectos só observáveis com estudos muito detalhados. O cerne, por exemplo, costuma aparecer com maior frequência nos caules devido à maior espessura e produção mais intensa de madeira. Entretanto, galhos e raízes bastante desenvolvidos, também podem apresentar cerne. As raízes, por outro lado, costumam produzir madeira em formas mais variadas e até mesmo pouco cilíndricas, como as raízes tabulares de uma sumaúma (*Ceiba pentandra*, Malvaceae), popularmente conhecidas como sapopemas, ou raízes com desenhos geométricos ou aleatórios, denominadas como “radica”.

Como a diversidade de espécies de plantas brasileiras é imensa (cerca de 50.000 espécies em 2024), estudos sobre a estrutura anatômica, propriedades mecânicas e químicas das madeiras nativas são de extrema importância, tanto para a Ciência como para a população em geral. Sendo assim, a contribuição de amostras bem coletadas que poderão ser utilizadas em diversos estudos futuros é de importância significativa e transcendente.

Aspectos éticos para coleta

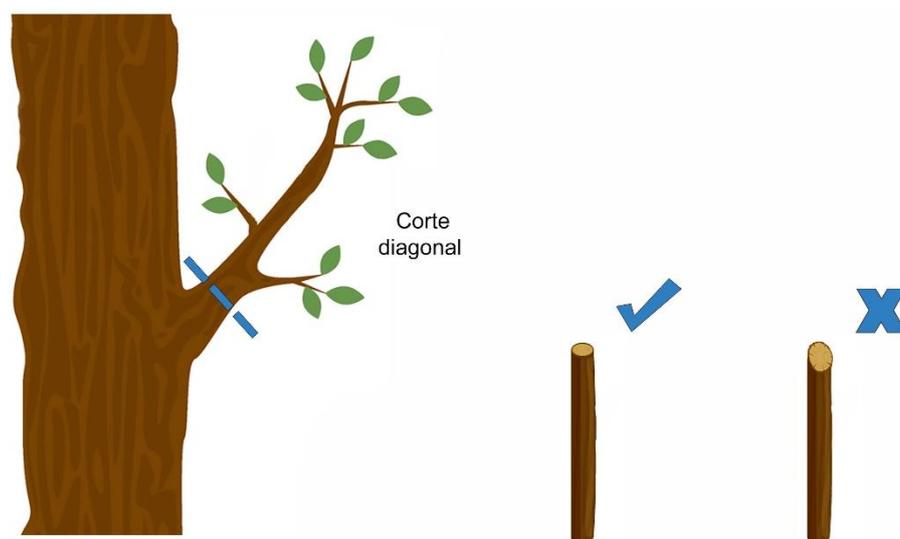
Amostras de madeiras podem ser coletadas de maneira destrutiva ou não destrutiva. A coleta destrutiva ocasiona a morte do indivíduo coletado como, por exemplo, durante a retirada de uma seção inteira (disco) do tronco principal. Entretanto, de forma geral, coletas destrutivas deste tipo são proibidas por legislação específica (Lei nº 11.284 - 2006) a depender da espécie e local de coleta, sendo autorizadas apenas em casos plenamente justificados e sob análise por órgãos competentes (IBAMA, ICMBio, etc.). Em muitos casos, a queda natural de uma árvore pode fornecer a oportunidade para a coleta.

Por outro lado, a coleta não destrutiva envolve a amostragem de uma pequena parte do caule. Essa metodologia permite que a injúria causada durante a coleta cicatrize e a estrutura caulinar se recomponha, não ocasionando a morte da planta amostrada. A coleta não destrutiva pode ser feita utilizando-se tanto galhos, quanto amostras do próprio tronco principal. Árvores costumam desenvolver uma copa frondosa e possuem boa capacidade de regeneração, pois armazenam reservas não apenas nas folhas, mas também nos caules e, principalmente, nas raízes. De forma geral, quanto maior o indivíduo, maior a reserva armazenada e maior a capacidade de repor a parte do caule e da copa perdida com a coleta. Em indivíduos de pequeno porte, a coleta de madeira pode causar dano maior. Assim, a depender do caso, a necessidade da coleta deve ser reavaliada, ou deve-se procurar outro indivíduo da mesma espécie com maior porte. Ainda assim, dependendo do local e da espécie coletada, pode ser necessária a obtenção de autorização específica para a coleta.

Outra questão ética importante é o cuidado com o machucado realizado no caule (injúria ou corte). Rompimentos no tecido do caule podem se tornar uma porta de entrada para organismos decompositores ou xilófagos (que se alimentam de madeira), os quais podem se estabelecer no interior da madeira e se alastrar por todo o tecido do indivíduo causando maiores danos à planta em médio ou longo prazos. Fungos, bactérias, cupins e brocas são exemplos desses organismos oportunistas que penetram pelas aberturas das cascas. É recomendado, portanto, que seja feito um corte liso e não lascado, o que dificulta a formação de vias de infecção e impede o acúmulo de umidade na região da injúria. Veja a [Figura 2](#) para uma representação da maneira correta de realizar

o corte. Por fim, a aplicação de fungicidas, como a calda bordalesa (sulfato de cobre com óxido de cálcio) ou fungicidas comerciais (Benlat®, Ditane®, entre outros), impõem uma dificuldade adicional para a instalação de fungos, permitindo ao vegetal um tempo maior para cicatrizar a ferida.

FIGURA 2: CORTE DIAGONAL PARA COLETA DE GALHOS



Tipos de amostras de madeira em coleções

Xilotecas possuem vários tipos de amostras em seus acervos. Embora todas sejam relacionadas ao tecido vegetal que chamamos de **madeira** (lenho ou xilema secundário), diferentes perguntas científicas requerem tamanhos e tipos de amostras, técnicas de coleta e acondicionamentos específicos. Dessa forma, coletores devem conhecer os diferentes tipos de amostras para poder planejar os instrumentos necessários para a coleta e a técnica adequada.

A exemplo da coleção presente na xiloteca do Instituto de Biociências da Universidade de São Paulo (IB-USP/SP), denominada “Xiloteca Nanuza Luíza de Menezes” e identificada internacionalmente pela sigla SPFw (herbário de São Paulo – SP; F para farmácia; letra w para “*wood*”, que é a palavra para “madeira” em inglês) podemos classificar as amostras nos seguintes tipos: a) coleção seca (madeira serrada, ramos, discos de troncos, baquetas retiradas com trados, segmentos de plantas parasitas, lianas e paleoxiloteca); b) coleção úmida (“*spirit collection*”), podendo conter as mesmas partes da madeira, porém mantidas em frascos e totalmente imersas em álcool 70%. A decisão de manter estas amostras secas ou úmidas depende das características de cada material e da finalidade da coleta.

REALIZANDO A COLETA

Neste tópico, descrevemos os procedimentos para a coleta de amostras de madeira. Ao tomar os cuidados necessários, coletores permitirão que essas amostras sejam utilizadas para diversas finalidades científicas. Atividades de coleta devem ser sempre planejadas considerando:

I. A separação dos materiais necessários

É importante conhecer e ter em mãos os diferentes materiais, ferramentas e instrumentos básicos para a coleta em campo, bem como os equipamentos mais específicos para determinados tipos de amostra que se deseja obter.

II. As anotações de campo

Ao coletar uma amostra botânica, incluindo amostras de madeira, estamos removendo este material de seu contexto natural. Nesse processo, é importante tomar nota de diversas informações que desaparecem do contexto (altura, cor, odor, gosto, secreções), de modo que pesquisadores futuros que queiram utilizar as amostras coletadas possam acessar tais dados. Outras informações relevantes incluem: data de coleta, procedência precisa da amostra (galho, altura do tronco), nome de todos os coletores presentes (auxiliares, motoristas, entre outros), informações gerais sobre a planta (hábito, altura total, diâmetro do tronco, altura do galho, etc) e condições do local da coleta (margem de trilha ou estrada, sub-bosque sombreado, galho plenamente exposto ao sol, árvore do dossel, solo pedregoso, arenoso ou inundado, etc.). Tais dados farão parte da ficha de identificação da amostra nas xilotecas, conforme exemplificado na [Figura 3](#).

III. Os procedimentos para coleta e montagem de exsicatas

A coleta simultânea de ramos com folhas e estruturas reprodutivas (se presentes) é extremamente importante para legitimar a identificação botânica da espécie coletada. A classificação botânica está em constante mudança e algumas espécies podem ser reclassificadas, divididas, ou agrupadas em outros grupos botânicos. A presença de uma exsicata bem coletada permite a constante e precisa atualização da classificação. Portanto, é altamente recomendada a coleta de exsicatas junto às amostras de madeira. De fato, muitas coleções não aceitam amostras de madeira sem exsicatas.

IV. As técnicas de coleta da madeira

Diferentes tipos de amostras requerem diferentes métodos de coleta e cuidados de processamento pós-coleta.

Anotações de campo – a coleta dos dados

Talvez esse seja o item mais importante deste guia pois, sem as informações adequadas, o material coletado pode simplesmente não servir para a pesquisa científica, nem para ser depositado em coleções. Por isso, ao realizar uma coleta botânica, tenha sempre seu caderno de campo em mãos e anote as informações assim que coletar a amostra. Utilize preferencialmente lápis ou caneta permanente (com pigmento, indelével para água ou álcool, como caneta nanquim). Uma dica importante é anotar as informações de forma clara, objetiva e legível para que outras pessoas possam entender. Se for necessário usar abreviações ou anagramas, deixe uma lista no final do caderno com seus significados. Não se esqueça que estas informações irão valer para todos os materiais coletados de uma mesma planta.

Materiais necessários
<ul style="list-style-type: none">● Caderno de anotações (se possível, usar caderno resistente à água)● Lápis grafite (preferencialmente 2B ou 4B), apontador e borracha● Lápis-cópia (com anilina), lápis dermatográfico ou caneta nanquim (marcadores que saem com álcool não são recomendáveis)● Tesoura de poda e/ou serras
Outros materiais úteis: binóculo, clinômetro, localizadores GPS, equipamento fotográfico, fita métrica e/ou fita diamétrica, lápis sobressalente, paquímetro

As informações anotadas durante a coleta farão parte do banco de dados das coleções para as quais a amostra for enviada e ficarão disponíveis para a utilização de pesquisadores e da sociedade. As amostras receberão fichas de identificação que acompanharão a amostra na coleção, como exemplificado pela [Figura 3](#). Esta ficha é elaborada pela instituição que recebe a amostra de acordo com as informações fornecidas pelo coletor e as especificações da curadoria própria da coleção.

A seguir, são apresentadas as principais informações que devem ser anotadas para que os dados sejam considerados completos e sejam então incluídos na ficha de identificação da amostra. Caso não haja a possibilidade de tomar nota de todas as informações, são destacadas **em negrito** aquelas que são fundamentais:

Informações que devem constar no caderno de campo

Sobre o contexto da amostragem

Data de coleta	Recomenda-se utilizar o padrão internacional para coleções, com o mês indicado em algarismos romanos e o ano indicado com os quatro dígitos (ex.: 25/IX/2021).
Localidade ou “gazeteer”	Dados do aspecto geral para o particular: País, Estado (ou província) e Município (ou comuna, vila), no mínimo. Outros detalhes da localização também aumentam a qualidade da amostra, como: nome da fazenda, unidades de conservação, nome da gleba ou talhão, nome da trilha, acidentes geográficos, quilometragem da rodovia, pontos de referência locais e o que mais considerar pertinente para realocar o local anos ou décadas depois.
Observações adicionais sobre o ambiente	Relevo, domínio fitogeográfico, tipo de vegetação, tipo de solo (arenoso, argiloso, inundado, etc), inclinação do terreno, interferências humanas no local (margem de estrada, presença de clareiras, marcas de fogo, etc), pleno sol, sombra de floresta, entre outros.

Sobre o espécime e amostra coletada

Nome do coletor principal e código de coleta	Toda coleta científica deve ser identificada por um código de coleta, ou sequência alfanumérica, composto pelas iniciais do nome do coletor principal ou abreviação do coletor principal (suas iniciais e seu sobrenome – nome de família) e uma numeração única e sequencial. Recomenda-se utilizar uma sigla com, no mínimo, 3 letras, precedendo um número sequencial (ex.: AMS 01 - Ana Maria da Silva, indivíduo amostral 1). Todas as amostras coletadas de um mesmo indivíduo (madeira, folha, ramos, frutos etc.) devem receber a mesma numeração. As siglas servem para as amostras de madeira, pois não há muito espaço para escrever. Nas coleções, é importante incluir o sobrenome completo. As siglas devem ser explicadas e anotadas por extenso nos cadernos de campo e nas cartas de doação de material para xilotecas e herbários.
Equipe coletora	Nome completo do coletor principal e demais colaboradores presentes no momento da coleta, caso existam (e suas siglas). Auxiliares, mateiros e motoristas, entre outros, inclusive devem ser informados.

Nome da espécie	Se souber o grupo taxonômico da planta amostrada, anote-o. Caso saiba apenas o nome popular, anote-o também. Se puder identificar a espécie ou mesmo a subespécie ou variedade, também deixe registrado. Informe ainda o nome completo de quem fez tal identificação (determinador).
Hábito da planta	Identifique se o indivíduo amostrado é uma árvore, arbusto, liana, erva, planta parasita, etc.
Altura	Meça ou estime a altura do indivíduo coletado. Se tiver um clinômetro ou telémetro disponível, utilize-os para ter precisão na mensuração de grandes árvores.
CAP ou DAP (circunferência à altura do peito ou diâmetro à altura do peito)	Mensure a circunferência a altura do peito (com fita métrica - CAP) ou o diâmetro (com fita diamétrica - DAP) do caule principal na altura de 1,30 m acima do solo, aproximadamente (AP=altura do peito para humano de 1,7 m de altura). Em caso de arbusto ou árvores com bifurcações abaixo dos 1,30m de altura, meça todos os perfilhos nessa mesma altura, anotando-os separadamente (ex.: perfilho 1 - CAP = 0,5 cm; perfilho 2 - CAP = 2,0 cm). Paquímetros também podem ser usados para indivíduos menores. Para algumas espécies, talvez seja necessário coletar o diâmetro/circunferência na altura da base (DAB ou CAB).
PIM (ponto de inversão morfológica)	Meça a altura correspondente à região da árvore na qual o tronco principal se bifurca pela primeira vez em dois ou mais galhos espessos.
Estado fenológico	Anote informações referentes ao ciclo de vida e eventos sazonais do indivíduo, como floração, frutificação, ou fases como brotamento, amarelamento, ou ausência de folhas.
Informações adicionais	Todo tipo de informações sobre a planta as quais se perderão com a retirada da amostra e que não poderão ser acessadas diretamente através do material. Isso inclui a presença de secreções (látex, resina, goma, óleo etc), coloração, sabor e odores na madeira e ou casca, além do estado de saúde da planta, danos, quebras, grandes machucados, quebras, podridões, e interações ecológicas observadas (presença de insetos, epífitas, parasitas, apodrecimento etc).
Local de retirada da amostra de madeira	Anote de que parte da planta a amostra foi retirada: tronco, ramo, raiz, etc. Se julgar necessário, faça um esquema ilustrativo simples do indivíduo coletado e da região na qual foi retirada a amostras.
Outros materiais coletados	Muitas vezes poderão ser coletadas diversas amostras do mesmo indivíduo (exsicata, flores, frutos, madeira, casca, DNA, pólen etc.). Anote todos os tipos de amostras coletadas e registre todos os materiais coletados sob o mesmo código de coleta (coletor, número da coleta e data).

Coordenadas geográficas	<p>Anote as coordenadas geográficas de cada indivíduo coletado, deixando clara a latitude e longitude com o máximo de precisão possível. Não esqueça de identificar o hemisfério.</p> <p>Anote também o <i>datum</i> utilizado no GPS. Conforme o IBGE, atualmente o Brasil adota o <i>datum</i> SIRGAS 2000, que equivale ao <i>datum</i> WGS84. Caso não possua um GPS, descreva com precisão a localidade.</p>
--------------------------------	---

FIGURA 3: MODELO DE UMA FICHA DE IDENTIFICAÇÃO

Universidade de São Paulo - Xiloteca SPFw

Aspidosperma polyneuron Müll.Arg **SPFw 10.000 Apocynaceae**
peroba rosa
det: P.C. Alecio, 2021

Brasil, Minas Gerais, Itacarambi: Parque Nacional Cavernas do Peruaçu, Dolina dos Macacos. Floresta seca sobre calcário, epicarste. Coordenadas: 15°07'37,0"S. 44°14'72,4"W. Altitude: 716 m.

Árvore com cerca de 20 m de alt., com folhas concolor, algumas vezes lustrosas na face adaxial. As flores são esbranquiçadas ou esverdeadas. Madeira de cor rosa e com sabor amargo. PIM: 12 m, CAP: 2 m, DAP: 75 cm. Coleta de madeira na altura do peito, com trado motorizado (12,5 mm de diâmetro): 4 baquetas com 2 raios cada. Material de herbário coletado. Coleta de madeira de galho fixada em FAA. Local sem distúrbio ecológico. Presença de formigas nas folhas da planta.

Alecio, P.C. 333. Angyalossy, V.; Veiga, M.G.; Freire, G.Q.; Baldaconi, G.; Teixeira-Costa, L.; Gerolamo, C.;

Coleta de exsicatas

A coleta de exsicatas, embora não seja obrigatória, eleva muito a qualidade das informações associadas às amostras de madeira, sendo assim fortemente recomendada. Por mais que o coletor esteja familiarizado com a espécie coletada e seja capaz de identificá-la facilmente, uma exsicata bem coletada serve como material testemunho para a amostra de madeira, além de permitir a realização de diversos estudos adicionais. De fato, exsicatas incorporadas aos herbários têm sido cada vez mais utilizadas como fonte de material e informação para uma ampla gama de estudos sobre a biodiversidade (Heberling, 2022). Para que continuemos contando com esse recurso de grande abrangência espacial e temporal, coletas realizadas com ética e qualidade são fundamentais!

Note que nomes científicos também passam por modificações ao longo do tempo. Uma espécie pode ser separada em duas ou mais, ou reclassificada quanto ao gênero. Dessa forma, uma madeira sem exsicata pode até ter o nome correto da espécie no momento da coleta, mas se posteriormente a espécie for dividida, por exemplo, não será mais possível ter o nome correto.

Materiais necessários

- Caderno de anotações (se possível, usar caderno resistente à água)
- Lápis grafite (preferencialmente 2B ou 4B), apontador e borracha
- Tesoura de poda e/ou serras de mão
- Prensa Botânica:
 - Folhas de papelão do mesmo tamanho da prensa
 - Cordas ou fitas para amarrar a prensa
 - Prensa de madeira
 - Folhas de jornal

Observação: Alguns pesquisadores não levam a prensa botânica para a coleta, mas optam por levar fitas adesivas e canetas permanentes para identificar os materiais coletados. Os materiais são acondicionados em sacos plásticos durante a coleta e adicionados à prensa somente ao retornar ao alojamento.

Outros materiais úteis: binóculo, equipamento de escalada, equipamento de GPS, equipamento fotográfico, estilete, facão, fitas adesivas, lápis cópia ou canetas permanentes, lápis sobressalente, podão, sacos de papel, sacos plásticos grandes e resistentes, estufa de campo e etanol 70%, caso leve muitos dias para levar a uma estufa.

Coleta

Escolha o indivíduo a ser amostrado e tome as anotações de campo conforme indicado na [seção 4.1](#). Em seguida, observe bem a planta com o objetivo de localizar um ramo com galhos portando tanto folhas, quanto estruturas reprodutivas (estróbilos, flores, frutos) caso estejam presentes. Os galhos escolhidos devem apresentar, no mínimo, três nós com folhas. Verificar se as folhas da inflorescência (brácteas) não são muito diferentes das folhas vegetativas. Se forem, coletar ramo vegetativo com folhas normais também.

Com o auxílio de uma tesoura de poda e/ou podão, corte um pedaço do ramo. É possível que as estruturas reprodutivas se soltem do galho com facilidade. Neste caso, colete essas estruturas também de forma separada, acondicionando-as em um saco de papel (nunca de plástico). Não se esqueça de anotar o código de coleta no saco!

Caso o coletor tenha levado a prensa botânica para campo, poderá realizar a prensagem no local. Caso tenha optado por realizar a prensagem posteriormente, deverá identificar o material com fita adesiva e caneta permanente e acondicioná-lo em um saco plástico resistente da mesma forma como a madeira correspondente. Convém, contudo, prensar o material ainda no mesmo dia.

Prensagem

Separe uma folha de jornal para armazenar o material e posicione-a em cima de uma folha de papelão. Caso o jornal tenha dimensão maior que o papelão, recomenda-se dobrar o jornal ou cortar o excesso. Anote o código de coleta em uma parte do jornal que facilite a visualização, como no canto superior esquerdo da página frontal. É importante que a anotação seja feita a lápis, lápis dermatográfico, lápis de cera ou caneta com pigmento (tipo nanquim), pois a tinta de caneta pode desbotar com o tempo e durante a secagem ou se espalhar se a exsicata for tratada com etanol.

Organize o ramo selecionado dentro da folha de jornal. Para isso, adeque o tamanho do ramo ao tamanho do jornal e do papelão, removendo o excesso de ramificações e folhas se

necessário. Posicione ao menos uma das folhas do ramo com a face inferior virada para cima. Esse procedimento reduz a manipulação do material caso seja necessário observar características da superfície inferior da folha. Note que, depois de seco, o material torna-se frágil, mais quebradiço, e que manipulações desnecessárias podem causar dano à exsicata. Deixe o ramo na posição correta assim que efetuar a coleta, pois a planta murchará e poderá dificultar um bom posicionamento de suas folhas. Escolha a quantidade de material e a maneira de dobrar, tendo em mente que, na cartolina onde a amostra será fixada, deve haver espaço suficiente para uma grande etiqueta, geralmente colada no canto inferior direito.

Caso haja partes soltas de pequeno volume, armazenadas em sacos de papel, identifique o saco com o mesmo código de coleta e coloque-o também dentro do jornal. Note que diversas plantas podem apresentar estruturas volumosas, especialmente frutos, que podem ser difíceis de acomodar na prensa. Neste caso, mantenha tais estruturas em um saco de papel devidamente identificado. Na hora da secagem, o saco de papel poderá ser incluído na estufa por fora da prensa. Se forem frutos, caules ou inflorescências carnosas, há a necessidade de frascos e um líquido de preservação, como etanol 50%, 70% ou FAA.

Feche a folha de jornal com o ramo dentro, tomando o cuidado para que as estruturas permaneçam na posição correta. Atenção também para que não haja pedaços do galho ou folhas para além do espaço do jornal. Coloque uma folha de papelão por cima do jornal, deixando-o entre duas folhas de papelão e então coloque este conjunto entre dois estrados de madeira (prensa botânica). Envolve a prensa com uma corda, fita ou cinta, que deve ser apertada para que o material seja efetivamente prensado. Você pode repetir a operação e prensar diversas exsicatas em uma única prensa botânica, desde que cada jornal utilizado esteja devidamente identificado.

Se houver material suficiente, repita a operação para montar uma segunda exsicata da mesma planta (réplicas ou duplicatas). Essas duplicatas são úteis para empréstimo e doações entre coleções. Mantenha sempre o mesmo código de coleta para todas as exsicatas de uma mesma planta. Se você doar a duplicata para o herbário onde há um especialista do grupo, você pode obter o nome sempre atualizado.

Em caso de dúvidas, ou para facilitar a referência durante o trabalho de campo, consulte a [Figura 4](#) para um resumo das principais instruções.

Secagem

A secagem do material botânico é um procedimento que deve ser feito o mais rápido possível após a coleta. Quanto mais tempo houver entre a coleta e a secagem, mais o material se degrada. O equipamento adequado para a secagem é a estufa de circulação forçada, sempre presente nos herbários ou em laboratórios de botânica. Algumas equipes profissionais de coleta e inventário florístico utilizam estufas portáteis durante expedições prolongadas. Se não houver estufa disponível, as exsicatas entre papelões devem ser colocadas em sacos plásticos espessos e temporariamente preservadas em álcool (etanol 70%), despejando uma garrafa de etanol para cada 2 dias de coleta, aproximadamente. Ao chegar onde haja uma estufa disponível, o material pode ser secado normalmente, embora apresente-se mais escurecidos. Exsicatas alcoolizadas devem receber esta informação na etiqueta, ou apresentar um carimbo especial. Note que esse material não servirá mais para pesquisas com DNA ou fitoquímica.

Caso você tenha acesso a um laboratório de pesquisa, a prensa devidamente identificada deverá ser colocada em uma estufa ventilada entre 40 a 85 °C. Verifique a secagem de cada um dos materiais após 48 horas. Lembre-se que cada planta pode responder à secagem de maneira diferente. Caso o material ainda esteja úmido, retorne a prensa para a estufa por mais 24 horas e repita o processo até que todos os materiais estejam secos. Herbários também costumam possuir chapas de alumínio corrugado, as quais podem ser colocadas entre os papelões da prensa para auxiliar na ventilação do material. Caso tenha acesso a esse material, sua utilização é recomendada, especialmente em prensas com muitas amostras.

Após a secagem, espere a prensa esfriar completamente e desmonte-a retirando os papelões entre as folhas de jornal. Mantenha um papelão por baixo e outro por cima do montante de exsicatas, além de um papelão a cada 5 ou 10 exsicatas, para evitar quebras. Amarre o conjunto com um barbante ou corda. Suas amostras herborizadas estarão prontas para serem entregues para a coleção de sua escolha.

Coletores que não tenham acesso a uma estufa devem armazenar a prensa temporariamente em ambiente seco e/ou quente, mas longe de fogo. Assim que possível, leve o material para doação a uma instituição de pesquisa, a qual poderá então dar o tratamento final ao material.

Para saber mais

Desde 2010, o programa REFLORA/CNPq tem investido em obter e disponibilizar gratuitamente informações e imagens de alta resolução de exsicatas contendo espécies da flora brasileira. Você pode acessar todo conteúdo continuamente atualizado no contexto desse projeto através do site <https://reflora.jbrj.gov.br/reflora/PrincipalUC/PrincipalUC.do?lingua=pt>.

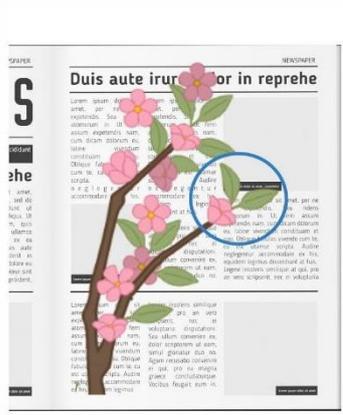
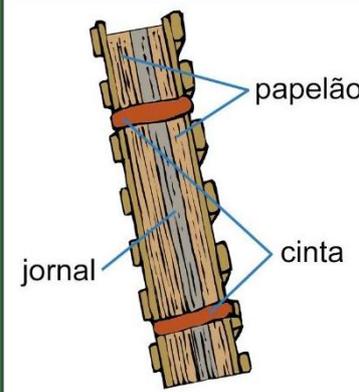
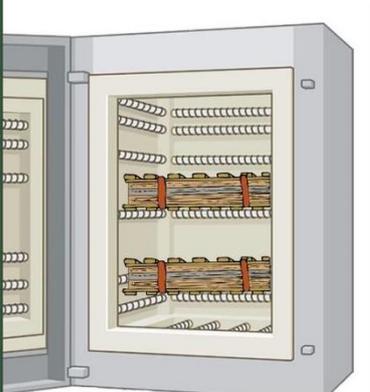
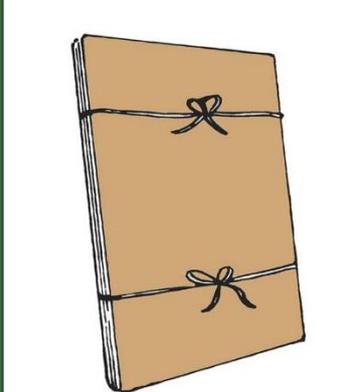
Coletando com ética

Avalie o impacto da sua coleta! Procure deixar ao menos 50% da copa intacta. Faça cortes lisos, limpos e use a calda bordalesa, se disponível, ao final da coleta.

Coletando com qualidade

Exsicatas devem receber o mesmo código de coleta anotado nas amostras de madeira. Deste modo, amostras diferentes permanecem vinculadas na coleção.

FIGURA 4: COLETA DE EXSICATAS

		
<p>1. Escolha o ramo a ser coletado e corte-o com a tesoura de poda ou podão</p>	<p>2. Corte a amostra para fazê-la caber em uma folha de jornal</p>	<p>3. Posicione as folhas da planta com ao menos uma mostrando a face inferior</p>
		
<p>4. Acondicione o ramo por inteiro dentro do jornal, feche-o e posicione-o entre folhas de papelão</p>	<p>5. Anote o código de coleta que identifica a amostra na borda do jornal</p>	<p>6. Monte a prensa como um "sanduíche" de papelão e jornal alternados. Feche a prensa com cordas/cintas</p>
		
<p>7. Coloque a prensa na estufa para secagem. Após 24 horas, verifique o estado do material</p>	<p>8. Se necessário, repita o processo de secagem até que o material esteja totalmente seco</p>	<p>9. Remova os papelões entre jornais e amarre o restante formando um pacote para entrega</p>

Coleta de parte do tronco

Este tipo de coleta resulta em uma amostra proveniente do tronco de uma árvore, coletada de maneira não destrutiva, ou seja, removendo apenas uma parte do tronco principal sem derrubá-lo. Neste tipo de coleta, costuma-se amostrar apenas a madeira mais próxima à superfície do tronco (alburno) e a amostra frequentemente apresenta um formato de cunha, como indicado na [Figura 5](#). Essa forma de coleta é especialmente útil quando não há possibilidade de coletar ramos, ou quando há a necessidade de amostrar o caule principal enquanto se evita a destruição do indivíduo.

Materiais necessários
<ul style="list-style-type: none">● Caderno de anotações (se possível, usar caderno resistente à água)● Lápis grafite (preferencialmente 2B ou 4B), apontador e borracha● Lápis cópia (com anilina) ou caneta tipo nanquim● Formões de diferentes larguras● Fita métrica● Martelo● Estilete
Outros materiais úteis: caixa para transporte, calda bordalesa, equipamento de GPS, equipamento fotográfico, facão, fita diamétrica, lâmina sobressalente para estilete, lápis cópia ou caneta permanente sobressalente, lápis grafite sobressalente, prensa botânica, serra de mão

Após a escolha do indivíduo a ser amostrado, tome as anotações de campo conforme indicado na [seção 4.1](#).

Coleta

Selecione a parte do tronco principal que será amostrada. Procure uma região do tronco que esteja perpendicular ao solo e que não apresente nós (bifurcações), injúrias visíveis ou deformidades. Para realizar a coleta de forma mais eficiente e segura, dê preferência a uma região da árvore que esteja à altura do peito do coletor.

Delimite a área que será amostrada fazendo incisões superficiais no tronco com uso do formão. A seguir, retire a casca da área selecionada para expor a madeira e observe a “janela de amostragem”. As arestas devem ficar retilíneas e a janela de amostragem bem delimitada, com a

casca removida inteiramente nesta região. Para árvores de médio e grande porte, recomendamos uma janela de amostragem entre 4,5 x 3,5 cm e 8,0 x 6,0 cm. Em troncos com diâmetro pequeno, tome cuidado para não comprometer mais de 30% da circunferência do indivíduo.

Prossiga fazendo incisões mais profundas com o formão nas arestas superior e inferior da janela de amostragem. A profundidade deve variar de acordo com o diâmetro do tronco, e do comprimento do formão. Em árvores de grande porte, caso a densidade da madeira não ofereça extrema resistência, é possível fazer uma incisão com até 1/3 da profundidade do formão. Existem formões de diferentes tamanhos no mercado, verifique o mais indicado para cada caso dependendo do diâmetro da árvore.

Por fim, faça as incisões com o formão em ambas as arestas laterais de modo a deixar todo o perímetro da janela destacado do tronco. Através de uma das incisões laterais, insira o formão e use-o em um mecanismo de alavanca para desprender a amostra. Caso as incisões superior e inferior tenham sido feitas adequadamente, a amostra se desprenderá com facilidade. Se houver dificuldade, refaça as incisões superior e inferior até que a amostra se desprenda da árvore. Após remover a amostra, aplique calda bordalesa na região do corte no indivíduo amostrado.

Com estilete, faça o polimento em uma parte da amostra no eixo longitudinal da madeira (sentido das fibras) e identifique todas as amostras com o mesmo código de coleta. Em caso de dúvidas, ou para facilitar a referência durante o trabalho de campo, consulte a [Figura 5](#) para um resumo das principais instruções.

Pronto, a coleta está feita! Transporte em uma caixa arejada (não mantenha em caixa fechada) e já pode entregá-la a uma xiloteca.

Secagem

Frequentemente, não é possível fazer a doação da amostra imediatamente após a realização da coleta, sendo preciso armazená-la por dias, semanas ou meses. Neste caso, é importante deixar o material secando de maneira adequada.

A madeira deve secar em ambiente naturalmente ventilado, protegido de umidade e, principalmente, sombreado. Não armazene a amostra em sacos plásticos ou caixas fechadas, pois irá estimular a proliferação de fungos no material. Não deixe a amostra exposta ao sol e jamais seque-a em estufa, pois a secagem rápida causará rachaduras por toda a amostra e danificará sua integridade anatômica. A secagem das madeiras deve ocorrer de maneira lenta e gradual. A duração

da secagem depende da densidade da madeira, geralmente levando entre 10 e 30 dias para segmentos de tronco.

Caso não seja possível aguardar a secagem completa para entregar a amostra a uma coleção, não há problema. A própria instituição providenciará o local adequado para completar o processo de secagem.

Para saber mais

Partes do tronco correspondem ao tipo de amostra mais abundante em xilotecas ao redor do mundo. E assim como exsicatas de herbários, materiais depositados em Xilotecas (especialmente informações de campo associadas às amostras) também têm sido incorporados a repositórios digitais. Você pode consultar o site da Associação Internacional dos Anatomistas de Madeira (do inglês, IAWA) para saber mais sobre as mais extensas xilotecas ao redor do mundo: https://www.iawa-website1.org/en/Wood_collection/

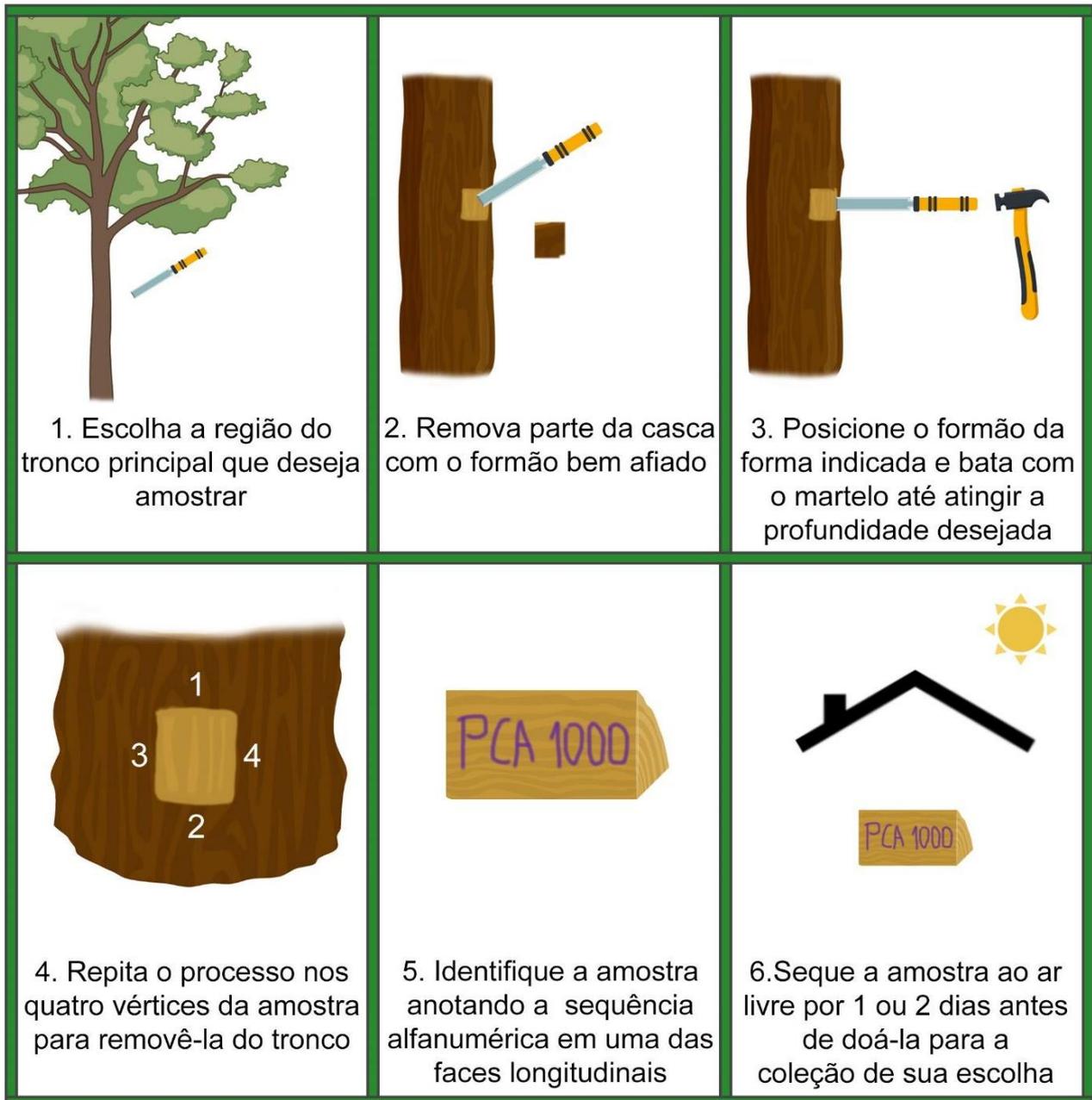
Coletando com ética

Avalie o impacto da sua coleta! Nunca corte mais de 30% do diâmetro de um tronco. Faça cortes lisos, limpos e use a calda bordalesa, se disponível, ao final da coleta.

Coletando com qualidade

A coleta de exsicatas é sempre recomendada, uma vez que eleva muito a qualidade das informações associadas às amostras de madeira.

FIGURA 5: COLETA DE PARTE DO TRONCO



Coleta de madeira de galhos

Esse tipo de amostra é proveniente de ramificações caulinares e pode apresentar diversos tamanhos. Embora não inclua material do tronco principal, amostras de ramos podem ser úteis para diversos estudos. Dependendo da espécie analisada, galhos com um pequeno diâmetro já apresentam características estruturais mínimas para realização de estudos detalhados, ou mesmo, já possuem maturidade vegetativa similar à madeira de um tronco. De toda forma, galhos com mais de 2 cm de diâmetro e 30 cm de comprimento são preferíveis. Muitas vezes, podas de galhos espessos em árvores de grande porte podem ser reaproveitadas para coleções científicas, desde que se colem os dados corretamente.

Materiais necessários
<ul style="list-style-type: none">● Caderno de anotações (se possível, usar caderno resistente à água)● Lápis grafite (preferencialmente 2B ou 4B), apontador e borracha● Lápis cópia (com anilina) ou caneta tipo nanquim● Fita métrica ou diamétrica (ou paquímetro)● Tesoura de poda● Serra de mão● Estilete
Outros materiais úteis: calda bordalesa, equipamento de escalada, equipamento de GPS, equipamento fotográfico, facão, lâmina sobressalente para estilete, lápis sobressalente, prensa botânica, serras variadas, martelo e formão.

Após a escolha do indivíduo a ser amostrado, tome as anotações de campo conforme indicado na [seção 4.1](#).

Coleta

Selecione um galho ou ramo do qual seja possível obter uma amostra com o tamanho de pelo menos um antebraço (cerca de 25 a 30 cm de comprimento). Utilize serras de mão para fazer o corte. O porte dessas serras irá depender do tamanho e da densidade da amostra a ser coletada. Para poda, use preferencialmente serras com dentes e afiação adequados para madeira “verde” (fresca, não seca). Serrotes são mais adequados para madeiras secas. O corte ideal deve ser feito

na região do entre-nó, evitando-se as regiões da base ou dos nós. Deve ser feito também de forma perpendicular ao galho para reduzir a superfície exposta e facilitar a formação do anel de cicatrização. Por fim, é necessário certificar-se que a área exposta permita o rápido escoamento da água, evitando o acúmulo de umidade e a atividade de organismos xilófagos.

Depois de coletada, se a amostra tiver um comprimento maior que o indicado, deve-se reparti-la em pedaços menores (réplicas) com cerca de 25 a 30 cm de comprimento cada. Isso garante material adicional no caso de haver algum problema durante a secagem. Com o estilete, remova parte da casca de modo a expor a madeira na lateral de uma das extremidades da amostra. Nessa região de madeira exposta, anote o código de coleta correspondente às anotações do seu caderno de campo. A anotação na madeira deve ser feita utilizando-se um lápis-cópia, lápis dermatográfico ou uma caneta permanente de boa qualidade, de preferência com pigmento (nanquim). Todas as amostras provenientes do mesmo indivíduo coletado deverão estar marcadas com o mesmo código.

Em caso de dúvidas, ou para facilitar a referência durante o trabalho de campo, consulte a [Figura 6](#) para um resumo das principais instruções.

ATENÇÃO: Nunca faça a identificação na casca da planta, pois ela pode se desprender com o tempo!

Pronto, a coleta está feita! Seque o material em ambiente seco e arejado por 1 ou 2 dias e depois entregue-o a uma xiloteca.

Secagem

Frequentemente não é possível fazer a doação da amostra imediatamente após a realização da coleta, sendo preciso armazená-la por dias, semanas ou meses. Neste caso, é importante deixar o material secando de maneira adequada.

A madeira deve secar em ambiente naturalmente ventilado, protegido de umidade e, principalmente, sombreado. Não armazene a amostra em sacos plásticos ou caixas fechadas, pois isso irá estimular a proliferação de fungos no material. Não deixe a amostra exposta ao sol e não a seque em estufa, uma vez que a secagem rápida pode causar rachaduras por toda a amostra e danificar sua integridade anatômica. A secagem de madeiras deve ocorrer de maneira lenta e gradual.

Desta forma, o tempo de secagem varia de acordo com a umidade do ambiente, o tamanho da amostra e a espécie coletada, podendo levar cerca de 3 meses ou mesmo 1 ano. Uma vez secas, transporte as amostras em caixas abertas e arejadas.

Caso não seja possível aguardar a secagem completa para entregar a amostra a uma coleção, não há problema. A própria instituição providenciará o local adequado para completar o processo de secagem.

Para saber mais

Embora a madeira de galhos seja útil para estudos científicos, essa parte das árvores, especialmente próximo à bifurcação dos galhos, é geralmente descartada pela indústria de construção civil. Um novo projeto do Instituto de Tecnologia de Massachusetts, nos EUA, propõe a utilização dessas estruturas naturais em formato de “Y” como substitutos do aço em construções sustentáveis. Leia a matéria no link a seguir para saber mais a respeito: <https://news.mit.edu/2022/using-natures-structures-wooden-buildings-0309>

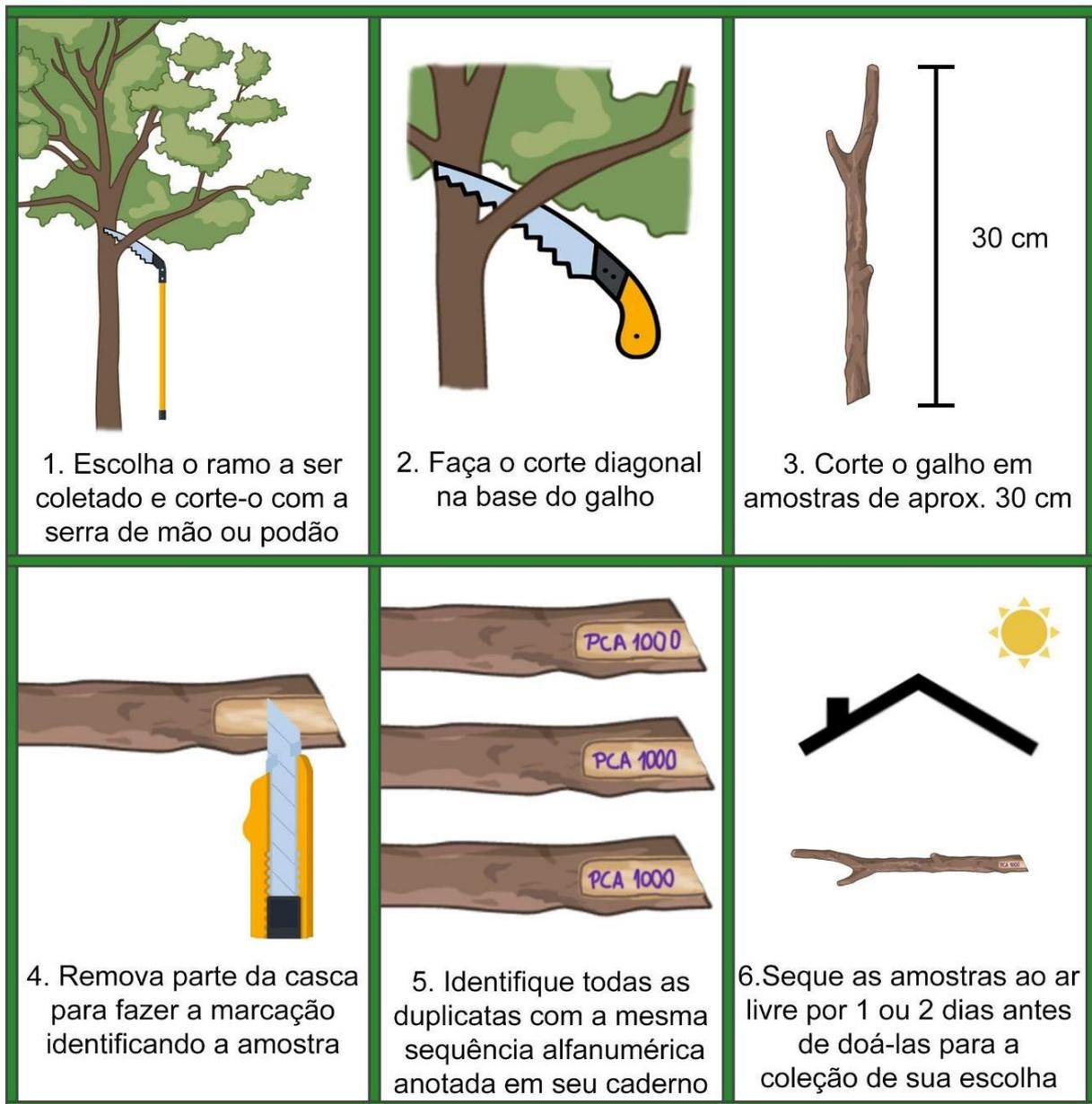
Coletando com ética

Avalie o impacto da sua coleta! Procure deixar ao menos 50% da copa intacta. Faça cortes lisos, limpos e use a calda bordalesa, se disponível, ao final da coleta.

Coletando com qualidade

A coleta de exsicatas é sempre recomendada, uma vez que eleva muito a qualidade das informações associadas às amostras de madeira.

FIGURA 6: COLETA DE GALHOS



Coleta de disco

Esse tipo de amostra representa toda a circunferência do tronco principal de uma árvore ou de uma ramificação de grande calibre. Os “discos” ou “bolachas” (seções), como são comumente chamados, podem apresentar grandes dimensões a depender do diâmetro e espécie da árvore amostrada. Por esse motivo, e por incluir toda a circunferência da planta, este tipo de amostra tem grande valia para estudos com anéis de crescimento, além de apresentar grande apelo didático e visual em coleções. É importante, contudo, considerar que por se tratar de coletas de grande calibre, frequentemente se faz necessário o uso de motosserra, a qual deve ser operada por pessoas qualificadas e com a devida licença do IBAMA.

Por se tratar de uma coleta destrutiva, o procedimento deve ser feito apenas em casos autorizados por meio de licenças ambientais específicas, seja para árvores em pé ou já caídas na floresta. Em áreas urbanas, quedas naturais de árvores são frequentes e o material pode ser aproveitado para pesquisas científicas (Locosselli *et al.*, 2021). Com a expansão da área urbana e as mudanças climáticas globais, as árvores em cidades se tornarão cada vez mais importantes para a saúde de todos os habitantes dessas áreas.

Materiais necessários
<ul style="list-style-type: none">● Caderno de anotações (se possível, usar caderno resistente à água)● Lápis grafite (preferencialmente 2B ou 4B), apontador e borracha● Lápis cópia (com anilina) ou caneta tipo nanquim● Lima para afiação da corrente da motosserra● Arco de serra ou motosserra● Estilete● Fita métrica● Martelo e cunhas
Outros materiais úteis: bússola, clinômetro, equipamento de GPS, equipamento fotográfico, facão, lâmina sobressalente para estilete, prensa botânica, correntes adicionais para motosserra.

Após a escolha do indivíduo a ser amostrado, tome as anotações de campo conforme indicado na [seção 4.1](#).

Coleta

Escolha a região do tronco a ser amostrada. Recomenda-se amostrar a região mais próxima da base do tronco, porém evitando deformações próximas às raízes como calos ou raízes tabulares (sapopemas). Prefira regiões mais cilíndricas e, sempre que possível, evite regiões com os nós evidentes e áreas com podridão na madeira.

Com auxílio de equipamento adequado (motosserra ou arco de serra, dependendo da espessura da madeira), retire uma “fatia” (seção) transversal do tronco com no máximo 10 cm de espessura. Se possível, retire outras amostras semelhantes da mesma árvore.

Remova ao menos parte da casca e, com estilete, faça o polimento em uma região da amostra no eixo longitudinal da madeira (sentido das fibras). Anote o código de coleta nessa região polida, lembrando-se de identificar todas as amostras de um mesmo indivíduo com o mesmo código de coleta. No caso de discos, muitas vezes é importante ter um conjunto de informações (metadados) mais detalhado: por exemplo, marque no disco qual era a face de cima (na direção da copa), os pontos cardeais e, se for o caso, o lado para onde o tronco estava inclinado – isso tudo aprimora a análise dos anéis de crescimento. Em caso de dúvidas, ou para facilitar a referência durante o trabalho de campo, consulte a [Figura 7](#) para um resumo das principais instruções.

Pronto, a coleta está feita! Você já pode entregá-la a uma xiloteca.

Secagem

Frequentemente não é possível fazer a doação da amostra imediatamente após a realização da coleta, sendo necessário armazená-la por dias, semanas ou meses. Neste caso, é importante deixar o material secando de maneira adequada.

Caso colete indivíduos recém tombados, vivos ou com madeira ainda úmida, o disco precisará secar ao abrigo do sol e em local ventilado naturalmente, ou seja, protegido de umidade e sombreado. A amostra deve ser posicionada verticalmente, apoiada em uma parede, se necessário, de modo que a maioria da superfície de ambas as faces fique exposta ao ambiente. Nunca encoste uma das faces totalmente contra a parede, mas deixe as amostras como se estivessem em um escorredor-de-pratos.

Devido ao tamanho das amostras de disco, recomenda-se secagem por período entre 3 a 6 meses. Caso não seja possível aguardar a secagem completa para entregar a amostra a uma coleção,

não há problema. A própria instituição providenciará o local adequado para completar o processo de secagem.

Para saber mais

Discos de tamanho grande são difíceis de serem obtidos. Entretanto, quando são coletados, podem ter muitas utilidades. Além das pesquisas científicas, muitos desses discos são polidos e preparados para exposições educativas dada a sua grandiosidade e a facilidade com que se pode observar as camadas de crescimento. Um exemplo interessante é o do disco de sequóia gigante (*Sequoiadendron giganteum*, Cupressaceae) exposto no Museu de História Nacional de Londres: <https://www.nhm.ac.uk/discover/giant-sequoia-slice.html>. No Brasil, ressaltamos a exposição permanente “Luís Beethoven Piló”, a qual inclui amostras de discos de madeira estudados na região do Parque Nacional Cavernas do Peruaçu, em Januária – MG.

Coletando com ética

Por tratar-se de coleta destrutiva, é necessário obter as autorizações apropriadas. Durante a coleta, tenha a autorização em mãos!

Coletando com qualidade

A coleta de exsicatas é sempre recomendada, uma vez que eleva muito a qualidade das informações associadas às amostras de madeira. Marcar os pontos cardeais na amostra aumenta a qualidade.

FIGURA 7: COLETA DE DISCOS DE MADEIRA



Coleta de baqueta

As baquetas são um tipo específico de amostra, normalmente coletada para estudos que analisam os anéis de crescimento (dendrocronologia). Este tipo de amostra tem o formato de cilindros de madeira que variam de 5 a 25 mm de diâmetro e cujo comprimento depende do diâmetro do indivíduo amostrado perpendicular ao tronco da árvore. Este é um tipo de coleta não destrutiva, realizada com o auxílio de trados de incremento manuais (sonda de Pressler ou trado de incremento), ou com trados especiais que utilizam perfuradores motorizados (Krottenthaler *et al.*, 2015).

Os anéis de crescimento são utilizados para responder uma variedade de questões, uma vez que fornecem informações desde taxa de crescimento e longevidade das árvores (Locosselli *et al.*, 2020), até respostas sobre variações climáticas (Godoy-Veiga *et al.*, 2021; Cintra *et al.*, 2019).

Materiais necessários
<ul style="list-style-type: none">● Caderno de anotações (se possível, use caderno resistente à água)● Lápis grafite (preferencialmente 2B ou 4B), apontador e borracha● Equipamento de perfuração (trado de incremento ou motorizado)● Lápis cópia (com anilina) ou caneta tipo nanquim● Tubo ou suporte para armazenar as baquetas● Suporte para amostras (em madeira ou PVC)● Equipamentos de Proteção Individual (EPIs)● Rolhas de diferentes tamanhos● Barbante● Cordas
Outros materiais úteis: bússola, caixa para transporte de amostras, calda bordalesa, clinômetro, equipamento de GPS, equipamento fotográfico, estilete e lâmina sobressalente, facão, fita métrica, formão, martelo, prensa botânica

Após a escolha do indivíduo a ser amostrado, tome nota das informações de campo conforme indicado na [seção 4.1](#). Por sua importância específica para estudos de dendrocronologia, recomenda-se o uso de um modelo específico para a ficha de identificação de baquetas, como ilustrado na [Figura 8](#).

FIGURA 8: FICHA DE COLETA PARA DENDROCRONOLOGIA

Local: _____

Nº amostra: _____ **Data:** ____/____/____ **Coleta de Exsicata:** S N

Espécie: _____ **Inclinação do tronco:** _____

Altura: _____ m **CAP:** _____ cm **DAP:** _____ cm **PIM:** _____ cm **Diâmetro da Copa:** _____

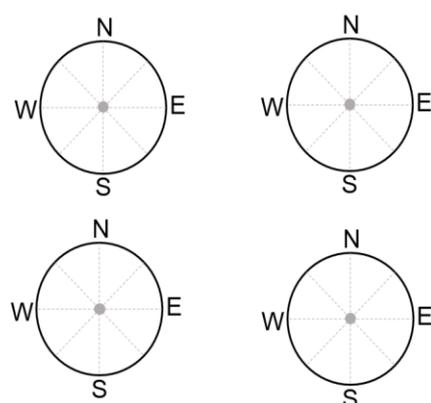
Dados de GPS: Datum _____ **Altitude** _____ m
Latitude: _____ ° _____ ' _____ " S **Longitude:** _____ ° _____ ' _____ " W

Coleta de baquetas para dendrocronologia:
Quantidade em trado motorizado: _____ **Raios:** _____
Direções e letras: _____

Quantidade em trado incremento: _____ **Raios:** _____
Diâmetro: 5,5 mm 10 mm
Direções e letras: _____

Observações extras:
Solo: _____ **Presença de lianas:** S N
Distúrbio: S N

Informações adicionais:



Coleta

Uma vez preenchida a ficha de coleta, escolha a região do tronco a ser amostrada. Evite regiões de nós e eventuais áreas de podridão da madeira. Para realizar a coleta de forma mais eficiente, segura e ergonômica, dê preferência a uma região da árvore que esteja à altura do peito do coletor. Em árvores que possuem casca com camadas mais espessas, sugere-se retirar parte da casca utilizando formão e martelo para fazer incisões superficiais e delimitar a janela de amostragem. Esse processo ajuda a manter a afiação do trado por mais tempo e ajuda a dar estabilidade no começo do processo de perfuração. Entretanto, esse processo é opcional ou deve ser feito com cuidado, sem remover ou danificar a camada mais externa da madeira. Isso é de grande importância, uma vez que o anel de crescimento mais externo, ou seja, mais próximo à casca, é um marcador fundamental para a contagem correta dos anéis de crescimento.

Escolha o instrumento a ser utilizado. Para isso, é necessário considerar a densidade da madeira e o porte da árvore que se deseja amostrar. Para espécies com madeira menos densa (densidade menor do que 0,7 g/cm³), utilize um trado de incremento manual (Sonda de Pressler). Para espécies de madeira mais densa, indica-se o uso do perfurador motorizado. Especificidades da metodologia utilizando cada um desses equipamentos são descritas e ilustradas a seguir.

Coleta com trado de incremento manual (sonda Pressler)

Monte o trado conforme instruções do fabricante. Uma vez montado, posicione o instrumento escolhido em frente à janela de amostragem de maneira perpendicular ao tronco e orientado em direção ao centro/medula da árvore. Caso a árvore esteja inclinada, o trado deve acompanhar a inclinação do tronco. Nesses casos, tome cuidado também com a presença de lenho de tração (em angiospermas, no lado côncavo) e lenho de compressão (em gimnospermas, no lado convexo) que podem dificultar a amostragem. Insira a sonda gradativamente na árvore. O processo de inserção da sonda é semelhante ao uso de um saca-rolhas: o trado deve ser girado em sentido horário para que penetre progressivamente na madeira.

Após inserir o trado na árvore até a região da medula, ou até a região do câmbio vascular do lado oposto, retire a amostra com o extrator. Para isso, posicione o extrator por baixo da amostra e insira-o até atingir a ponta do trado. Gire o trado no sentido anti-horário fazendo uma volta completa. Puxe o extrator cuidadosamente para evitar que a amostra, ou partes dela, caiam no chão e se percam na serrapilheira. Ao final da coleta, para remover o trado da árvore, continue girando-o no sentido anti-horário e utilizando o peso do seu corpo para remover o equipamento da árvore. Tome cuidado pois o trado pode se desprender ou girar de forma brusca e causar acidentes.

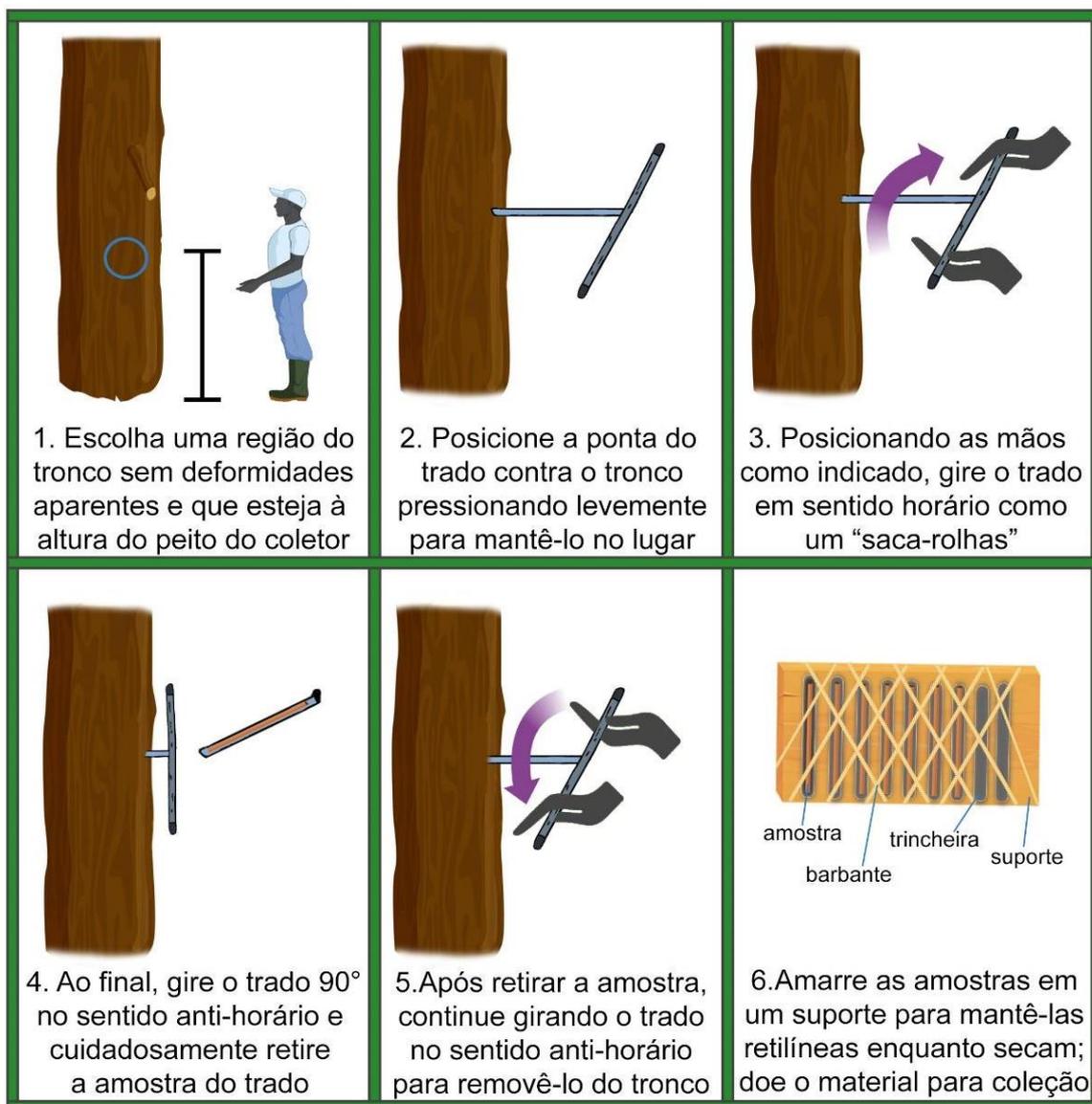
Recomenda-se amostrar pelo menos quatro raios por árvore. Ou seja, duas perfurações de casca a casca passando pelo centro da árvore. Ao fazê-lo, anote em seu caderno, com o auxílio de uma bússola, equipamento de GPS ou *smartphone*, os pontos cardeais indicando a posição de cada furo feito no tronco. Você pode utilizar o modelo indicado na ficha de coleta ilustrada na [Figura 8](#). Ao final da coleta, caso disponível, aplique calda bordalesa na região onde o trado foi inserido. Por fim, feche o orifício deixado pelo trado utilizando uma rolha de cortiça.

IMPORTANTE: Cuidado ao inserir a rolha de cortiça no orifício deixado pelo trado! A rolha deve ser colocada de maneira a ultrapassar internamente a camada do câmbio, a qual separa a casca da madeira. É importante deixar toda a espessura da casca livre e obstruir apenas a madeira. Isso facilita a formação de um novo anel pelo câmbio para ocluir o orifício e a cicatrização natural pela árvore, ao mesmo tempo que evita que organismos que se alimentam de madeira viva entrem no canal deixado pela coleta.

Em caso de dúvidas, ou para facilitar a referência durante o trabalho de campo, consulte a [Figura 9](#) para um resumo das principais instruções.

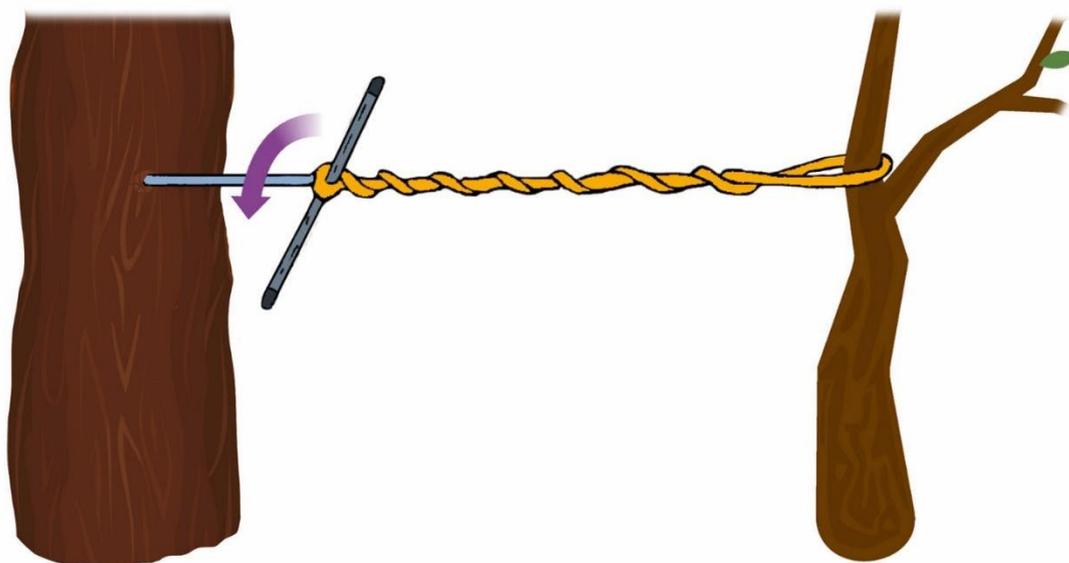
Pronto, a coleta está feita!

FIGURA 9: COLETA DE BAQUETAS COM TRADO MANUAL



Em alguns casos, como em árvores com podridões no interior, o trado pode ser mais difícil de remover ou até mesmo ficar preso na madeira. Caso isso ocorra, recomenda-se utilizar uma corda para facilitar a remoção. Para tanto, passe uma extremidade da corda ao redor do trado e a outra extremidade ao redor do tronco de alguma árvore localizada atrás do trado. Amarre a corda de forma a fazer com que ela se tensione mais e mais a cada giro do trado, assim fazendo força adicional para a retirada do equipamento. A [Figura 10](#) a seguir ilustra como utilizar a corda para esse processo de remoção do trado.

FIGURA 10: REMOÇÃO DE TRADO PRESO NA MADEIRA



Coleta com perfurador motorizado

Um exemplo de perfurador motorizado utilizado neste tipo de coleta é ilustrado na [Figura 11](#). Note que esse tipo de equipamento requer o uso de brocas específicas. Você pode verificar as especificações para uso e para a fabricação das brocas em Krottenthaler et. al. (2015). Nesse caso, também é necessário lembrar de itens adicionais para a coleta, como gasolina, óleo de dois tempos e todas as ferramentas (chave de fenda, chave allen, etc.) e EPIs necessários para operação do equipamento (ex.: protetor auricular, luvas térmicas, protetor facial, óculos de proteção, etc.).

FIGURA 11: PERFURADOR MOTORIZADO



Uma vez montado, posicione o trado motorizado em frente à janela de amostragem de maneira perpendicular ao tronco e orientado em direção ao centro/medula da madeira. Durante a coleta, mantenha sempre a sonda na mesma posição perpendicular ao eixo do tronco para retirar uma amostra no plano transversal, evitando assim que a amostra se quebre ou que o instrumento fique temporariamente preso pela madeira na árvore. O equipamento deve ser utilizado de forma semelhante a uma furadeira doméstica, mas mais lentamente e em pulsos: periodicamente, insira e remova a sonda de dentro da madeira para evitar o acúmulo de serragem no interior do buraco e da própria broca do perfurador, o que causa superaquecimento da amostra e entupimento da broca. A cada pulso de perfuração, avance apenas cerca de 0,5 a 1 cm.

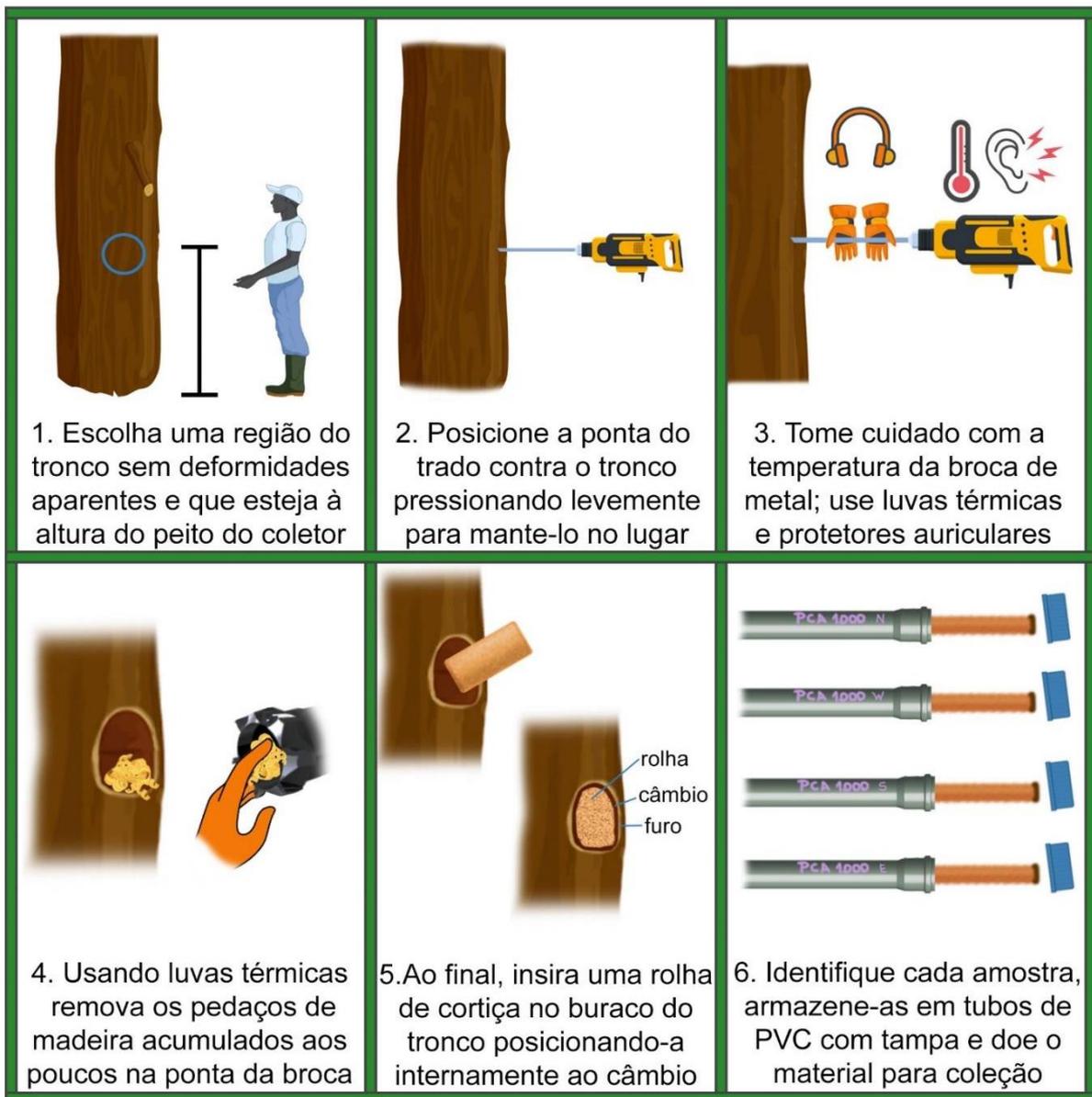
Também é recomendado amostrar pelo menos quatro raios por árvore. Ou seja, duas perfurações de casca a casca passando pelo centro da árvore. Ao fazê-lo, anote em seu caderno, com o auxílio de uma bússola, equipamento de GPS ou *smartphone*, os pontos cardeais indicando a posição de cada furo feito no tronco. Você pode utilizar o modelo indicado na ficha de coleta ilustrada na [Figura 8](#). Para ter certeza de que a perfuração está sendo feita na direção correta (preferencialmente rumo à medula), é útil ter em campo uma lupa de 10 aumentos e navalhas. Mesmo com um polimento imperfeito feito com uma navalha é possível enxergar a direção dos raios e a forma dos anéis após o primeiro furo e, assim, planejar melhor os demais furos. Ao final da coleta, caso disponível, aplique calda bordalesa na região onde o trado foi inserido. Por fim, feche o orifício deixado pelo trado utilizando uma rolha de cortiça de diâmetro pouco superior ao diâmetro da broca utilizada.

IMPORTANTE: Cuidado ao inserir a rolha de cortiça no orifício deixado pelo trado! A rolha deve ser colocada de maneira e ultrapassar internamente a camada do câmbio, o qual separa a casca da madeira. É importante deixar toda a espessura da casca livre e obstruir apenas a madeira. Isso facilita a cicatrização natural pela árvore, ao mesmo tempo que evita que organismos que se alimentam de madeira viva entrem no canal deixado pela coleta.

Em caso de dúvidas, ou para facilitar a referência durante o trabalho de campo, consulte a [Figura 12](#) para um resumo das principais instruções.

Pronto, a coleta está feita!

FIGURA 12: COLETA DE BAQUETAS COM PERFURADOR MOTORIZADO



Armazenamento

Independentemente do tipo de instrumento utilizado para esse tipo de coleta, a amostra resultante (baqueta) apresenta um formato diferente da maioria das amostras de madeira. Por serem longas e delicadas, as baquetas devem ser amarradas a suportes de madeira com o uso de barbante. Alternativamente, é possível armazená-las temporariamente em tubos plásticos (como canos de PVC) para transporte. Identifique todas as amostras de uma mesma árvore com o mesmo código de coleta, adicionando uma letra para cada raio amostrado (ex.: PCA01A, PCA01B, PCA01C e PCA01D para os quatro raios da árvore 01 coletada por PCA). É recomendado anotar a identificação tanto na amostra, quanto no suporte de madeira ou tubo plástico.

IMPORTANTE: Embora o lápis cópia seja o instrumento mais adequado para a anotação na própria amostra, ele também representa uma fonte de contaminação em estudos dendrocronológicos que visam medir a composição de isótopos de carbono e de elementos traço na madeira. Nesse caso, anote o código de coleta apenas no suporte ou tubo contendo a amostra.

Secagem

Frequentemente, não é possível entregar a amostra à coleção imediatamente após a realização da coleta, sendo necessário armazená-la por dias, semanas ou meses. Nesse caso, é importante deixar o material secando de maneira adequada.

Para as baquetas, independentemente do instrumento utilizado para coleta, o processo de secagem deve ser realizado mantendo a amostra amarrada a um suporte de madeira, pois estas tendem a contrair e empenar. Mantenha as amostras em ambiente ventilado, protegido de umidade e sombreado – nunca ao sol ou em estufa. Grandes variações de temperatura e umidade podem causar torções e rachaduras nas baquetas. Recomenda-se deixar a amostra secando por período entre 10 e 15 dias. Preservação em etanol 70% também é possível e não contamina a amostra para estudos de carbono 14 ou isótopos estáveis de oxigênio e carbono. Por outro lado, a preservação com aldeídos (formol, glutaraldeído) não é desejável, pois esses compostos reagem fortemente com a madeira, necessitando de uma purificação extrema da celulose para a análise de isótopos.

Caso não seja possível aguardar a secagem completa do material para entregá-lo a uma coleção, não há problema. Avise a instituição que ela providenciará o local adequado para completar o processo de secagem.

Para saber mais

Para visualizar os anéis de crescimento nas baquetas é necessário um processo de polimento das amostras utilizando lixas de granulação progressivamente mais altas ou polimento com uso de um micrótomo. Como esse processo não faz parte da coleta, ele não será descrito aqui em detalhes. Porém, boas leituras para esse procedimento, assim como a respeito de princípios básicos de coletas e estudos dendrocronológicos podem ser encontradas no livro de Stokes & Smiley (1996). Outro livro bastante útil para o assunto é o de Speer (2010), o qual está disponível gratuitamente através do site: <https://archive.org/details/fundamentalsoftr0000spee>.

Coletando com ética

Para permitir a cicatrização natural da árvore, lembre-se de posicionar a rolha de cortiça internamente à camada do câmbio vascular!

Coletando com qualidade

A coleta de exsicatas é sempre recomendada, uma vez que eleva muito a qualidade das informações associadas às amostras de madeira.

Coleta para coleção úmida

Recomenda-se este tipo de coleta para amostras provenientes de espécies com madeira de baixíssima densidade e/ou com maior predominância de tecidos frágeis (ex.: parênquima não lignificado, floema incluso, tecidos de reserva, caules suculentos). Amostras dessas espécies são mais susceptíveis à deterioração por bactérias, fungos e insetos, além de sofrerem grande contração dos tecidos durante o processo de secagem, o que reduz a qualidade da amostra para fins científicos ou as deteriora totalmente. Assim, este tipo de amostra deve ser processado de maneira diferente e acondicionado em meio úmido.

Materiais necessários
<ul style="list-style-type: none">● Caderno de anotações (se possível, use caderno resistente à água)● Lápis grafite (preferencialmente 2B ou 4B), apontador e borracha● Lápis cópia (com anilina) ou caneta tipo nanquim● Frascos de diversos tamanhos com tampa● Serra de mão e tesoura de poda● Luvas e máscaras descartáveis● Solução fixadora adequada● Papel-vegetal● Estilete
Outros materiais úteis: calda bordalesa, equipamento de GPS, equipamento fotográfico, facão, formão, lâmina sobressalente para estilete, lápis sobressalente, martelo, prensa botânica

Após a escolha do indivíduo a ser amostrado, tome as anotações de campo conforme indicado na [seção 4.1](#). Adicionalmente, anote em seu caderno o tipo de solução fixadora utilizada para cada amostra.

Solução fixadora

O tipo de solução fixadora utilizada varia de acordo com o objetivo da pesquisa. Para fixação de madeiras de baixíssima densidade, recomenda-se o uso de FAA-50 (formaldeído, ácido acético e etanol 50%) e posterior lavagem em etanol 50%, desidratação em etanol 60%, 70% e conservação da amostra em álcool 70%. Por outro lado, pesquisas com foco em estruturas internas das células (citologia) requerem o uso de fixadores a base de glutaraldeído e/ou paraformaldeído para

preservação das organelas celulares. Essas soluções têm concentrações da ordem de 5%. Assim, para armazenamento em etanol 70%, a amostra deve primeiro passar por desidratação gradativa (5%, 10%, 20%, etc., até 70%).

Independentemente do tipo de pesquisa, entretanto, soluções fixadoras frequentemente incluem compostos químicos de venda restrita a laboratórios de pesquisa. Se possível, verifique com a equipe técnica do laboratório as soluções fixadoras mais adequadas e como prepará-las.

É importante preparar a solução fixadora com antecedência e sempre utilizar os equipamentos de proteção individual (EPIs) adequados, como luvas de nitrila e máscaras descartáveis. Lembre-se que o uso de EPIs é necessário não apenas durante a preparação das soluções fixadoras em laboratório, mas também durante seu manuseio em campo. Informações detalhadas sobre o uso de EPIs adequados para cada tipo de composto químico podem ser encontradas na Ficha de Informação de Segurança de Produtos Químicos (FISPQ) normalmente associada ao produto químico adquirido. As informações também estão disponíveis através do site: <https://www.quimicabrasileira.com.br/fispqs/>

Coleta

O procedimento é similar ao adotado para as outras coletas. Na [seção 4.3](#) descrevemos a coleta de uma parte do tronco e na [seção 4.4](#) descrevemos a coleta de galhos. Consulte também a [seção 4.8](#) e a [seção 4.9](#) para a coleta de lianas e ervas-de-passarinho, respectivamente, cujas amostras são frequentemente coletadas para coleções úmidas.

Para coleção úmida, porém, o tamanho da amostra deve ser reduzido para facilitar a penetração do líquido fixador por todo o material. Para tal, uma mesma amostra pode ser seccionada em réplicas de tamanho menor com até 3 cm de comprimento e largura. Pense no tamanho do frasco disponível e dimensione a amostra para caber neste recipiente.

Com o estilete, remova parte da casca de modo a expor a madeira na lateral de uma das extremidades da amostra e anote a sequência alfanumérica do coletor correspondente às anotações no seu caderno de campo. A anotação na madeira deve ser feita utilizando-se um lápis cópia. Todas as amostras provenientes do mesmo indivíduo coletado deverão estar marcadas com o mesmo código.

Devido à fragilidade da madeira e ao tamanho reduzido das amostras, pode não ser possível anotar o código de coleta diretamente em cada amostra. Neste caso, faça as devidas anotações à

lápiz em uma etiqueta e cole-a na parte externa do frasco. Igualmente, coloque dentro do frasco uma etiqueta escrita a lápis ou tinta nanquim sobre papel-vegetal. Canetas e marcadores permanentes, em geral, possuem tinta que é apagada pelo etanol e ácido acético e, por tanto, não são recomendadas. Anote sempre o tipo de fixador utilizado para a coleta.

Por fim, armazene as amostras em um frasco com tampa contendo o fixador. Dê preferência para frascos com tampa rosqueada e plástica, uma vez que estes são mais seguros contra vazamento de líquidos. A quantidade de fixador deverá ser suficiente para que a amostra fique completamente submersa. Entretanto, devido ao grande volume de ar presente em tecidos vegetais, é possível que a amostra se mantenha boiando no líquido fixador. Caso tenha acesso a uma bomba de vácuo manual, você pode utilizá-la para remover parte do ar de dentro da amostra, permitindo assim uma penetração mais eficiente do fixador.

Em caso de dúvidas, ou para facilitar a referência durante o trabalho de campo, consulte a [Figura 13](#) para um resumo das principais instruções.

Pronto, a coleta está feita! Você já pode entregá-la a uma xiloteca. Caso não possa entregar o material imediatamente, armazene o frasco em local protegido de sol e chuva até que possa ser entregue a uma coleção. Evite frascos de tampa metálica, uma vez que o metal pode reagir com o fixador e causar enferrujamento e furos.

IMPORTANTE: Ao doar o material coletado desta forma à xiloteca de sua escolha, lembra-se de sempre informar o tipo de solução fixadora utilizada. Essa informação é crucial para que o processamento da amostra e o descarte da solução fixadora sejam realizados de maneira adequada!

Para saber mais

Além de herbários e xilotecas, diversas instituições de pesquisa incluem também coleções de material preservado em meio líquido. Esse tipo de coleção é conhecida como “*spirit collection*” e pode ser usada para uma grande diversidade de estudos. Para saber mais, você pode acessar o banco de dados de instituições como o Jardim Botânico do Rio de Janeiro (<http://dados.jbrj.gov.br/sobreosdados.php>) e o Museu de História Natural de Paris (<https://www.mnhn.fr/en/spirit-collection>).

Coletando com ética e segurança

Soluções fixadoras costumam ter diferentes graus de toxicidade. Utilize sempre o equipamento de proteção individual adequado!

Coletando com qualidade

A coleta de exsicatas é sempre recomendada, uma vez que eleva muito a qualidade das informações associadas às amostras de madeira.

FIGURA 13: COLETA DE AMOSTRA PARA COLEÇÃO ÚMIDA

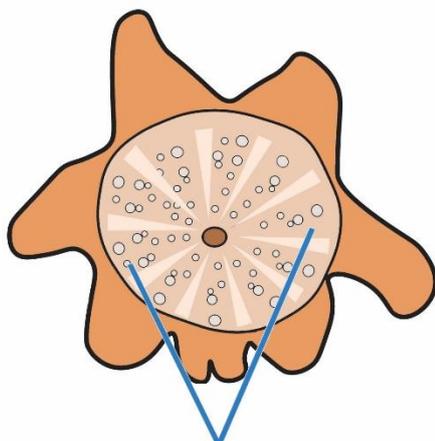


Coleta de lianas

Trepadeiras ou cipós lenhosos, conhecidos como lianas, costumam ser um componente abundante de diversas florestas tropicais. Diversas espécies de lianas apresentam caule de formato não cilíndrico, além de padrões peculiares de organização da madeira e tecidos da casca. Tais padrões representam uma forma altamente complexa de desenvolvimento vegetal, sendo, portanto, alvo de diversos estudos aprofundados (Angyalossy *et al.*, 2015). Diferentes padrões podem ser característicos de determinados grupos botânicos, como indicado na [Figura 14](#).

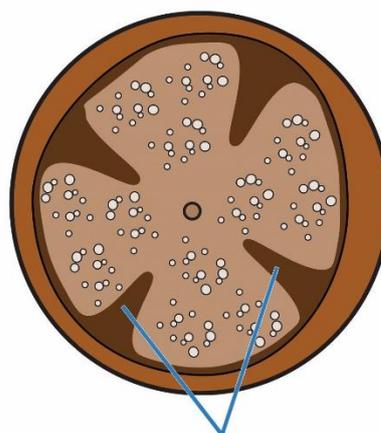
FIGURA 14: DIVERSIDADE DE PADRÕES ANATÔMICOS EM LIANAS

Aristolochiaceae



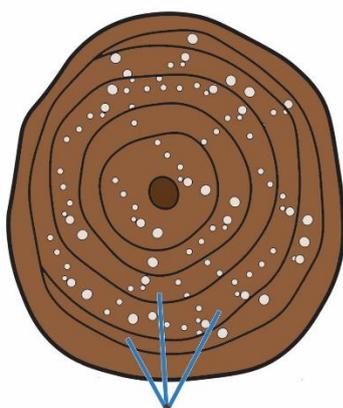
Elementos vasculares axiais em segmentos

Bignoniaceae



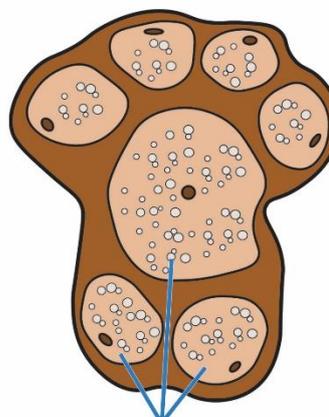
Cunhas de floema interrompendo o xilema secundário

Menispermaceae



Câmbios sucessivos

Sapindaceae



Cilindro vascular composto

Materiais necessários

- Caderno de anotações (se possível, usar caderno resistente à água)
- Lápis grafite (preferencialmente 2B ou 4B), apontador e borracha
- Lápis cópia (com anilina) ou caneta tipo nanquim
- Frascos de diversos tamanhos com tampa
- Serra de mão e tesoura de poda
- Luvas e máscaras descartáveis
- Solução fixadora adequada
- Papel vegetal
- Estilete
- Podão

Outros materiais úteis: binóculo, calda bordalesa, equipamento de GPS, equipamento fotográfico, facão, formão, lâmina sobressalente para estilete, lápis sobressalente, martelo, prensa botânica

Após a escolha do indivíduo a ser amostrado, tome as anotações de campo conforme indicado na [seção 4.1](#). A depender do tipo de material, poderá ser necessária a coleta úmida. Nesse caso, proceda como explicado na [seção 4.7](#).

Coleta

Durante a coleta de lianas, algumas anotações adicionais e cuidados específicos são importantes. Observe o indivíduo a ser amostrado e, sempre que possível, faça um esquema em seu caderno ilustrando a maneira como a liana está escalando ou se apoiando sobre o suporte da raiz até a copa, como exemplificado na [Figura 15](#).

Escolha então uma região do caule da liana que não apresente podridões visíveis e que esteja a pelo menos 1,30 m do ponto de enraizamento da planta. Dê preferência aos ramos mais espessos, com menos nós e, se possível, sem cicatrizes. Como as lianas geralmente não têm caules que ultrapassam 30 cm de diâmetro, colete uma amostra do caule de forma semelhante à coleta de galhos ([seção 4.4](#)), produzindo amostras com cerca de 30 cm de comprimento.

FIGURA 15: REPRESENTAÇÃO DE LIANAS EM SEU AMBIENTE



Caso se trate de uma espécie rara com poucos indivíduos no local, colete o segundo ramo mais desenvolvido, deixando o caule principal intacto. Dessa forma, o indivíduo continuará vivo. Caso todos os ramos estejam em condições não ideais, colete o que julgar estar em melhores condições.

Após coletada a amostra, remova parte da casca usando o estilete para expor a madeira na lateral de uma das extremidades da amostra. Nessa região de madeira exposta, anote o código de coleta correspondente às anotações do seu caderno de campo. A anotação na madeira deve ser feita utilizando-se um lápis cópia ou uma caneta permanente tipo nanquim de boa qualidade. Todas as amostras provenientes do mesmo indivíduo coletado deverão estar marcadas com o mesmo código.

Em caso de dúvidas, ou para facilitar a referência durante o trabalho de campo, consulte a [Figura 16](#) para um resumo das principais instruções. Quando possível, colete lianas também em forma úmida, como indicado na [seção 4.7](#).

ATENÇÃO: Nunca faça a identificação na casca da planta, pois ela pode se desprender com o tempo!

Pronto, a coleta está feita! Seque o material em ambiente seco e arejado por 1 ou 2 dias e depois entregue-o a uma xiloteca.

Para saber mais

Além de sua grande relevância para estudos de desenvolvimento vegetal, os diferentes padrões anatômicos comumente apresentados por lianas também são visualmente impressionantes. Você pode conferir um pouco da surpreendente variedade desses padrões através da exposição digital e física “Cipós: os segredos suspensos da floresta”, realizada pelo Instituto de Biociências da Universidade de São Paulo com apoio da Linha da Cultura da Companhia do Metropolitano de São Paulo: <https://www.ib.usp.br/mais-noticias/3270-exposicao-digital-e-fisica-cipos-os-segredos-suspensos-da-floresta.html>

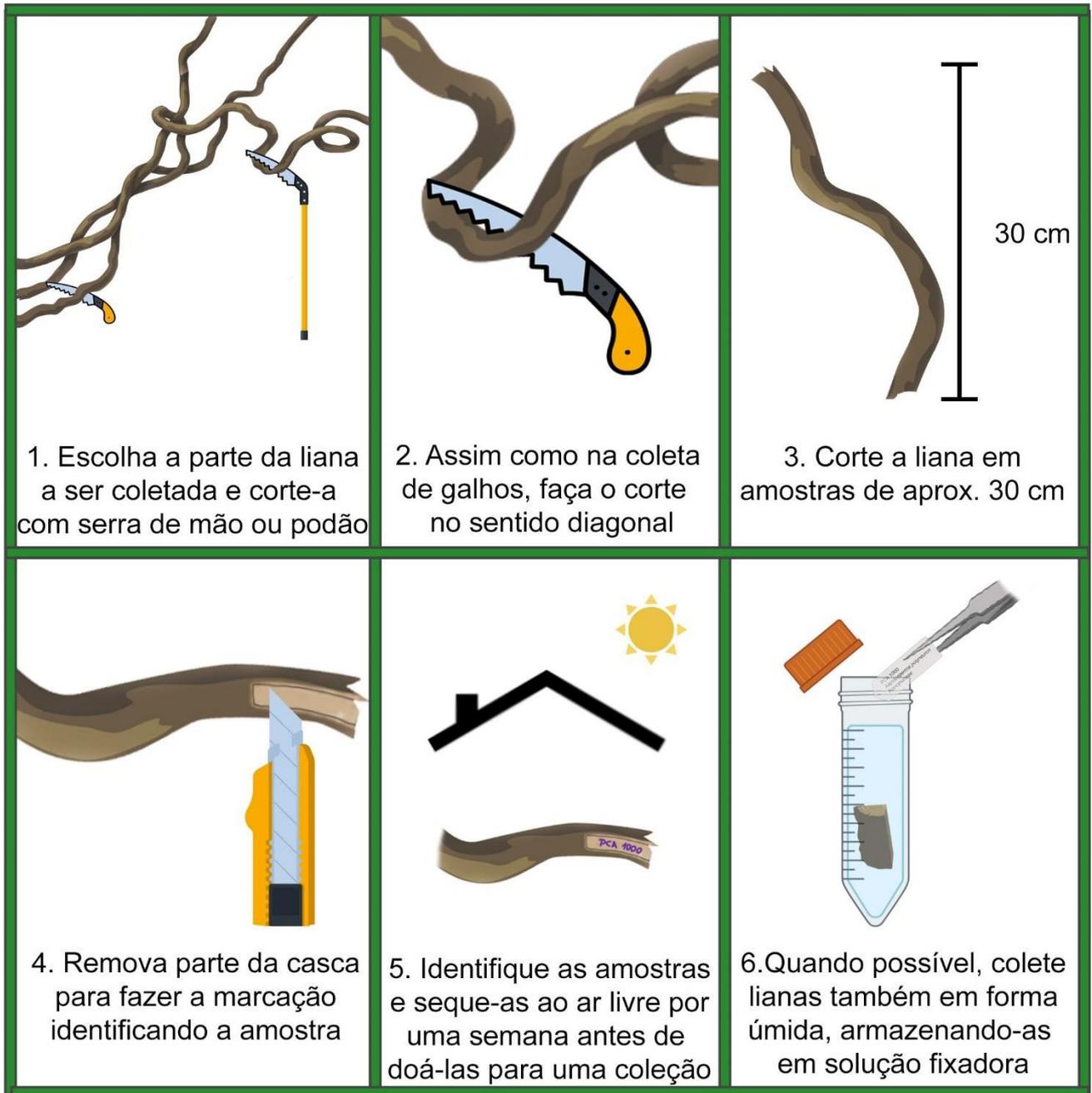
Coletando com ética

Mesmo coletando o caule principal, a liana ainda poderá se regenerar por meio de gemas laterais. Contudo, se houver bifurcações no caule, avalie a possibilidade de coletar acima da bifurcação, deixando o outro caule intacto.

Coletando com qualidade

A coleta de exsiccatas é sempre recomendada, uma vez que eleva muito a qualidade das informações associadas às amostras de madeira.

FIGURA 16: COLETA DE LIANAS



Coleta de ervas-de-passarinho

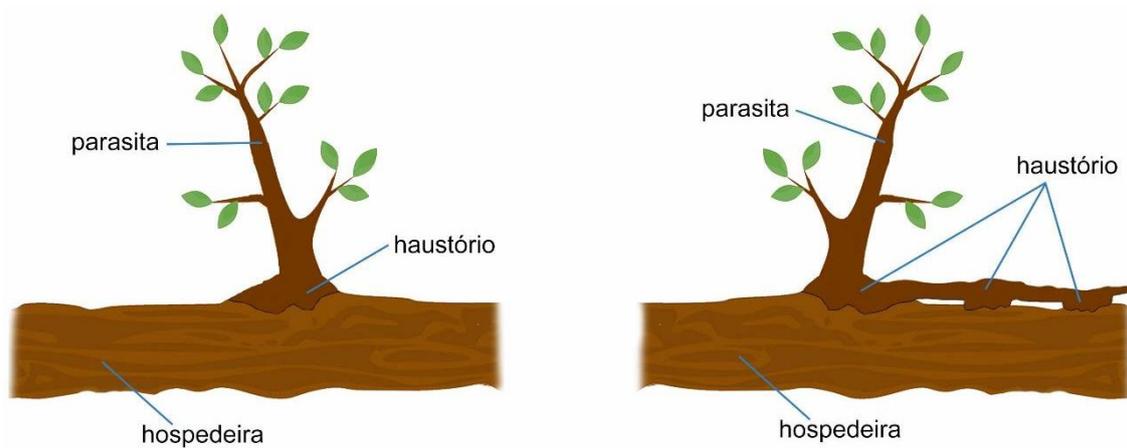
Uma grande diversidade de espécies vegetais vive como parasita sobre outras plantas. Diferente de lianas, orquídeas e outras epífitas, as quais apenas apoiam-se sobre árvores ou estruturas como postes e troncos mortos, as plantas parasitas estão sempre fisicamente conectadas às suas hospedeiras através de um órgão conhecido como “haustório”. É através desse órgão que a seiva contendo parte ou todos os nutrientes necessários para o crescimento do vegetal passa da planta hospedeira para a parasita.

Ervas-de-passarinho são plantas parasitas que germinam diretamente sobre os galhos ou troncos de suas hospedeiras. Pouco depois do processo de germinação, estas parasitas dão início à formação do haustório, o qual se desenvolve em uma estrutura de madeira frequentemente volumosa. Conforme seu desenvolvimento progride, a maioria das espécies de ervas-de-passarinho forma pontos adicionais de conexão com o caule da hospedeira (Teixeira-Costa *et al.*, 2020). Dessa forma, como ilustrado na [Figura 17](#), é possível classificar ervas-de-passarinho entre aquelas que formam apenas um haustório terminal e as que desenvolvem haustório múltiplos.

Materiais necessários
<ul style="list-style-type: none">● Caderno de anotações (se possível, use caderno resistente à água)● Lápis grafite (preferencialmente 2B ou 4B), apontador e borracha● Lápis cópia (com anilina) ou caneta tipo nanquim● Frascos de diversos tamanhos com tampa● Serra de mão e tesoura de poda● Luvas e máscaras descartáveis● Solução fixadora adequada● Papel vegetal● Estilete
Outros materiais úteis: binóculo, calda bordalesa, equipamento de escalada, equipamento de GPS, equipamento fotográfico, facão, formão, lâmina sobressalente para estilete, lápis sobressalente, martelo, podão, prensa botânica

Após a escolha do indivíduo a ser amostrado, tome as anotações de campo conforme indicado na [seção 4.1](#).

FIGURA 17: TIPOS DE HAUSTÓRIO EM ERVAS-DE-PASSARINHO



Coleta

Durante a coleta de ervas-de-passarinho, algumas anotações adicionais e cuidados específicos são importantes. Para a coleta de exsicatas (veja [seção 4.2](#)), é fundamental que sejam coletados ramos tanto da planta parasita, quanto da hospedeira. Estes ramos devem ser prensados juntos e o material de ambas as plantas deve ser identificado sob um mesmo código de coleta, adicionando uma letra para cada planta (ex.: PCA1000A para a parasita e PCA1000B para hospedeira). Características e informações sobre ambas as plantas também devem ser anotadas.

Para a coleta de madeira, caso a planta parasita seja abundante na região, colete o galho parasitado de maneira a conter a madeira da hospedeira, o haustório e parte da madeira da planta parasita. Após coletados, processe os materiais como descrito na [seção 4.4](#). Caso opte por uma coleta de amostra para coleção úmida, siga a metodologia apresentada na [seção 4.7](#).

Em caso de dúvidas, ou para facilitar a referência durante o trabalho de campo, consulte a [Figura 18](#) para um resumo das principais instruções.

Pronto, a coleta está feita! Seque o material em ambiente seco e arejado por 1 ou 2 dias e depois entregue-o a uma xiloteca.

Para saber mais

Ervas-de-passarinho apresentam uma grande variedade de espécies, especialmente em regiões tropicais. Entretanto, essas plantas representam apenas uma fração de toda a diversidade de plantas parasitas. Ao todo, são reconhecidas cerca de 4800 espécies de plantas parasitas, classificadas em cinco grupos funcionais. Para saber mais sobre a biologia, diversidade e distribuição de plantas parasitas, você pode consultar o trabalho de revisão de Teixeira-Costa e Davis (2021), gratuitamente disponível através do link: <https://doi.org/10.1093/plphys/kiab279>

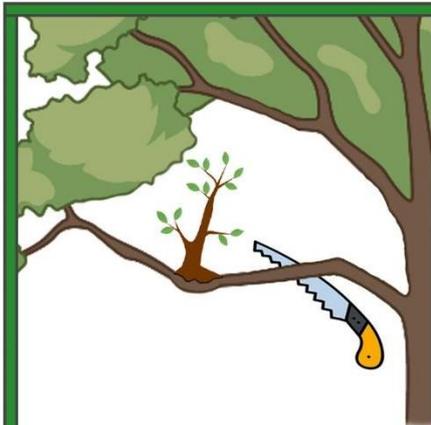
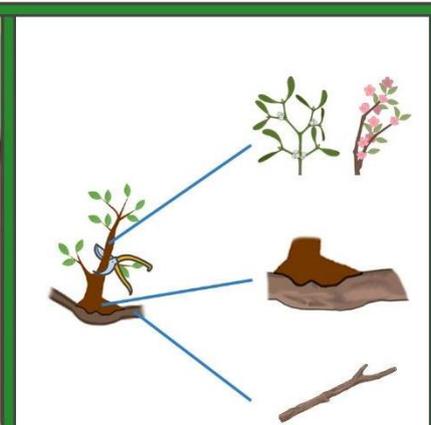
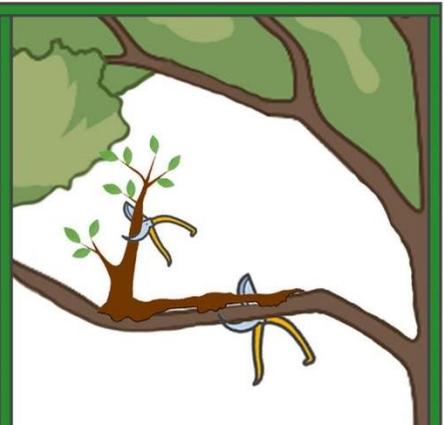
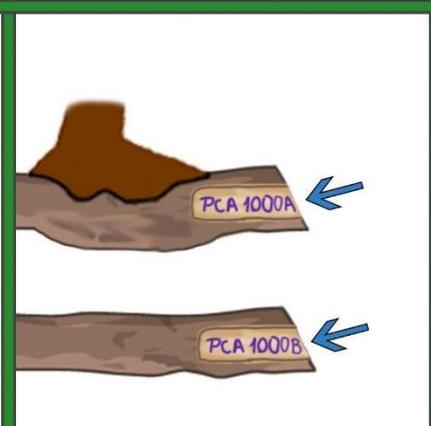
Coletando com ética

Caso a parasita seja rara na região, evite coletar o ramo parasitado e o haustório, permitindo que a parasita siga viva. Em casos de haustórios múltiplos, colete apenas uma das conexões.

Coletando com qualidade

Durante toda a coleta, mantenha a atenção na hora de descrever os materiais e identificar corretamente cada sub amostra (parasita, hospedeira e haustório)

FIGURA 18: COLETA DE ERVAS-DE-PASSARINHO

 <p>1. Escolha o ramo da planta hospedeira portando a planta parasita com haustório único</p>	 <p>2. Separe a amostra em ramos de ambas as plantas, o haustório e uma parte da madeira da hospedeira</p>	 <p>3. Em parasitas de haustório múltiplo, colete um ramo de cada planta e um dos haustórios da parasita</p>
 <p>4. Para o material de herbário, prenda os ramos de ambas as plantas juntos no mesmo jornal</p>	 <p>5. Identifique as três partes da amostra com a mesma sequência alfanumérica seguida de uma letra</p>	 <p>6. Quando possível, colete também em forma úmida, armazenando o haustório em solução fixadora</p>

Coleta madeiras antigas ou fósseis não mineralizados

A coleta de madeiras antigas ou fósseis (ou “sub-fósseis”) requer cuidados especiais durante a própria etapa de coleta, na secagem (ou não secagem) e no seu armazenamento. Este texto não trata de madeiras mineralizadas, com ou sem substituição (silicificadas, carbonizadas, carbonificadas) nem de carvões, embora boa parte das recomendações também seja válida para amostras de carvões. As madeiras antigas, arqueológicas e/ou fósseis serão tratadas neste texto simplesmente como madeiras antigas.

O que aqui se considera como madeiras antigas são aquelas encontradas em ocupações pré-históricas ou históricas, em edificações históricas e estruturas de madeira (casas, pontes, esteios de casas, senzalas, porteiras, mobiliário, entre outros) ou sítios arqueológicos diversos (abrigos rupestres, cavernas, sambaquis, naufrágios).

Parte dessas madeiras pode ser considerada antiga ou fóssil, mas essa discussão sobre os termos “fóssil”, “subfóssil” é controversa entre geólogos, paleontólogos, tafonomistas e não cabe aqui (para mais detalhes veja Tomassi e Almeida, 2015). O importante aqui é entender que se tratam de madeiras “velhas” (50 a 100.000 anos de idade), sem mineralização, mas com sua composição química e integridade física provavelmente alteradas. Sendo assim, esses materiais necessitam de formas especiais de coleta e conservação para que sejam estudadas e preservadas sem maior deterioração, sem desaparecerem (virarem pó), e sem vieses de interpretação (alterações nas datações isotópicas por carbono 14 – ^{14}C).

Todas as madeiras antigas sofrem algum tipo de deterioração causada por agentes físicos (calor, luz ultravioleta), químicos (água, oxigênio, ácido carbônico, ácido húmico, sulfatos, cloretos, entre outros) ou biológicos (xilófagos, os organismos que comem madeira: insetos, bactérias, fungos, moluscos). Assim, devido aos diversos tipos de agentes que atacaram a estrutura da madeira antiga ao longo do tempo, há a necessidade de ações para preservar a estrutura da madeira e evitar que as madeiras antigas colapsem, se desfaçam, ou até virem pó.

Materiais necessários

- Caderno de anotações (se possível, use caderno resistente à água)
- Lápis grafite (preferencialmente 2B ou 4B), apontador e borracha
- Sacos de plástico espesso, com fecho e em diversos tamanhos
- Serra manual, formão, martelo ou trado, conforme a edificação
- Lápis cópia (com anilina) ou caneta tipo nanquim
- Frascos de diversos tamanhos com tampa
- Pá de pedreiro pequena (de arqueologia)
- Palitos e espátulas para escavar
- Papel alumínio
- Papel vegetal
- Etanol 70%
- Estilete

Outros materiais úteis: binóculo, equipamento de escalada, equipamento de GPS, equipamento fotográfico, facão, formão, lâmina sobressalente para estilete, lápis sobressalente, martelo

Há dois tipos de madeira antiga que independem da idade mas que devem ser tratadas de forma diferente: madeira antiga seca e madeira antiga encharcada.

Madeira antiga seca ou seca em equilíbrio com a umidade do ar

A madeira em condições secas, referida como “dry wood” nos textos em inglês, é aquela encontrada tipicamente em edificações históricas, como batentes de portas, móveis, pisos, forros e até estruturas de telhados conservados. Também podem ser encontradas em sítios arqueológicos históricos ou pré históricos, desde que tenham estado sempre na condição seca, ou seja, com umidade em equilíbrio em relação à umidade do ar (grutas, cavernas, abrigos rupestres sem gotejamento, tumbas, templos, pirâmides, etc.). É importante perceber que uma parte da peça, um poste, palanque ou esteio, por exemplo, pode ter sua parte superior conservada como madeira seca e a parte inferior, inserida no solo, como madeira úmida ou encharcada, havendo a necessidade de avaliação detalhada e de condições complementares de conservação.

Coleta da madeira antiga seca

A madeira antiga seca deve ser coletada com ferramentas de coleta como serra, formão ou trado, envolvida saco de papel ou de plástico sem lacrar, para manter ventilação e então ser colocada em recipiente rígido, sustentada por material macio como algodão, plástico bolha, ou materiais esculpados na forma da peça, como espuma vinílica (EVA), isopor, ou espuma expansiva endurecida após a peça ser colocada revestida por plástico. O recipiente que porta a amostra deve ser arejado para não mofar. Já na coleta, o conjunto deve ser fechado em papel alumínio ou em caixa de plástico preto, para não entrar luz. Caixas de papelão também podem ser adequadas, se a madeira estiver bem seca (Nilsson e Daniel, 1989; Smith, 2002).

É essencial que a madeira antiga seca não tenha exposição à umidade para que não apareçam fungos oriundos de esporos do ar, ou que já estejam na madeira, além de precisarem ficar no escuro (papel alumínio ou caixas sem luz) para evitar o crescimento de cianobactérias. Esses organismos podem continuar deteriorando a madeira ou alterar uma possível datação do carbono 14, pois as cianobactérias incorporam na amostra carbono atual, alterando a datação.

Algumas amostras antigas secas podem estar com diversos tipos de danos estruturais: desde excesso de orifícios causados por insetos, até deterioração ultramicroscópica na lignina, perdendo seu rigor e estabilidade estrutural e deixando a amostra facilmente pulverizável. Nesses casos, medidas de consolidação podem ser necessárias na hora da coleta, como a inclusão ou perfusão da madeira com polímeros, principalmente o polietilenoglicol (PEG). Mas esses detalhes não são assunto deste texto, mas há boa literatura a respeito (Smith, 2002).

A identificação das amostras de madeira antiga seca não pode envolver nenhum tipo de lápis, ou caneta, pois estes incorporam carbono antigo na amostra e alterarão a datação do carbono 14 se esta for feita no futuro. Portanto não se deve escrever nestas amostras. Também não usar fitas adesivas que incorporam colas com substâncias orgânicas recentes (resinas, gomas) ou antigas, como polímeros derivados de petróleo. Já no momento da coleta as amostras devem ter etiquetas de metal inerte (aço inox) ou em papel vegetal. As etiquetas devem ser escritas com caneta indelével (com pigmento tipo nanquim) e não canetas tipo “permanente”, as quais podem borrar com água ou solventes orgânicos, com lápis macio (2B, 4b, 6b) ou lápis cópia (com anilina). Etiquetas impressas em impressoras devem usar impressora a laser em alta qualidade. Nunca deve ser usado papel termo-sensível ou impressoras de jato de tinta.

Madeira antiga encharcada, úmida, saturada de água, ou submersa

A madeira encharcada, denominada nos textos em inglês como “waterlogged wood” é aquela que se conservou no fundo de lagos represados, no mar ou em cavernas ativas com calcáreo gotejando. Essas madeiras estão saturadas de água e a água é parte integrante da estrutura. Sem essa água a madeira se degrada rapidamente.

A coleta de madeiras encharcadas é parecida com aquela das madeiras secas no que diz respeito ao uso de instrumentos e marcação. Usam-se as mesmas ferramentas e tipos de etiquetagem. A principal diferença é que a madeira encharcada ou úmida deve ser mantida nesta mesma condição, do contrário, ao perder água pela secagem natural, contrai profundamente, impedindo estudo anatômico e se degradando, podendo até virar apenas pó. Ao coletar, manter dentro d’água enquanto se serra a amostra e, se esta for grande (como uma estátua humana em tamanho natural, ou peça de janela, ponte) devem ser colocados panos de algodão úmidos, constantemente molhados. Da mesma forma que a madeira seca deve ser abrigada da luz com caixas escuras ou papel alumínio imediatamente na coleta. Há medidas de conservação que podem ser feitas durante a coleta, à medida que a madeira vai sendo escavada que não serão detalhadas aqui, mas que envolvem uso de polímeros solúveis em água, como o polietilenoglicol, descritas bem nos textos de Brown (1991) e Smith (2002).

Pronto, a coleta de madeira antiga está feita!

Para saber mais

O uso mais antigo de madeira para construção data de aproximadamente 476.000 anos atrás. A descoberta é baseada na coleta de amostras de madeira antiga encharcada (“waterlogged”) às margens do rio Kalambo, na Zâmbia. Essa representa a evidência mais antiga até hoje encontrada em todo mundo para o uso intencional de toras de madeiras para construção de estruturas. Os resultados da coleta têm revolucionado o conhecimento sobre a forma de vida dos primeiros grupos humanos. Você ver imagens das amostras coletadas e ler o artigo que apresenta essa descoberta de forma gratuita através do link: <https://www.nature.com/articles/s41586-023-06557-9>

Coletando com ética

Madeiras arqueológicas só podem ser coletadas legalmente após emissão de licença em portaria do Instituto do Patrimônio Histórico e Artístico Nacional (IPHAN).

Coletando com qualidade

A coleta de madeiras antigas exige que amostras sejam etiquetadas sem acréscimo de materiais estranhos (tintas, lápis, colas) e com manutenção das condições ambientais, estejam elas seca ou dentro d’água.

AGRADECIMENTOS

Esta obra foi possível graças ao apoio do Departamento de Botânica do Instituto de Biociências da Universidade do Estado de São Paulo, suas coleções SPF e SPFW. Agradecemos também à Profa. Dra. Veronica Angyalossy e ao Instituto de Pesquisas Tecnológicas do Estado de São Paulo, na pessoa do técnico Antônio Carlos Franco Barbosa, que ensinou muito a todos os autores e colaboradores, pessoalmente, ou por transmissão cultural – muito do saber aqui expresso se deve a ele.

CRÉDITOS DAS FIGURAS

As figuras apresentadas nesse Guia foram elaboradas utilizando, em sua maioria, ilustrações vetorizadas disponíveis através dos bancos de imagem Adobe Stock (sob licença educacional cedida à Vrije Universiteit Brussel) e BioRender (sob licença acadêmica em acordos de número XW272S596H e TF272S56ME). As Figuras 4, 10 e 11 contam também com ilustrações autorais preparadas por Giulia Baldaconi da Silva Bispo.

SOBRE OS AUTORES



Paula Alecio é bióloga, engenheira ambiental e escritora. Trabalhou durante muitos anos como técnica da Xiloteca do Instituto de Biociências da USP. Durante esse longo período, participou de diversas expedições para a coleta de variados tipos de amostras.

Contato: pcalecio@gmail.com



Caian S. Gerolamo é doutor em Botânica pelo Instituto de Biociências da USP e, atualmente, pós-doutor na Universidade Federal do ABC. Seus principais interesses de pesquisa são: ecologia e biologia de lianas, anatomia da madeira, biomecânica e hidráulica de plantas.

Contato: caiansg@gmail.com

ORCID: <https://orcid.org/0000-0003-1819-5371>



Guilherme Freire é doutor em Botânica pelo Instituto de Biociências da USP e professor associado na Universidade do Estado do Amazonas. Seus principais interesses de pesquisa são: conservação, biodiversidade vegetal, anatomia da madeira, paleobotânica.

Contato: gfreire@uea.edu.br

ORCID: <https://orcid.org/0009-0007-6465-4803>



Luiza Teixeira-Costa é doutora em Botânica pelo Instituto de Biociências da USP e, atualmente, pós-doutora na Vrije Universiteit Brussel (Bélgica). Seus principais interesses de pesquisa são: plantas parasitas, anatomia vegetal, coleções biológicas e história da botânica.

Contato: luiza.teixeirac@gmail.com

ORCID: <https://orcid.org/0000-0002-1405-8567>



Milena Godoy-Veiga é doutora em Botânica pelo Instituto de Biociências da USP e, atualmente, pós-doutora na Universidade de Tuscia (Itália). Seus principais interesses de pesquisa são: dendrocronologia, mudanças climáticas globais, ecologia e anatomia vegetal.

Contato: milena.gveiga@gmail.com

ORCID: <https://orcid.org/0000-0003-3760-4839>



Gregório Ceccantini é doutor em Botânica pelo Instituto de Biociências da USP, além de professor livre docente e curador da Xiloteca do Instituto. Seus principais interesses de pesquisa são: anatomia vegetal e da madeira, dendroecologia, biologia de plantas parasitas e hidráulica de plantas.

Contato: gregorio@usp.br

ORCID: <https://orcid.org/0000-0002-7952-4485>

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ANGYALOSSY, V; PACE, M R.; LIMA, A. C. Liana anatomy: a broad perspective on structural evolution of the vascular system. **Ecology of Lianas**, p. 253-287, 2015.
- BROWN, C.E. Conservation of Waterlogged Wood: A Review. **Waterfront Archaeology: Proceedings of the 3rd International Conference on Waterfront Archaeology**. pp. 121–123,1991
- CINTRA, B. B. L.; GLOOR, M.; BOOM, A.; SCHÖNGART, J.; LOCOSSELLI, G. M.; BRIENEN, R. Contrasting controls on tree ring isotope variation for Amazon floodplain and terra firme trees. **Tree Physiology**, v. 39, p. 845-860, 2019.
- GODOY-VEIGA, M.; CINTRA, B. B. L.; STRÍKIS, N. M.; CRUZ, F. W.; GROHMANN, C. H.; SANTOS, M. S.; REGEV, L.; BOARETTO, E.; CECCANTINI, G.; LOCOSSELLI, G. M. The value of climate responses of individual trees to detect areas of climate-change refugia, a tree-ring study in the Brazilian seasonally dry tropical forests. **Forest Ecology and Management**, v. 488, p. 118971, 2021
- HEBERLING, J. M. Herbaria as big data sources of plant traits. **International Journal of Plant Sciences**, v. 183, p. 87–118, 2022.
- KROTTENTHALER, S.; PITSCH, P.; HELLE, G.; LOCOSSELLI, G.M.; CECCANTINI, G.; ALTMAN, J.; SVOBODA, M.; DOLEZAL, J.; SCHLESER, G.; ANHUF, D. A power-driven increment borer for sampling high-density tropical wood. **Dendrochronologia**, v. 36, p. 40–44, 2015.
- LOCOSSELLI, G. M.; BRIENEN, R. J. W.; LEITE, M. de S.; GLOOR, M.; KROTTENTHALER, S.; OLIVEIRA, A. A. DE; BARICHIVICH, J.; ANHUF, D.; CECCANTINI, G.; SCHÖNGART, J.; BUCKERIDGE, M. Global tree-ring analysis reveals rapid decrease in tropical tree longevity with temperature. **Proceedings Of the National Academy of Sciences of the United States of America**, v. 117 (52), p. 33358-33364, 2020.
- LOCOSSELLI, G. M.; MIYAHARA, A. A. L.; CERQUEIRA, P.; BUCKERIDGE, M. S. Climate drivers of tree fall on the streets of São Paulo, Brazil. **Trees**, v.35, p. 1807–1815, 2021.
- NILSSON, T.; DANIEL G. Structure and the Aging Process of Dry Archaeological Wood Archaeological Wood. In: R.M. Rowell e J. Barbour (Eds.), **Archaeological Wood**, v. 255, p. 67–86. Washington, DC: Advances in Chemistry, 1990.

- RAVEN, P.H.; EICHHORN, S.E.; EVERT, R. F. **Biologia Vegetal**. Barueri: Guanabara Koogan S.A., 2007.
- SERVAIS, T.; CASCALES-MIÑANA, B.; CLEAL, C. J.; GERRIENNEC, P.; HARPER, D. A. T.; NEUMANNEF, M. Revisiting the Great Ordovician Diversification of land plants: Recent data and perspectives. **Palaeogeography, Palaeoclimatology, Palaeoecology**, v. 534, p. 109280, 2019.
- SMITH, C.W. **Archaeological Conservation Using Polymers: Practical Applications for Organic Artifact Stabilization**. College Station: Texas A&M University Press, 2003.
- SPEER, JAMES. **The Fundamentals of Tree-Ring Research**. Tucson: University of Arizona Press, 2012.
- STOKES, M.A.; SMILEY, T. L. **An Introduction to Tree-ring Dating**. Tucson: University of Arizona Press, 1996.
- TEIXEIRA-COSTA, L.; OCAMPO, G.; CECCANTINI, G. Morphogenesis and evolution of mistletoes' haustoria. In: D. Demarco (Ed.), **Plant Ontology**, Nova Iorque: Nova Science, p. 107–157, 2020.
- TEIXEIRA-COSTA, L.; DAVIS, C. Life history, diversity, and distribution in parasitic flowering plants. **Plant Physiology**, v. 187, p. 32–51, 2021.
- TOMASSI, H. Z.; ALMEIDA, C. M. O que é fóssil? Diferentes conceitos na Paleontologia. In: XXII Congresso Brasileiro de Paleontologia, 2011, Natal. **Atas do XXII Congresso Brasileiro de Paleontologia**. Porto Alegre: Sociedade Brasileira de Paleontologia, v. 1, p. 143–147, 2011.

ANEXOS

Tabela para check list de campo (“X”: item essencial, “R”: item recomendado)

Materiais (ordem alfabética) / Tipo de coleta	Exsicatas	Galhos	Parte do tronco	Discos	Coleção úmida	Baquetas	Lianas	Parasitas
Arco de serra ou motosserra				X				
Barbante						X		
Binóculo	R						R	R
Bússola				R		R		
Caderno de anotações	X	X	X	X	X	X	X	X
Caixa para transporte de amostras			R			R		
Calda bordalesa		R	R		R	R	R	R
Clinômetro	R			R		R		
Cordas						X		
Equipamento de escalada	R	R						R
Equipamento de GPS	R	R	R	R	R	R	R	R
Equipamento fotográfico	R	R	R	R	R	R	R	R
Equipamentos de Proteção Individual						X		
Estilete	R	X	X	X	X	R	X	X
Facão	R	R	R	R	R	R	R	R

Continuação: Tabela para check list de campo

Materiais (ordem alfabética) / Tipo de coleta	Exsicatas	Galhos	Parte do tronco	Discos	Coleção úmida	Baquetas	Lianas	Parasitas
Fita adesiva	R							
Fita métrica ou diamétrica		X		X		R		
Formão			X		R	R	R	R
Frascos com tampa					X		X	X
Lápis cópia (com anilina) ou caneta tipo nanquim	R	X	X	X	X	X	X	X
Lápis grafite, apontador e borracha	X	X	X	X	X	X	X	X
Luvas e máscaras descartáveis					X		X	X
Martelo			X		R	R	R	R
Papel vegetal					X		X	X
Paquímetro	R							
Podão	R						X	R
Prensa botânica	X	R	R	R	R	R	R	R
Rolhas de diferentes tamanhos						X		
Sacos de papel	R							
Sacos plásticos grandes e resistentes	R							

Continuação: Tabela para check list de campo

Materiais (ordem alfabética) / Tipo de coleta	Exsicatas	Galhos	Parte do tronco	Discos	Coleção úmida	Baquetas	Lianas	Parasitas
Serra de mão	X	X	R		X		X	X
Serras variadas		R						
Solução fixadora					X		X	X
Suporte para amostras						X		
Tesoura de poda	X	X			X		X	X
Trado de incremento ou motorizado						X		

Lista de Xilotecas brasileiras

SIGLA	Instituição	Contatos	Endereço
SPFw	Universidade de São Paulo - Instituto de Biociências – USP	Gregório Ceccantini gregorio@usp.br	R. do Matão, trav. 14, nº 321 - Cidade Universitária, São Paulo/SP - 05508-090
BCTw	Instituto de Pesquisas Tecnológicas - IPT	Ricardo G.F.N.B. Pereira rpereira@ipt.br	Av. Prof. Almeida Prado, 532 - Cid. Universitária, São Paulo/SP - 05508-901
BOTUw	Universidade Estadual Paulista - Campus de Botucatu - UNESP	Carmen R. Marcati carmen.marcati@ unesp.br	R. Prof. Dr. Antônio Celso Wagner Zanin, 250 - Rubião Junior, Botucatu/SP - 18618- 689
ESAw	Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz - ESALQ	Mario Tomazello Filho mtomazel@ esalq.usp.br	Av. Pádua Dias, 11 - Vila Independencia, Piracicaba/SP - 13418-900
SPSFw	Instituto de Pesquisas ambientais do Estado de São Paulo - IPA (antigo Instituto Florestal - IF)	Eduardo Longhi elongui@sp.gov.br	R. do Horto, 931 - Horto Florestal, São Paulo/SP - 02377-010
HPL	Instituto Plantarum	Harri Lorenzi atendimento@ plantarum.org.br	Av. Brasil, 2000 - Jardim Marajoara, Nova Odessa/SP - 13380-410
RBw	Jardim Botânico do Rio de Janeiro - JBRJ	Claudia F. Barros cbarros@jbrj.gov.br	R. Pacheco Leão, 915 - Rio de Janeiro/RJ - 22460-030
NITw	Universidade Federal Fluminense - UFF	Arno Fritz B. Neves arnofritz@id.uff.br	R. Prof. Marcos Waldemar de Freitas Reis, s/n, bloco M - Niterói/RJ - 24210-201

Continuação: Lista de Xilotecas brasileiras

SIGLA	Instituição	Contatos	Endereço
UENF	Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro - UENF	Maura da Cunha maura@uenf.br	Av. Alberto Lamego, 2000 Parque Califórnia, Campos dos Goytacazes/RJ - 28013-602
INPAw	Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia - INPA	Jochen Schöngart jochen.schongart@inpa.gov.br Kátia B. L. Ramos kloureir@inpa.gov.br	Av. André Araújo, 2936 Petrópolis, Manaus/AM - 69067-375
MPEG	Museu Paraense Emílio Goeldi	Telefone: (91) 3217-6078	Av. Gov Magalhães Barata, 376 - São Brás, Belém/PA - 66040-170
JIGw	Universidade do Estado do Pará - UEPA	Luiz E. de Lima Melo luizmelo@uepa.br	Tv. Dr. Enéas Pinheiro, 2626 - Marco, Belém/PA - 66095-015
EMBRAPA	Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária - Amazonia Oriental	Telefone: (91) 3204-1143/1141	Trav. Dr. Enéas Pinheiro, s/n° - Marco, Belém/PA - 66095-903
HVASFw	Universidade Federal do Vale do São Francisco - UNIVASF	José Alves S. Filho jose.siqueira@univasf.edu.br hvasf.contato@gmail.com	Rodovia BR 407, L. 543 - Projeto de Irrigação Nilo Coelho, Petrolina /PE - 56300-000
HTSAw	Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária - Semiárido	Lúcia Piedade Kiill lucia.kiill@embrapa.br	Rodovia BR-428, Km 152, s/n - Zona Rural, Petrolina/PE - 56302-970

Continuação: Lista de Xilotecas brasileiras

SIGLA	Instituição	Contatos	Endereço
UBw	Universidade de Brasília - Instituto de Ciências Biológicas - UNB	Júlia Sonsin Oliveira jsonsin@unb.br xilotecaubw@gmail.com	Campus Universitário Darcy Ribeiro, Bloco E, s/n, 1º andar - UnB Instituto de Biologia - Administração, Asa Norte, Brasília/DF - 70910-900
FPBw	Serviço Florestal Brasileiro -SFB	Elisa P. de Souza elisa.souza@mma.gov.br Alexandre Gontijo alexandre.gontijo@mma.gov.br	IBAMA. SCEN, Trecho 2, Bloco A - Brasília/DF - 70818-900
HDJFw	Universidade Federal dos Vales do Jequitinhonha e Mucuri - UFVJM	Evandro L. M. Machado machadoelm@gmail.com	Rodovia MGT 367, Km 583, 5000 - Alto da Jacuba, Diamantina/MG - 39100-000
JOIw	Universidade da Região de Joinville -UNIVILLE	João C.F. Melo Jr. joao.melo@univille.br xiloteca_joiw@hotmail.com	Rua Paulo Malschitzki, 10 - Zona Industrial Norte, Joinville/SC - 89219-710
Lab. de Recursos Florestais	Universidade Federal de Santa Catarina - UFSC	Magnos Alan Vivian magnos.alan@ufsc.br	Rodovia Ulysses Gaboardi, 3000 - Curitiba/SC - 89520-000