

PRODUTOS FLORESTAIS NÃO MADEIREIROS

Guia Metodológico
da Rede Kamukaia



Lúcia Helena de Oliveira Wadt
Lourdes Maria Hilgert Santos
Michelliny Pinheiro de Matos Bentes
Vânia Beatriz Vasconcelos de Oliveira

Editoras Técnicas

Embrapa



*Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária
Embrapa Rondônia
Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento*

PRODUTOS FLORESTAIS NÃO MADEIREIROS

Guia Metodológico
da Rede Kamukaia

*Lúcia Helena de Oliveira Wadt
Lourdes Maria Hilgert Santos
Michelliny Pinheiro de Matos Bentes
Vânia Beatriz Vasconcelos de Oliveira*

Editoras Técnicas

Embrapa
Brasília, DF
2017

Exemplares desta publicação podem ser adquiridos na:

Embrapa Rondônia Rodovia BR-364, Km 5,5 Zona Rural CEP 76815-800 Porto Velho, RO Fone: (69) 3901-2504 Fax: (69) 3222-0409 www.embrapa.br www.embrapa.br/fale-conosco/sac	Embrapa Informação Tecnológica Parque Estação Biológica (PqEB) Av. W3 Norte (final) 70770-901 Brasília, DF Fone: (61) 3448-4236 Fax: (61) 3448-2494 www.embrapa.br/livraria livraria@embrapa.br
Unidade responsável pelo conteúdo Embrapa Rondônia	Unidade responsável pela edição Embrapa Informação Tecnológica
Comitê de Publicações da Unidade	Coordenação editorial <i>Selma Lúcia Lira Beltrão</i> <i>Lucilene Maria de Andrade</i> <i>Nilda Maria da Cunha Sette</i>
Presidente <i>César Augusto Domingues Teixeira</i>	Supervisão editorial <i>Josmária Madalena Lopes</i>
Secretário-executivo <i>Henrique Nery Cipriani</i>	Revisão de texto <i>Maria Cristina Ramos Jubé</i> <i>Wilma Inês de França Araújo</i>
Membros <i>Marília Locatelli</i> <i>Rodrigo Barros Rocha</i> <i>José Nilton Medeiros Costa</i> <i>Ana Karina Dias Salman</i> <i>Fábio da Silva Barbieri</i>	Normalização bibliográfica <i>Márcia Maria Pereira de Souza</i> <i>Daniela Maciel Pinto</i>
	Projeto gráfico <i>Carlos Eduardo Felice Barbeiro</i>
	Capa <i>Rafael Alves da Rocha</i>
	Fotos da capa <i>Rafael Alves da Rocha e Ana Cláudia Costa da Silva</i>
	1ª edição 1ª impressão (2017): 500 exemplares

Todos os direitos reservados.

A reprodução não autorizada desta publicação, no todo ou em parte, constitui violação dos direitos autorais (Lei nº 9.610).

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP)

Embrapa Informação Tecnológica

Produtos florestais não madeireiros : guia metodológico da Rede Kamukaia /
Lúcia Helena de Oliveira Wadt ... [et al.], editoras técnicas. – Brasília, DF :
Embrapa, 2017.

133 p. : il. color. ; 18,5 cm x 25,5 cm.

ISBN 978-85-7035-681-9

1. Amazônia. 2. Desenvolvimento sustentável. 3. Produção florestal. 4. Espécies arbóreas tropicais. 5. Floresta tropical. I. Wadt, Lúcia Helena de Oliveira. II. Santos, Lourdes Maria Hilgert. III. Bentes, Michelliny Pinheiro de Matos. IV. Oliveira, Vânia Beatriz Vasconcelos de Oliveira. V. Embrapa Rondônia.

CDD 634

Editoras Técnicas

Lúcia Helena de Oliveira Wadt

Engenheira florestal, doutora em Genética e Melhoramento de Plantas, pesquisadora da Embrapa Rondônia, Porto Velho, RO

Lourdes Maria Hilgert Santos

Engenheira florestal, bolsista do CNPq de Desenvolvimento Tecnológico Industrial, nível C, CNPq, Embrapa Rondônia, Porto Velho, RO

Michelliny Pinheiro de Matos Bentes

Engenheira florestal, doutora em Ciência Florestal, pesquisadora da Embrapa Amazônia Oriental, Belém, PA

Vânia Beatriz Vasconcelos de Oliveira

Comunicóloga, mestre em Extensão Rural, pesquisadora da Embrapa Rondônia, Porto Velho, RO

Autores

Abadio Hermes Vieira

Engenheiro florestal, mestre em Ciências Florestais, pesquisador da Embrapa Rondônia, Porto Velho, RO

Ana Cláudia Lira-Guedes

Engenheira-agrônoma, doutora em Ciências da Engenharia Ambiental, pesquisadora da Embrapa Amapá, Macapá, AP

Christie Ann Klimas

Bióloga, Ph.D. em Recursos Florestais e Conservação, professor assistente de Science and Health Environmental Science and Studies, DePaul University College, Chicago, EUA

Cristiane Ramos de Jesus-Barros

Bióloga, doutora em Agronomia, pesquisadora da Embrapa Amapá, Macapá, AP

Emanuelle Raiol Pinto

Engenheira florestal, mestre em Biodiversidade Tropical, pesquisadora bolsista no Programa de Manejo Florestal Comunitário no Instituto de Desenvolvimento Sustentável Mamirauá, Tefé, AM

Fernanda Lopes da Fonseca

Engenheira florestal, analista da Embrapa Acre, Rio Branco, AC

Francisca Dionízia de Almeida Matos

Engenheira florestal, doutora em Engenharia Florestal, pesquisadora do Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, Manaus, AM

Gabrielly Guabiraba-Ribeiro

Engenheira florestal, mestre em Biodiversidade Tropical, analista do meio ambiente do Instituto do Meio Ambiente e de Ordenamento Territorial do Estado do Amapá, Macapá, AP

Helio Tonini

Engenheiro florestal, doutor em Engenharia Florestal, pesquisador da Embrapa Agrossilvipastoril, Sinop, MT

Karina Martins

Bióloga, doutora em Agronomia, professora da Universidade Federal de São Carlos, Sorocaba, SP

Karine Dias Batista

Engenheira-agrônoma, doutora em Ciência do Solo, pesquisadora da Embrapa Roraima, Boa Vista, RR

Kátia Emídio da Silva

Engenheira florestal, doutora em Ciência Florestal, pesquisadora da Embrapa Amazônia Ocidental, Manaus, AM

Kézia Pereira da Silva

Graduanda em Engenharia Florestal pela Universidade do Estado do Amapá, Macapá, AP

Laura Figueiredo Abreu

Química industrial, doutora em Tecnologia de Alimentos, pesquisadora da Embrapa Amazônia Oriental, Belém, PA

Lúcia Helena de Oliveira Wadt

Engenheira florestal, doutora em Genética e Melhoramento de Plantas, pesquisadora da Embrapa Rondônia, Porto Velho, RO

Lucielio Manoel da Silva

Engenheiro-agrônomo, mestre em Genética e Melhoramento de Plantas, analista da Embrapa Acre, Rio Branco, AC

Lucinda Carneiro Garcia

Engenheira-agrônoma, doutora em Ciências Florestais, pesquisadora da Embrapa Amazônia Ocidental, Manaus, AM

Marcelino Carneiro Guedes

Engenheiro florestal, doutor em Recursos Florestais, pesquisador da Embrapa Amapá, Macapá, AP

Márcia Motta Maués

Bióloga, doutora em Ecologia, pesquisadora da Embrapa Amazônia Oriental, Belém, PA

Marília Locatelli

Engenheira florestal, doutora em Ciência do Solo, pesquisadora da Embrapa Rondônia, Porto Velho, RO

Michelliny Pinheiro de Matos Bentes

Engenheira florestal, doutora em Ciência Florestal, pesquisadora da Embrapa Amazônia Oriental, Belém, PA

Patrícia da Costa

Bióloga, mestre em Agronomia, pesquisadora da Embrapa Roraima, Boa Vista, RR

Silas Garcia Aquino de Sousa

Engenheiro-agrônomo, doutor em Ciências Florestais, pesquisador da Embrapa Amazônia Ocidental, Manaus, AM

Agradecimentos

À Embrapa e aos seus pesquisadores, assistentes, analistas e estagiários, sem os quais não haveria sido possível concretizar e conduzir o Projeto Kamukaia, que deu início a essa rede de pesquisas sobre produtos florestais não madeireiros.

Ao CNPq, pelo auxílio financeiro para o desenvolvimento de projetos de pesquisa, pela concessão de bolsas de Iniciação Científica, Desenvolvimento Tecnológico Industrial e Desenvolvimento Científico Regional, nas diferentes fases do Kamukaia, em todos os estados participantes da rede – Acre, Amapá, Amazonas, Pará, Rondônia, Roraima e Mato Grosso.

À Capes, por conceder bolsas de mestrado e doutorado a estudantes que participaram da rede.

À Universidade da Flórida (UF), pela parceria sempre presente na pessoa da doutora Karen Kainer e seus estudantes de mestrado e doutorado.

Aos técnicos e assistentes de campo da Embrapa, pelo apoio e pela dedicação aos trabalhos realizados, sem os quais essa obra nunca teria existido.

A todos os produtores rurais, extrativistas e ribeirinhos parceiros da Rede Kamukaia, pelo apoio e pela hospitalidade durante as atividades de campo.

Aos autores das diversas instituições, que, juntamente com seus pares da Embrapa, se empenharam na construção das metodologias e na escrita dos textos que integram esta obra.

A todos os revisores técnicos que contribuíram para o aperfeiçoamento do conteúdo desta obra.

Apresentação

O interesse mundial pelos produtos florestais não madeireiros (PFNMs) é notório, evidenciado pelo crescente interesse de consumidores e indústrias por produtos naturais, somado à preocupação com a conservação dos ecossistemas florestais. No entanto, sua base de produção ainda está no extrativismo, principalmente na Amazônia, onde na maioria dos casos, o conhecimento sobre técnicas de produção e usos potenciais é de propriedade de comunidades indígenas, de seringueiros, ribeirinhos, quilombolas, entre outras representações sociais.

O incentivo ao manejo florestal tem sido uma diretriz adotada com a finalidade de manter a capacidade produtiva sem comprometer as condições de regeneração e a estabilidade ecológica do ecossistema natural. No entanto, o sistema tradicional do extrativismo praticado até os dias de hoje, na região Amazônica, não tem sido efetivo para promover o desenvolvimento socioeconômico das comunidades que se dedicam à atividade.

Entre as várias etapas a serem consideradas para incentivar o extrativismo como alternativa econômica, questões que vão desde a identificação das fragilidades da organização social e econômica até os gargalos de ordem produtiva, destacando-se as boas práticas de manejo, são fundamentais para garantir uma escala constante de produção e a conservação *in situ* das espécies-alvo.

A necessidade de fortalecer a cadeia produtiva do setor extrativista, no qual se destacam as amêndoas de castanha-da-amazônia (também conhecida como castanha-do-brasil e castanha-do-pará) e andiroba, o oleorresina de copaíba e as fibras de cipó-titica, é um fato. Entretanto, assim como esses produtos, ainda há uma série de outros PFNMs que carecem de sistematização de experiências, disseminação de conhecimento e orientações de caráter técnico e normativo nas diferentes esferas legislativas, para melhorar os procedimentos de extração, coleta ou remoção, com agregação de valor, geração de renda e abertura de novos mercados.

Os ganhos em competitividade nos mercados nacional e mundial para os PFNMs podem ser crescentes, se permeados por iniciativas que busquem produtividade, escala, qualidade do produto e, ainda, primem pelo cumprimento da legislação ambiental.

O cenário que se pretende obter com uma proposta metodológica, como a apresentada nesta obra, é a sistematização e geração de informações, principalmente as técnico-científicas, sobre o comportamento de espécies florestais não madeireiras, com o objetivo de proporcionar ferramentas para monitorar os índices de produção e estimar a capacidade de suporte de manejo e de potencial de aproveitamento das espécies em seus locais de ocorrência natural. Espera-se que este seja um exemplo a ser seguido para as inúmeras outras espécies de interesse não madeireiro.

Alaerto Luiz Marcolan
Chefe-Geral da Embrapa Rondônia

Prefácio

Produtos Florestais Não Madeireiros: Guia Metodológico da Rede Kamukaia traz informações geradas a partir das experiências da equipe de pesquisa da área florestal da Embrapa acumuladas desde 2005, no contexto da conservação e promoção do uso sustentável da biodiversidade, e tendo, como eixo central, a geração de informações técnico-científicas sobre o manejo sustentável de produtos florestais não madeireiros.

O mecanismo de disseminação e intercâmbio de conhecimentos escolhido à época foi a criação de uma rede de pesquisa regional em que seus membros pudessem comparar resultados e serem atores ativos em mesas de discussão para elaboração de políticas públicas, estabelecidas a partir de conhecimento técnico validado. Além disso, a Rede Kamukaia sempre teve como princípio trabalhar diretamente com as populações rurais, sendo, sobretudo, colaboradora para a promoção de produtos da sociobiodiversidade.

O legado metodológico, nesse caso, foi o avanço na uniformização de métodos de inventário e monitoramento, mesmo quando a experimentação ou a prospecção tiver de ser realizada em diferentes condições biofísicas na Amazônia.

Um dos grandes desafios para a equipe da Rede Kamukaia foi desenvolver um sistema de inventário florestal e monitoramento para os estudos de vegetação e ecologia que contemplasse, além do conhecimento estrutural, características biológicas importantes para quantificar e qualificar espécies da biodiversidade com vistas ao uso sustentado e à promoção de seus produtos e subprodutos.

A Rede Kamukaia tem o objetivo de realizar estudos científicos e inovadores sobre a ecologia, o manejo e os aspectos da sustentabilidade do manejo, a fim de melhorar as práticas do atual sistema de uso de produtos florestais não madeireiros (PFNMs) na Amazônia Brasileira.

Nesse contexto, as espécies-alvo tratadas nesta obra são a castanha-da-amazônia (*Bertholletia excelsa*), a copaíba (*Copaifera* spp.), a andiroba (*Carapa guianenses*) e o cipó-titica (*Heteropsis* spp.), por suas reconhecidas potencialidades para o desenvolvimento de produtos diferenciados e com alto valor agregado, além de já se encontrarem inseridas na exploração de novos segmentos de mercado, tais como produtos alimentares, artesanais, aromáticos, fármacos, biocidas, fitoterápicos e cosméticos.

Os resultados obtidos com os métodos propostos neste guia são, sobremaneira, contribuições importantes que permitirão a expansão da rede por parte de outros grupos de pesquisa interessados no tema, além de futuras melhorias de processos no campo das ciências agrárias que ainda requer constante atenção e dedicação com vistas ao desenvolvimento socioeconômico regional.

As editoras

Sumário

Capítulo 1	13
Instalação e medição de parcelas permanentes para estudos com produtos florestais não madeireiros	
Capítulo 2	33
Instalação de parcelas circulares para caracterização da vegetação associada a espécies arbóreas tropicais	
Capítulo 3	41
Monitoramento da produção de frutos e sementes de produtos florestais não madeireiros	
Capítulo 4	49
Inventário de cipó-titica (<i>Heteropsis</i> spp.) para a remoção sustentável de raízes	
Capítulo 5	61
Avaliação edáfica e nutricional em espécies arbóreas	
Capítulo 6	69
Coleta de dados fenológicos qualitativos e quantitativos em espécies arbóreas tropicais	
Capítulo 7	81
Monitoramento do crescimento diamétrico em árvores da floresta tropical utilizando cintas dendrométricas	
Capítulo 8	89
Avaliação morfométrica de frutos e sementes da castanheira-da-amazônia	
Capítulo 9	99
Biometria de frutos e sementes de andiroba (<i>Carapa guianensis</i> Aubl.)	
Capítulo 10	109
Avaliação da predação de sementes de andirobeiras e registro de <i>Hypsipyla</i> spp.	
Capítulo 11	117
Coleta e monitoramento da produção de oleorresina de copaibas	
Capítulo 12	125
Coleta e envio de amostras para análise de produtos florestais não madeireiros oleaginosos: andiroba, castanha-da-amazônia e copaíba	

Instalação e medição de parcelas permanentes para estudos com produtos florestais não madeireiros

Marcelino Carneiro Guedes
Helio Tonini
Lúcia Helena de Oliveira Wadt
Kátia Emídio da Silva

Introdução

Os produtos florestais não madeireiros são vistos como alternativa ao desenvolvimento sustentável na Amazônia, uma vez que, na maioria dos casos, a sua extração não implica em supressão da cobertura florestal. No entanto, o crescente conhecimento e a compreensão da contribuição dos produtos florestais não madeireiros para as populações rurais contrastam com a falta de conhecimento sobre a sustentabilidade da exploração ou das demandas de mercado. Existem milhares de espécies que produzem produtos florestais não madeireiros, e poucas são as espécies com estudos detalhados sobre sua ecologia e sustentabilidade de coleta.

Segundo Ticktin e Shackleton (2011), a extração de produtos florestais não madeireiros pode ocasionar impactos em escala ecológica múltipla, que varia do indivíduo ao ecossistema. Do ponto de vista ecológico, a exploração sustentável requer que a extração do recurso seja mantida ao longo do tempo, sem afetar negativamente as funções da comunidade e do ecossistema. Para isso, são necessários estudos sobre a biologia, estrutura e abundância reprodutiva do recurso a ser explorado.

A avaliação das mudanças e do crescimento das florestas sob exploração humana constitui instrumento fundamental para o manejo racional sob regime de produção sustentada, que compreende o equilíbrio entre a produção e a exploração. As mudanças na floresta são identificadas em estudos da dinâmica das populações, que visam quantificar os vários processos no ciclo de vida. Quando todos os processos são quantificados, a influência do crescimento, da sobrevivência e da reprodução de todos os indivíduos conjuntamente pode ser utilizada para determinar o desenvolvimento de uma população no tempo, o que é importante para conhecer o impacto da exploração sobre a população e a disponibilidade futura dos recursos (ZUIDEMA, 2003). A ferramenta utilizada em estudos de dinâmica, para a compreensão das mudanças ocorridas em uma população florestal, é o inventário florestal contínuo.

Segundo Péllico Netto e Brena (1997), o inventário florestal pode ser definido como uma atividade que visa obter informações qualitativas e quantitativas dos recursos florestais em uma área pré-especificada. Os inventários contínuos ou de múltiplas ocasiões são caracterizados por várias abordagens da população no tempo, ou seja, são repetidos periodicamente. Nesse caso, a estrutura de amostragem é materializada de modo duradouro, e as unidades amostrais são permanentes e fixadas de maneira a permitir a sua localização e identificação a cada novo inventário.

As parcelas permanentes são áreas demarcadas na floresta periodicamente medidas. Segundo Campos e Leite (2006), as parcelas permanentes são as fontes mais confiáveis de detecção das modificações estruturais e fitossociológicas em ecossistemas florestais e fornecem informação essencial para o manejo racional da floresta.

Um dos grandes desafios iniciais para a equipe da Rede Kamukaia foi desenvolver um sistema de inventário florestal para os estudos de ecologia e produção de frutos, uma vez que são várias as espécies que produzem produtos florestais não madeireiros (PFNMs) e pouco os estudos dessa natureza. Os estudos disponíveis utilizam diferentes metodologias de amostragem, o que acaba inviabilizando comparações. Dessa forma, a maior preocupação foi com a padronização dos levantamentos em campo, permitindo assim a comparação entre os resultados obtidos em vários estados da Amazônia.

Assim, este capítulo tem por objetivo descrever os procedimentos para instalação e inventário das parcelas permanentes, assim como para medição das espécies de interesse da Rede Kamukaia. Os procedimentos foram adaptados de trabalhos como o de Silva et al. (2005), Wadt et al. (2005) e Zuidema (2003), e fundamentados também na experiência prática de alguns pesquisadores da equipe. A expectativa é que essa publicação sirva de referência para os interessados em iniciar estudos com PFMNs na Amazônia e também para estimular a discussão na busca contínua pelo aperfeiçoamento.

Dimensão, forma e número de parcelas permanentes (PPs) a serem instaladas

Na Rede Kamukaia, a forma da parcela utilizada é a quadrada, com as dimensões de 300 m x 300 m, totalizando 9 ha por parcela. Recomenda-se que sejam instaladas pelo menos três PPs em cada região de estudo, abrangendo possíveis variações na abundância da espécie de interesse. Assim, sempre que possível, as parcelas são pré-localizadas em áreas com baixa, média e elevada densidade de árvores da espécie-alvo, evitando a localização de todas as PPs apenas em áreas de alta ocorrência e a geração de índices superestimados.

A amostragem em cada região de estudo deve garantir que sejam inventariadas pelo menos 100 árvores da espécie-alvo para o monitoramento da produção de cada árvore e para estudos da estrutura e dinâmica populacional, considerando-se as três PPs. Se estas não forem suficientes para atingir esse número, deve-se aumentar o número de parcela permanente (PP) ou realizar o inventário de 100% das árvores da espécie na área total considerada.

Um exemplo disso é o caso da castanheira no Estado do Acre, onde a espécie ocorre de forma mais dispersa. Nesse caso, há a necessidade do inventário 100% em uma área maior que 9 ha, pois, mesmo instalando as PPs em regiões com elevada ocorrência de castanheiras, é difícil atingir o número mínimo para os estudos populacionais.

É importante ressaltar que, para cálculos de densidade da espécie e estimativa da produtividade por área, o ideal é realizar o mapeamento em áreas maiores. Muitas espécies que produzem PFNMs têm distribuição agregada na floresta e na paisagem, e isso precisa ser considerado na amostragem.

Localização e instalação das parcelas permanentes

Para a definição do local de instalação recomenda-se, primeiramente, a observação de estudos anteriores realizados na região e a realização do mapa mental, junto com o produtor, que consiste na elaboração de um croqui da propriedade ou da área de manejo, de forma a sistematizar informações sobre a abundância e produção das espécies na floresta. Assim, é possível obter informações sobre os locais de ocorrência e evitar a instalação de parcelas permanentes em áreas onde não há ocorrência das espécies.

Para a demarcação da parcela na floresta, primeiramente deve-se localizar e materializar com um piquete permanente o ponto zero. A partir daí, define-se, com auxílio de uma bússola, os rumos das duas laterais nos sentidos Leste-90° (lateral X) e Norte-0° (lateral Y), formando um ângulo reto entre esses eixos. Para definição do ângulo reto, pode-se utilizar o princípio do triângulo-retângulo, sendo necessárias a presença de três pessoas e uma corda com 12 m de comprimento (Figura 1). A partir do piquete fixado no ponto (0) e no sentido Leste (X), mede-se 3 m com auxílio de uma trena, fixando-se um piquete no ponto (B), formando o segmento (AB). Depois, no sentido Norte (Y), a partir do ponto zero (0), mede-se 4 m, colocando-se provisoriamente um piquete em (C), formando o segmento (AC). Para checar o ângulo reto entre os segmentos (AB e AC), a distância (BC) deverá ter exatamente 5 m; caso isso não ocorra, ajustes devem ser feitos no piquete colocado provisoriamente em (C). Somando-se as distâncias a partir do ponto (0), deve-se obter $(AB+AC+BC) = 12$ m.

Uma vez demarcado o ponto de origem da parcela permanente e as direções X e Y em ângulo reto, começa-se a implantação da parcela de 300 m x 300 m. Na direção AX, e

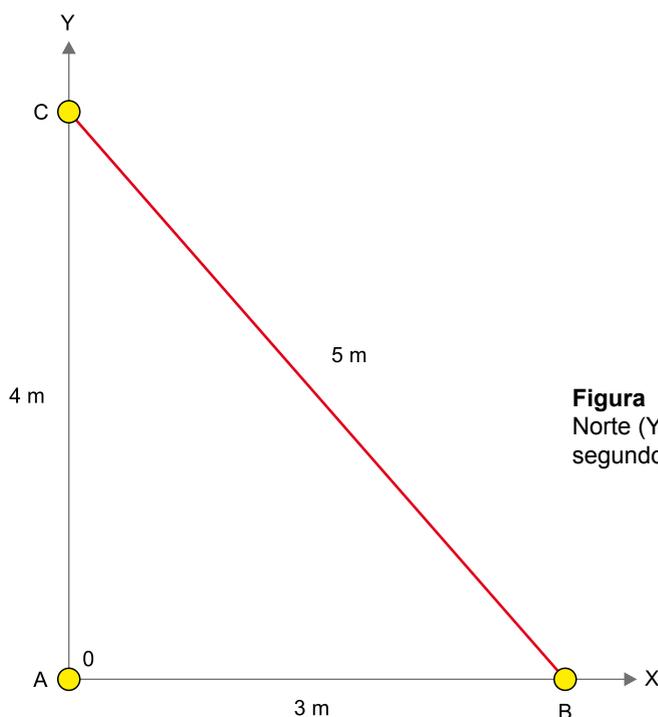


Figura 1. Demarcação das laterais Leste (X) e Norte (Y) da parcela permanente, em ângulo reto, segundo o teorema de Pitágoras.

mantendo-se o alinhamento AB (Figura 1), abre-se uma picada fixando o primeiro piquete a 25 m de distância do ponto zero, utilizando a baliza colocada a 3 m para orientar o alinhamento. Esse piquete marca o ponto de início da primeira linha (L1). Seguindo a mesma direção (AX), são colocados mais cinco piquetes a partir do início da L1, dessa vez a cada 50 m, os quais representarão o início das outras linhas, totalizando seis linhas. Após o piquete da sexta linha (L6), puxa-se mais 25 m, colocando-se o último piquete para marcar o fim da lateral X, em 300 m (Figura 2). O mesmo procedimento é realizado para a marcação da lateral Y, no sentido Norte-0°, na direção do segmento AY, onde se deve colocar, a partir do ponto (0,0), seis piquetes a cada 50 m até atingir o final da parcela em 300 m. As linhas da parcela correspondem às picadas feitas na direção Norte-0°.

A partir da linha feita na direção AX, no piquete posicionado a 25 m do ponto de origem (0,0), abre-se a primeira linha (L1) da parcela, a qual segue na direção Norte-0° até 300 m, e em ângulo reto (90°) com a lateral X (Figura 2). Ao longo dessa picada, balizam-se mais seis piquetes distanciados a cada 50 m, até atingir Y = 300 m. O mesmo procedimento é realizado para as outras cinco linhas, que devem ser alocadas paralelas à primeira (L1). Deve-se repetir o procedimento descrito na Figura 1, para definição do ângulo reto entre as linhas e a lateral X.

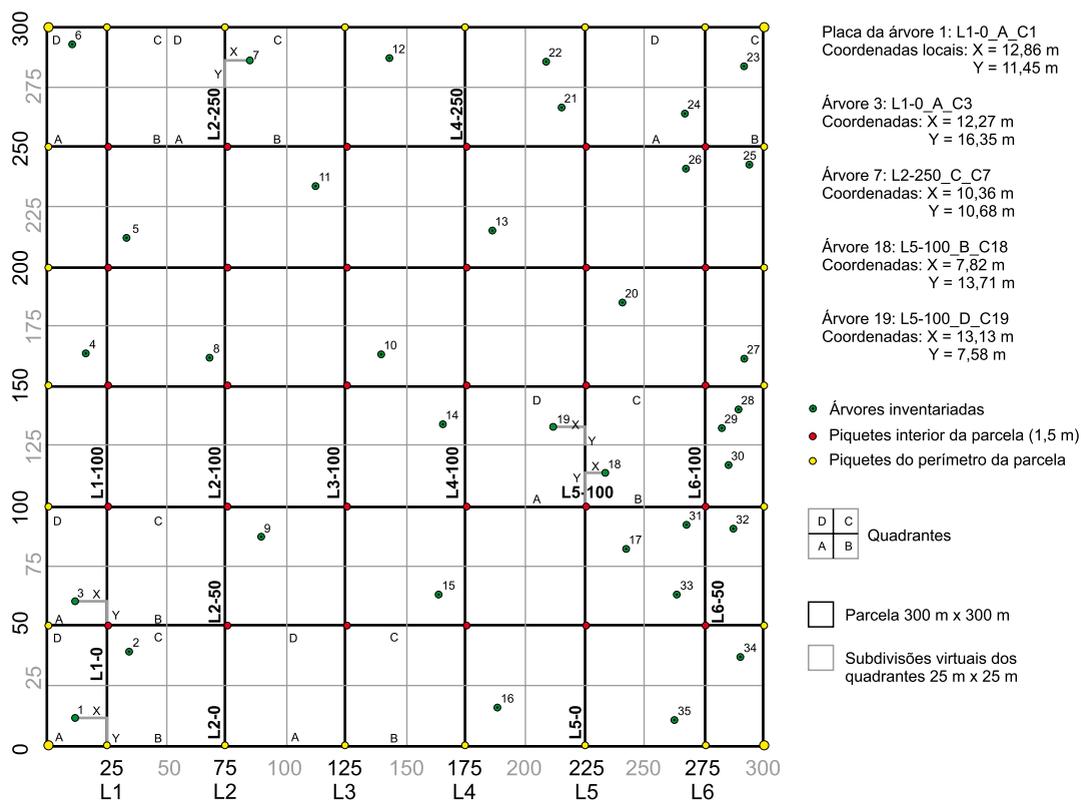


Figura 2. Desenho esquemático da parcela permanente, de 300 m x 300 m. L1 a L6 representam as linhas de caminhada para realização do inventário.

Para marcação física de todos os vértices da parcela, recomenda-se a utilização de piquetes de PVC de 3/4" ou 25 mm, pela durabilidade e facilidade de trabalho no campo, com aproximadamente 1,5 m de comprimento. São necessários 36 piquetes por PP. Nos quatro vértices, ou, pelo menos no ponto zero, deve-se colocar um tubo de PVC mais grosso (50 mm) cheio de concreto ou terra, pintado com tinta a óleo com uma cor que destaque na floresta. Da mesma forma, pintar em amarelo os piquetes de 3/4" ou 25 mm que estão no perímetro da parcela. Os piquetes localizados no interior da parcela devem ter a ponta pintada em vermelho. Cada piquete deve ser identificado com informação sobre a linha e a distância até a linha base X (correspondente ao comprimento em Y); exemplo (L1-200). A identificação do piquete pode ser realizada com a própria tinta e um pincel fino, ou com etiquetas de alumínio colocadas em um furo no tubo. Para a fixação dos piquetes no chão utiliza-se uma marreta de borracha ou marreta de ferro com um pedaço de madeira. Recomenda-se que os tubos sejam serrados reto e não em ângulo, para que eles não entorsem quando forem enterrados. No eixo Y (direção norte), todos os piquetes de 50 m em 50 m devem também receber placa de identificação (0; 50; 100; 150; ... ; 300).

Outra opção para instalação das parcelas permanentes é utilizar rotas gravadas no GPS para marcar as linhas. Para isso deve-se ir ao campo marcar o ponto zero da parcela com o GPS e definir a direção das linhas X (Leste) e Y (Norte), conforme Figura 2. De posse do ponto zero e das direções X e Y, definem-se, no computador, as linhas de 300 m utilizando o software TrackMaker fazendo rotas a cada 25 m (Figuras 3A e 3B). Deve-se verificar que nesse procedimento o caminhamento é feito a cada 25 m, mas as linhas físicas são marcadas a cada 50 m, com exceção da primeira e última (Figura 2). A rota é gravada no GPS, e a equipe vai a campo onde se utiliza a rota para balizamento das linhas. Para manter o padrão da parcela permanente, as linhas precisam ter os mesmos piquetes, e o ponto zero deve ser marcado como descrito acima.

O caminhamento para o inventário deve ser realizado em cada linha, na direção Y, sempre procurando as árvores na faixa de 25 m do lado esquerdo (quadrantes A e D) e direito (quadrantes B e C), com uma equipe de três pessoas, anotando-se a qual quadrante a árvore pertence, numerando-as sequencialmente até a linha final (L6). A anotação do quadrante é importante para fazer a correção nos valores da coordenada X. Conforme mostrado na Figura 2, a coordenada X é anotada com relação à linha de caminhamento, sendo necessária, posteriormente, uma correção para o ponto 0,0. Quando houver dúvida se a árvore está dentro ou fora da faixa de 25 m, deve-se conferir a distância com uma trena métrica ou com algum equipamento de medição eletrônica (trena a laser, telêmetro, vertex).

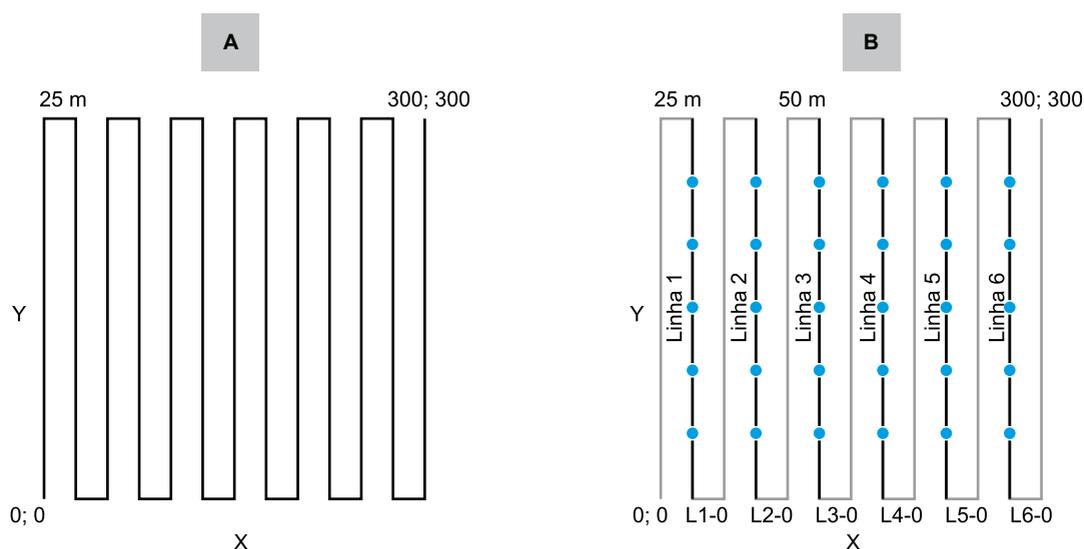


Figura 3. Esquema das rotas definidas no TrackMaker para instalação da parcela permanente usando GPS para guiar as linhas (A); esquema das linhas da parcela permanente com os piquetes após instalação (B).

Subdivisão das parcelas para o monitoramento da regeneração natural

Para o monitoramento da regeneração natural, as parcelas permanentes devem ser divididas em subparcelas, também de forma quadrada. A dimensão da subparcela varia com a espécie, sendo assim definida:

- Castanheira-da-amazônia: 36 subparcelas de 25 m x 25 m, totalizando uma área amostral de 2,25 ha por PP de 9 ha.
- Andirobeira e copaibeira: 27 subparcelas de 10 m x 10 m, totalizando uma área amostral de 0,27 ha por PP.

A maior área amostral adotada para a castanheira-da-amazônia deve-se à baixa densidade da regeneração natural observada em florestas densas na Amazônia (COTTA et al., 2008; MYERS et al., 2000; PEÑA-CLAROS et al., 2002; POORTER, 1999; WADT et al., 2008; ZUIDEMA; BOOT, 2002). Para a definição do local de instalação da subparcela de regeneração natural, utiliza-se o processo de amostragem aleatória simples sem reposição. Nesse caso, aloca-se previamente uma estrutura de N subunidades na parcela permanente das quais n unidades são sorteadas para amostragem.

Materiais necessários para a instalação das parcelas permanentes

Estes são os materiais necessários para a instalação das parcelas permanentes:

- Uma bússola ou GPS.
- Duas trenas de 50 m.
- Uma marreta.
- Piquetes de PVC (cano de esgoto, 25 mm).
- Piquete de PVC de 50 mm cheio de concreto para o ponto zero.
- Facão.
- Foice.

Inventário das parcelas permanentes

Critérios de inclusão e identificação das árvores

São consideradas árvores todos os indivíduos com diâmetro tomado a 1,30 m do solo (DAP) maiores ou igual a 10 cm. As árvores das espécies-alvo devem ser medidas em toda a extensão da parcela (9 ha). Cada árvore é identificada com uma placa de alumínio, e o ponto de medição do diâmetro (PMD) deve ser marcado com tinta vermelha (Figura 4). Na placa devem constar o número da linha, o quadrante e o número da árvore, de maneira sequencial seguindo o caminhamento do inventário, conforme exemplo no Anexo 1. Se houver mais de uma espécie-alvo na parcela, a numeração é sequencial para cada espécie, colocando-se as primeiras letras da espécie (C = castanha, A = andiroba, CO = copaíba) na frente do número da árvore (L1-0_A_C1; L1-50_A_A1). Recomenda-se fixar o prego próximo à base da árvore, ou acima do PMD, fazendo com que a placa fique voltada para a picada mais próxima, de forma a facilitar sua visualização. Pode-se também padronizar a colocação do prego, 10 cm acima do PMD. Para as remeidições futuras, recomenda-se marcar toda a extensão do tronco da árvore no PMD, com auxílio de uma corda ou de uma trena.

Os procedimentos para a inclusão ou exclusão de árvores limítrofes e a numeração de ingressos e rebrotos seguem as recomendações de Silva et al. (2005). As árvores situadas

Foto: Helio Tonini



Figura 4. Árvore de castanheira-da-amazônia identificada e marcada no ponto de medição do diâmetro (PMD).

nas linhas limítrofes nas bordas das parcelas só são incluídas nas medições quando 50% ou mais de sua base estiverem dentro da parcela. A partir da segunda medição, os números de árvores que morreram não devem ser utilizados novamente em outra árvore. No caso de ingressos de novos indivíduos que atingiram o diâmetro limite ($DAP \geq 10$ cm), é utilizado um novo número na sequência da parcela. Os rebrotos e novos fustes originados de uma árvore já registrada que atingiram o diâmetro mínimo de inclusão também devem ser considerados ingressos.

Medição da circunferência e da altura comercial

Todas as árvores com $DAP \geq 10$ cm ou circunferência a altura do peito (CAP) $\geq 31,4$ cm têm o diâmetro ou a circunferência medida no PMD, com fita diamétrica ou trena com precisão de milímetros. O PMD deve ser estabelecido, sempre que possível, a 1,30 m do solo. Quando existirem sapopemas ou deformações no tronco que não permitam a medida nessa posição, ela será deslocada 50 cm acima do PMD, e sua posição de medida anotada na ficha de campo.

A altura comercial (HC) das árvores deve ser medida ou estimada até a primeira bifurcação, de onde saem os galhos principais que formam a copa. Para isso, deve-se usar um hipsômetro, vertex, telêmetro ou uma trena a laser para auxiliar na estimativa.

Determinação das coordenadas das árvores

Recomenda-se tomar as coordenadas cartesianas das árvores, pois assim é possível confeccionar mapas com a localização das árvores na parcela permanente. A coordenada X deve compreender a distância da árvore projetada na lateral X até o ponto zero, e a coordenada Y é igual à distância de caminhamento na linha até à perpendicular da árvore (ver exemplo na Figura 2). Outra opção é utilizar uma trena eletrônica ou a função DME do hipsômetro vertex para medir as distâncias. Mesmo tomando-se essas coordenadas, todas as árvores devem ter sua posição geográfica tomada com sistema de posicionamento por satélite (GPS) de precisão.

Georreferenciamento das árvores com GPS de alta sensibilidade

Apesar da degradação do sinal do GPS sob as copas das árvores, os receptores GPS com antena de alta sensibilidade (Tecnologia Sirf Star III) minimizam substancialmente os problemas de recepção.

A apropriação da coordenada deve ser realizada com o manuseador do GPS posicionando-se de costas para a árvore a ser inventariada, colocando o aparelho na vertical e próximo à altura do peito. Os procedimentos para a configuração e coleta de dados com o

GPS devem seguir as orientações de Figueiredo et al. (2007). Deve-se utilizar o sistema de coordenadas Universal Transversa de Mercator (UTM), com Datum WGS 84.

Determinação da forma da copa

Dawkins (1958) desenvolveu uma classificação para a forma da copa que serve como um indicativo da capacidade fotossintética e vigor da planta, podendo ser correlacionada ao incremento, à mortalidade e à produção de frutos ou óleo.

A Figura 5 mostra os escores de classificação da copa:

- Copa perfeita (1): copas de grande tamanho, largas, circulares e simétricas no formato de um círculo perfeito.
- Copa boa (2): próximas ao ideal, porém com alguns defeitos de simetria ou galhos mortos e quebrados. A forma é a de um círculo irregular.
- Copa tolerável (3): copas assimétricas ou estreitas, mas ainda aparentemente capazes de promover o crescimento e a produção de frutos/óleo. A forma é do tipo meia-copa.

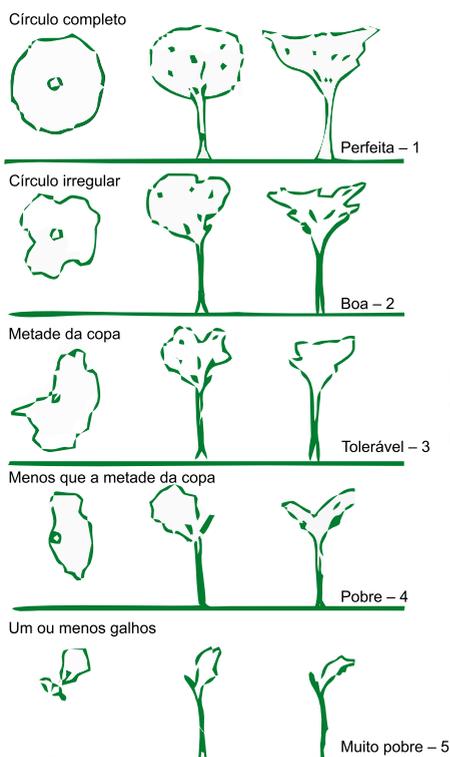


Figura 5. Escores para a forma da copa de acordo com a classificação de Dawkins.

Fonte: adaptado de Synnott (1979).

- Copa pobre (4): copas insatisfatórias, com forte assimetria e poucos galhos, mas provavelmente capazes de ainda promover a sobrevivência da árvore. A forma é do tipo menor do que meia copa.
- Copa muito pobre (5): árvores suprimidas, altamente danificadas, incapazes de promover crescimento satisfatório mesmo que liberadas. A copa caracteriza-se por possuir um ou menos galhos.

Determinação da posição da copa

Para classificar a posição da copa, utiliza-se a metodologia proposta por Dawkins, modificada por Synnott (1979). Essa classificação apresenta a vantagem de ser facilmente aplicada. No entanto, por apresentar certo grau de subjetividade, deve ser feita preferencialmente por duas pessoas bem treinadas, de forma simultânea. A posição da copa é classificada conforme a seguinte escala (Figura 6):

- Copa emergente ou dominante (1): copas completamente expostas à luz vertical direta e livres de competição lateral, considerando-se um cone invertido em 90° delimitado pela base da copa.

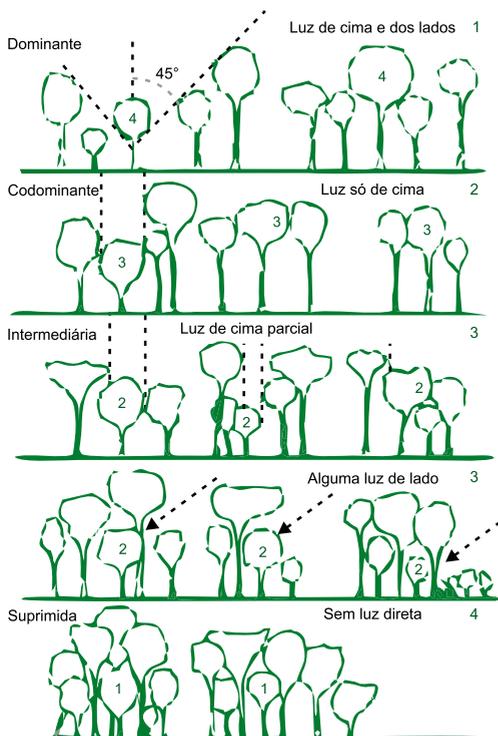


Figura 6. Classificação de posição da copa segundo Dawkins.

Fonte: adaptado de Synnott (1979).

- Copa com plena exposição à luz ou codominante (2): copas completamente expostas à luz vertical, porém adjacentes a outras copas de altura igual ou superior, considerando-se o cone invertido em 90°.
- Copa com alguma luz direta ou lateral ou intermediária (3): copas parcialmente expostas à luz vertical. As copas são parcialmente sombreadas por outras árvores ou totalmente sombreadas, porém expostas a alguma luz direta em razão da presença de clareira ou borda.
- Copa sem luz direta ou suprimida (4): copas inteiramente sombreadas lateral e verticalmente.

Determinação da área da copa

Além da classificação subjetiva da posição e forma da copa, deve-se também calcular a área e o diâmetro da copa, a partir da medição de 4 ou 8 raios ortogonais a partir do tronco da árvore até a projeção da copa. No caso de copas regulares, são medidos quatro raios, sendo o primeiro raio medido no sentido do maior comprimento da copa, e os demais a cada 90°. Quando a copa da árvore é irregular, são medidos oito raios para melhor estimativa do diâmetro médio, sendo que poderá haver raios de valor zero quando a árvore não tiver copa em alguma direção.

A área de projeção horizontal da copa (APHC) é calculada pela Equação 1:

$$APHC = (\pi \div 4) \times (2R_m)^2 \quad (\text{Equação 1})$$

em que

R_m = raio médio calculado com base nas medições feitas na copa.

Deve-se ter cuidado no cálculo da média, em que o valor zero deve ser incluído no cálculo apenas quando esse for o valor real. No caso em que não for possível realizar a medição, deve-se deixar a célula em branco.

Determinação da infestação de cipós na copa

A presença de cipós é determinada de forma qualitativa, utilizando-se as categorias propostas por Kainer et al. (2006), em relação à porcentagem da copa infestada por cipós competidores. Essa classificação é apresentada na Tabela 1.

Tabela 1. Classificação qualitativa da presença de cipós na copa.

Carga de cipós	Código
Sem infestação	0
Menor ou igual 25%	1
Entre 25% e 75%	2
Maior do que 75%	3

Fonte: Kainer et al. (2006).

Classe de identificação do fuste

Na primeira medição, devem-se considerar apenas os indivíduos vivos. A partir da segunda medição, todos os indivíduos devem ser registrados, inclusive aqueles que morreram e os não encontrados. Os códigos utilizados seguem a metodologia proposta por Silva et al. (2005), adaptada para o levantamento de produtos florestais não madeireiros:

- 1) Árvore viva em pé com o fuste completo.
- 2) Árvore viva em pé, sem copa.
- 3) Árvore viva caída.
- 4) Árvore morta por causa natural.
- 5) Árvore não encontrada.
- 6) Árvore inclinada: árvore que está inclinada (inclinação superior a 45°), por queda natural de outra árvore ou por busca de melhores condições de iluminação.
- 7) Árvore arqueada por causa natural: árvore que está arqueada em decorrência da presença de cipós ou queda natural de outra árvore.

As árvores que recebem o código de morta devem ter as colunas referentes à forma e posição da copa, a cipós e danos zeradas. Nas próximas avaliações essas árvores devem ser excluídas da ficha de campo.

Podridão e outros danos

A podridão deve ser observada tanto no fuste como na copa de árvores vivas (completas, quebradas ou caídas) com diâmetro ≥ 10 cm.

Os códigos usados na classificação de podridão são descritos a seguir:

- 1) Sem podridão.

- 2) Podridão decorrente de causa natural.
- 3) Podridão decorrente de ação humana.
- 4) Outros danos: como oco causado pelo fogo; bifurcação.

Materiais necessários para a medição das parcelas permanentes

Os materiais necessários para a medição das parcelas permanentes são:

- Fita métrica ou diamétrica.
- Pincel permanente.
- Punção numérico ou rotuladora (para imprimir os números nas placas).
- Placas de alumínio.
- Pregos de alumínio ou ferro galvanizado, mínimo de 3 mm de espessura.
- Escada de alumínio.
- Tinta a base de óleo (de preferência na cor vermelha ou branca).
- Facão e foice.
- Prancheta.
- Fichas de campo.
- Lápis e borracha.
- Corda ou fita para delimitar o PMD.

Inventário da regeneração natural

A regeneração natural é avaliada a partir de uma altura mínima de 30 cm, em razão da possibilidade de erros na identificação das plântulas e da alta mortalidade dos indivíduos em classes de tamanho inferiores a esse limite. Para auxiliar o levantamento em campo, deve-se utilizar a ficha modelo constante no Anexo 2.

Para a classe de tamanho das plântulas, mede-se a altura com trena, o diâmetro na base com paquímetro de precisão em milímetros e conta-se o número de folhas.

Para a classe das varetas, mede-se o DAP, a altura total (que pode ser estimada ou medida com hipsômetro ou trena a laser), além de ser necessário determinar a posição da copa (Figura 6) e registrar a presença ou ausência de cipós (Tabela 1).

Cada plântula e vareta devem ser numeradas com uma placa de alumínio amarrada com fio de nylon ou com um laço plástico, que possa ser preso na plântula sem uso de prego. Para facilitar uma futura localização, é recomendável colocar uma fita colorida presa a uma estaca próxima à plântula ou presa na própria plântula/vareta (Figura 7).

Seguindo a mesma metodologia utilizada para as árvores, a inclusão ou exclusão de indivíduos limítrofes e a numeração de ingressos e rebrotos baseiam-se nas recomendações de Silva et al. (2005). Cada subparcela de regeneração natural deve ter a sua numeração própria. Os indivíduos situados nas linhas limítrofes das bordas das parcelas só devem ser incluídos nas medições quando 50% ou mais de sua base estiver dentro da parcela. A partir da segunda medição, o número de um indivíduo morto não deve ser utilizado em outro indivíduo. No caso de ingresso, é utilizado um novo número na sequência da subparcela.



Foto: Heilo Tonini

Figura 7. Regeneração de andiroba identificada e numerada por placa de alumínio e marcação com fita zebraada.

As varetas que atingirem 10 cm ou mais de diâmetro, durante as sucessivas medições, são classificadas como egressas do estrato de varetas e ingressas no estrato das árvores. Nesse caso devem perder a sua numeração original como varas, não devendo mais ser registradas nessa população, e recebem um novo número (o próximo na sequência da parcela de árvores). O seu número original não deverá ser usado em outro indivíduo.

Fase de desenvolvimento da floresta

Em cada subparcela de regeneração natural, devem ser tomadas informações relativas à floresta. Com relação ao desenvolvimento da floresta, segue-se a metodologia proposta por Silva et al. (2005), devendo ser utilizados os seguintes códigos:

- 1) Floresta madura: a subparcela apresenta pelo menos uma árvore com diâmetro igual ou maior que 40 cm.
- 2) Floresta em construção: a subparcela não apresenta árvore com diâmetro maior que 40 cm e apresenta pelo menos uma árvore com DAP > 10 cm e < 40 cm.
- 3) Clareira: há uma abertura no dossel em pelo menos 50% da área da subparcela, e pouca ou nenhuma árvore com diâmetro maior que 10 cm presentes na subparcela. Quando existirem, as copas são projetadas para fora do limite da subparcela.

Recomenda-se medir o DAP de todos os indivíduos com DAP ≥ 10 cm localizados dentro da subparcela de regeneração. Essa medição facilita a classificação da fase de desenvolvimento da floresta e fornece uma medida quantitativa da densidade e também da área basal da floresta matriz.

Assim como na avaliação das árvores, a classificação do fuste das arvoretas da subparcela segue a metodologia proposta por Silva et al. (2005). A seguir, são apresentados os códigos de classe de identificação do fuste para arvoretas, combinando a sanidade das arvoretas com o estado de seu fuste.

- 1) Arvoreta viva em pé com o fuste completo.
- 2) Arvoreta viva em pé, sem copa.
- 3) Arvoreta viva caída.
- 4) Arvoreta morta por causa natural.
- 5) Arvoreta egressa.
- 6) Arvoreta não encontrada.
- 7) Arvoreta morta por causa antrópica desconhecida.

No caso das subparcelas para o levantamento da regeneração natural da copaíba e da andiroba, a dimensão de 10 m x 10 m é suficientemente pequena, de forma a ser alta a probabilidade de serem homogêneas. Se forem utilizar subunidades maiores, como é o caso das utilizadas para a castanheira-da-amazônia, devem-se subdividir as parcelas para efetuar essa classificação.

Periodicidade das medições

A periodicidade das medições vai depender do objetivo do estudo.

Para dinâmica de crescimento das árvores em diâmetro ($DAP \geq 10$ cm), recomendam-se medições anuais ou, no máximo, bianuais, sendo fundamental a marcação do ponto de medição. Uma sugestão é o uso de fita plástica e tinta spray branca (Figura 8). A cada ano essa marcação deve ser revisada e reforçada, caso seja necessário.

Outra forma de monitorar a dinâmica de crescimento diamétrico é pela instalação de cintas dendrométricas. Nesse caso, ver detalhamento no Capítulo 7 deste Guia.



Foto: Lúcia Helena de Oliveira Wact

Figura 8. Marcação permanente de uma castanheira para medição do crescimento diamétrico.

Para estudos sobre a dinâmica populacional das árvores adultas, recomendam-se medições a cada 5 anos, focando em dados de mortalidade, forma e posição da copa. E, para estudos de dinâmica da regeneração, também são recomendadas medições anuais.

Referências

- CAMPOS, J. C. C.; LEITE, H. G. **Mensuração florestal**: perguntas e respostas. Viçosa: Ed. da UFV, 2006. 470 p.
- COTTA, J. N.; KAINER, K. A.; WADT, L. H. O.; STAUDHAMMER, C. L. Shifting cultivation effects on Brazil nut (*Bertholletia excelsa*) regeneration. **Forest Ecology and Management**, v. 256, n. 1-2, p. 28-35, 2008.
- DAWKINS, H. C. **The management of natural tropical high-forest with special reference to Uganda**. 34th ed. Oxford: Imperial Forestry Institute, 1958. 155 p.
- FIGUEIREDO, E. O.; BRAZ, E. M.; OLIVEIRA, M. V. N. **Manejo de precisão em florestas tropicais**: modelo digital de exploração florestal. Rio Branco: Embrapa Acre, 2007. 183 p.
- KAINER, K. A.; WADT, L. H. O.; GOMES-SILVA, D. A. P.; CAPANU, M. Liana Loads and their association with *Bertholletia excelsa* fruit and nut production, diameter growth and crow attributes. **Journal of Tropical Ecology**, v. 22, p. 147-154, 2006.
- MYERS, G. P.; NEWTON, A. C.; MELGAREJO, O. The influence of canopy gap size on natural regeneration of Brazil nut (*Bertholletia excelsa*) in Bolivia. **Forest Ecology and Management**, v. 127, n. 1-3, p. 119-128, 2000.
- PÉLLICO NETTO, S.; BRENA, D. A. **Inventário florestal**. Curitiba, 1997. 316 p.
- PENA-CLAROS, M.; BOOT, R. G. A.; DORADO-LORA, J.; ZONTA, A. Enrichment planting of *Bertholletia excelsa* in secondary forest in the Bolivian Amazon: effect of cutting line width on survival growth and crown traits. **Forest Ecology and Management**, v. 161, n. 1-3, p. 159-168, 2002.
- POORTER, L. Growth responses of 15 rain-forest tree species to a light gradient traits. **Functional Ecology**, v. 13, n. 3, p. 396-410, 1999.
- SILVA, J. N. M.; LOPES, J. C. A.; OLIVEIRA, L. C.; SILVA, S. M. A.; CARVALHO, J. O. P.; COSTA, D. H. M.; MELO, M. S.; TAVARES, M. J. M. **Diretrizes para instalação e medição de parcelas permanentes em florestas naturais da Amazônia Brasileira**. Belém, PA: Embrapa Amazônia Oriental, 2005. 68 p.
- SYNNOTT, T. J. **A manual of permanent sample plot procedures for tropical rainforests**. Oxford: Commonwealth Forestry Institute, 1979. 127 p. (Tropical forestry papers, 14).
- TICKTIN, T.; SHACKLETON, C. Harvesting non-timber forest products sustainably: opportunities and challenges. In: SHACKLETON, S.; SHACKLETON, C.; SHANLEY, P. **Non timber forest products in the global context**. Berlin: Springer-Verlag, 2011. p. 149-169.
- WADT, L. H. O.; KAINER, K. A.; GOMES-SILVA, D. A. P. Population structure and nut yield of a *Bertholletia excelsa* stand in Southwestern Amazonia. **Forest Ecology and Management**, v. 211, p. 371-384, 2005.
- WADT, L. H. O.; KAINER, K. A.; STAUDHAMMER, C. L.; SERRANO, R. O. P. Sustainable forest use in Brazilian extractive reserves: natural regeneration of brazil nut in exploited populations. **Biological Conservation**, v. 141, n. 1, p. 332-346, 2008.
- ZUIDEMA, P. A. **Demography and management of the Brazil nut tree (*Bertholletia excelsa*)**. Riberalta: Promab, 2003. 111 p.
- ZUIDEMA, P. A.; BOOT, R. G. A. Demography of the brazil nut tree (*Bertholletia excelsa*) in the bolivian amazon: Impact of seed extraction on recruitment and population dynamics. **Journal of Tropical Ecology**, v. 18, n. 1, p. 1-31, 2002.

Instalação de parcelas circulares para caracterização da vegetação associada a espécies arbóreas tropicais

Kátia Emídio da Silva
Francisca Dionízia de Almeida Matos
Lúcia Helena de Oliveira Wadt
Marcelino Carneiro Guedes

Introdução

A floresta tropical é um dos ambientes naturais mais complexos da Terra, e sua composição e estrutura são determinadas, principalmente, pelo clima, pelo solo, pelo estado sucessional da vegetação e pela história natural de cada sítio (LAMPRECHT, 1990; WHITMORE, 1990). Indivíduos de várias espécies e tamanhos podem estar associados entre si, apresentando estruturas que resultam de dinâmicas florestais complexas, tais como dispersão, crescimento, mortalidade, uso da terra e clima, com um grande número de potenciais interações inter e intraespecíficas (COMAS; MATEU, 2007; LEGENDRE; FORTIN, 1989).

Nesse contexto, os processos ligados à coexistência entre as espécies são predominantemente locais e necessitam ser modelados do ponto de vista de cada indivíduo, levando em conta as condições de crescimento e competição locais, porque as plantas competem com seus vizinhos mais próximos por recursos limitados acima e abaixo do solo (LAW et al., 2009; SCHNEIDER et al., 2006). Dessa forma, o uso de abordagem espacial explícita, em especial análise de vizinhança (neighbour's analysis), pode ajudar sobremaneira no entendimento de processos que estruturam as comunidades arbóreas, contribuindo para o manejo e a conservação de espécies (MOUSTAKAS et al., 2008; POTVIN; DUTILLEUL, 2009).

Esse protocolo objetiva descrever uma metodologia para instalação de parcelas circulares, visando estudar a vegetação associada a espécies florestais de interesse comercial, por meio de estudos de vizinhança. Essa metodologia tem sido utilizada no âmbito do projeto Mapeamento de Castanhais Nativos e Caracterização Socioambiental e Econômica de Sistemas de Produção da Castanha-do-Brasil na Amazônia (MapCast) desenvolvido pela equipe da Rede Kamukaia, como um componente do arranjo Tecnologias para o fortalecimento da cadeia de valor da castanha-do-brasil (TechCast).

Estudos como estes são importantes para auxiliar na definição de ações de manejo a partir do entendimento das relações entre os indivíduos focais (aqueles de interesse) com espécies vizinhas a estes, buscando-se, por exemplo, avaliar se a ocorrência da espécie focal

está correlacionada com a ocorrência de outras espécies vegetais ou espécies filogeneticamente próximas (padrão taxonômico de vizinhança); ou mesmo estudos de competição/associação entre espécies, com a definição de práticas que visem favorecer as espécies de interesse, levando-se em conta a estrutura da vegetação associada a elas.

Materiais necessários para instalação das parcelas circulares

Os materiais necessários para instalação das parcelas circulares são:

- Pranchetas.
- Tinta spray vermelha: 4 latas de 400 mL.
- Martelo de borracha.
- Esquadro de pedreiro.
- Terçado.
- Trensas:
 - 2 trenas de 15 m.
 - 1 trena de 20 m.
 - 1 trena a laser ou outro tipo.
- Corda de polipropileno 3,5 mm: 50 m.
- GPS.
- Pincel marcador permanente.
- Lápis dermatográfico preto ou vermelho.
- Máquina de calcular simples.

Glossário de termos usados para descrever os elementos de uma circunferência

- Arco (A): porção da circunferência limitada por dois pontos (Figura 1).
- Corda (C): segmento de reta que une dois pontos da circunferência.
- Flecha (F): segmento de reta que une o ponto médio da corda ao ponto médio do arco correspondente.
- Raio (R): segmento de reta que une um ponto da circunferência ao centro.
- Ângulo do arco (α): ângulo formado entre os raios que formam a subparcela.

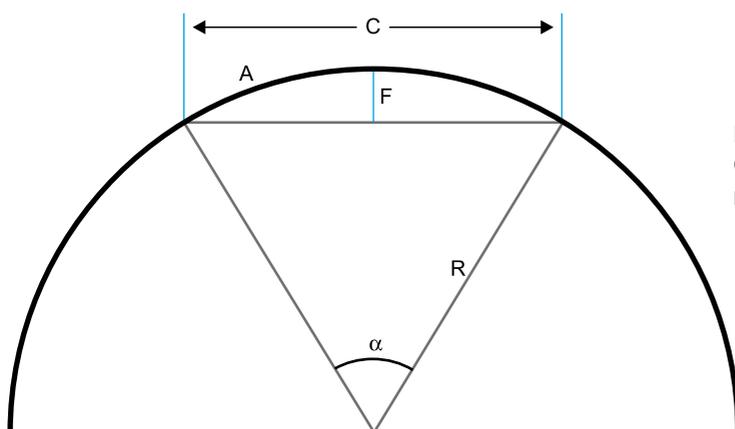


Figura 1. Elementos de uma circunferência citados no protocolo.

Fonte: adaptado de Faias et al. (2005).

Seleção dos indivíduos focais

Em uma parcela permanente nos moldes da Rede Kamukaia (300 m x 300 m) ou na área que se pretende estudar, selecionam-se 15 indivíduos da espécie de interesse e que estejam em fase produtiva, sendo cinco indivíduos representados em cada uma das seguintes classes:

- a) Classe 1: não produzem ou com baixíssima produção.
- b) Classe 3: com produção intermediária.
- c) Classe 5: as mais produtivas.

As classes serão definidas quantitativamente segundo cada região de estudo, adotando-se a unidade do produto coletado adequada a cada local. Quando houver dados de produção média, seguir o método descrito no Capítulo 5 deste Guia, para classificação das árvores quanto à produção (classes 1, 3 e 5). Quando não houver informações de monitoramento da produção, elas podem ser obtidas de agroextrativistas com experiência de coleta nos locais de estudo.

Os indivíduos selecionados serão denominados de indivíduos focais os quais devem estar separados entre si, pelo menos 31 m, assegurando-se que suas copas não se sobreponham. Esses indivíduos representarão o centro de cada parcela circular, a ser delimitada com um raio de 15 m (área = 706,85 m²), considerando o centro do indivíduo focal como o ponto zero para medição do raio.

Demarcação dos limites da parcela circular

A parcela circular é composta de oito subparcelas representadas por oito arcos com ângulo de 45°, contendo como centro o indivíduo focal (Figura 2).

A circunferência do indivíduo focal deve ser dividida em oito partes iguais, marcando-se, no tronco da árvore, a distância entre cada uma das oito marcas (pode-se usar tinta spray vermelha ou branca). Assim serão identificados os pontos de onde sairão as medidas do raio para o estabelecimento de cada arco (Figura 3).

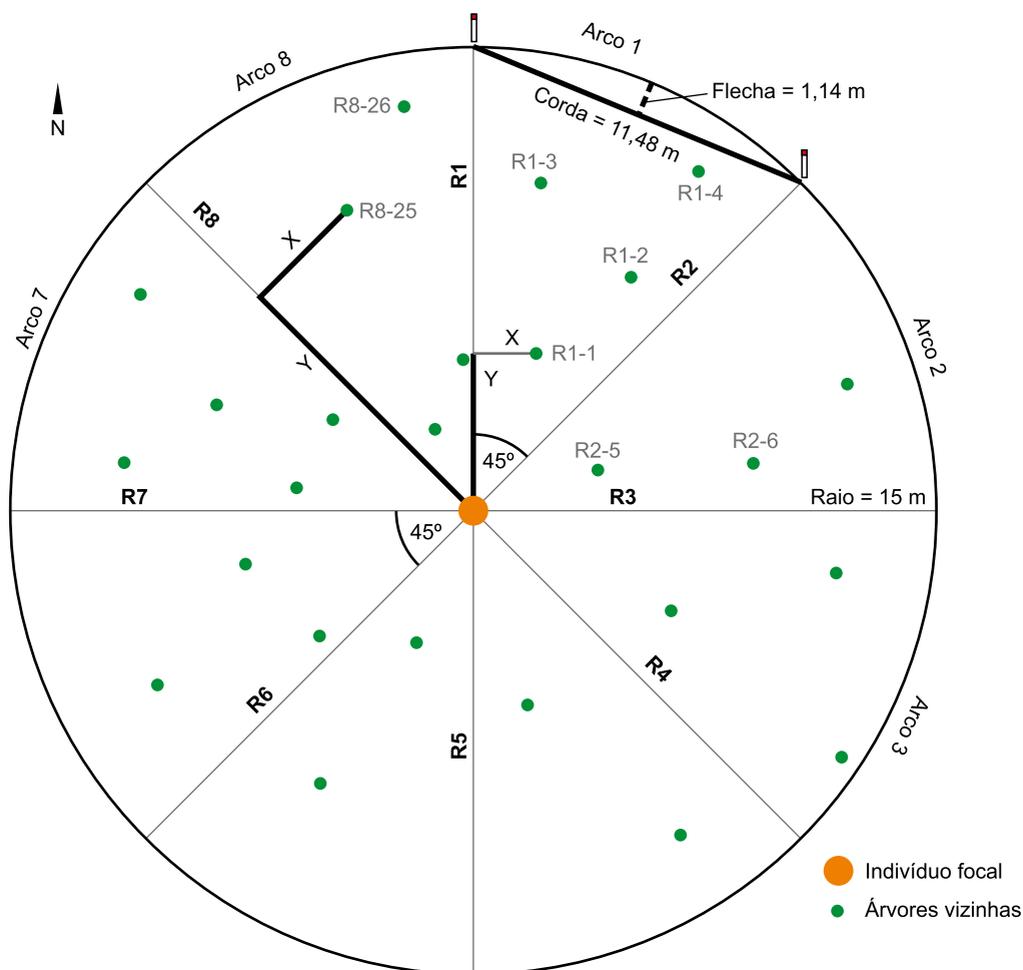


Figura 2. Esquema geral de implantação da parcela circular.

Utiliza-se uma trena de 15 m para a medição do raio. Para facilitar, amarra-se no ponto zero da trena uma corda fina e firme, a qual deve circundar o indivíduo focal, e a trena deve sair na posição de início do Raio 1 (ponto zero), como mostrado na Figura 3. Destaca-se que o Raio 1 deve ser estabelecido na direção Norte, utilizando-se uma bússola.



Foto: Kátia Emídio da Silva

Figura 3. Demonstração de como iniciar a medição do Raio 1, no ponto zero. Marcas em vermelho indicam os pontos de início de cada raio no tronco da árvore.

Os parâmetros da circunferência corda e flecha são fixos, portanto não alteram de uma parcela para outra. Já o raio de 15 m, como é referenciado ao centro do indivíduo focal, precisa ser corrigido em função do diâmetro do indivíduo focal. Para isso, deve-se calcular o raio do indivíduo focal e subtrair esse valor da medida de 15 m, conforme exemplo a seguir:

- Circunferência do indivíduo focal: $C = 3,28 \text{ m (328 cm)}$
 - Raio do indivíduo focal = $[(3,28 \div \pi) \div 2] = 0,522027$ $\pi = 3,1416$
 - Raio corrigido (R_c) = $15 - 0,522027 = 14,48 \text{ m}$.

No exemplo acima, o valor de 14,48 m (R_c) deve ser o comprimento dos raios da parcela circular, cuja medida é estabelecida a partir dos pontos marcados ao longo da circunferência do indivíduo focal. Ainda no exemplo acima, as marcas de início dos raios estarão com intervalos de 41 cm ($328 \text{ cm} \div 8$) entre si. Uma vez que a cada indivíduo focal será necessário calcular o intervalo entre as marcas de início dos raios e também o raio da parcela circular, sugere-se o uso de uma calculadora no campo.

A instalação da parcela deve ser iniciada obrigatoriamente pelo Raio 1, o qual segue na direção norte-N (0° ou 360°). Para obtenção da direção, utilizar bússola de mão ou do GPS. Se for usar a bússola do GPS, lembrar-se de calibrá-la todos os dias.

Nos casos em que o ponto limite do raio intersectar alguma árvore, deve-se avaliar a inclusão ou não desta árvore na parcela. Uma árvore na bordadura será inserida na parcela circular se ela tiver $DAP \geq 10$ cm e se mais de 50% de sua base estiver dentro do círculo inscrito pela circunferência. Nesse caso, essa árvore deve ser identificada como R_i (Raio^{iésimo}) e pintada com tinta spray vermelha no ponto de medição do diâmetro (PMD = 1,30 m).

Na situação em que não houver árvore intersectando o raio, deve-se colocar uma estaca de madeira (vara) de 1,5 m acima do solo, com a ponta pintada em vermelho contendo a identificação R_i (sugere-se usar lápis dermatográfico).

Uma vez marcado o primeiro limite da parcela circular no R_i , deve-se girar a trena esticada (no valor correspondente ao raio) no sentido horário do círculo até a posição referente à direção de 45° , conferindo a distância linear da corda, que, no exemplo da Figura 2, é de 11,48 m. Para ajustar o correto posicionamento do piquete R_2 ou R_{i+1} , deve-se conferir o comprimento do raio R_{i+1} , lembrando que o início desse raio será a marca seguinte ao raio anterior, no tronco do indivíduo focal.

Para traçar o arco compreendido entre os pontos R_i e R_{i+1} , o técnico deve posicionar-se na metade da corda ($11,48 \div 2 = 5,74$ m) e de costas para o indivíduo focal, esticar a trena perpendicularmente à corda a uma distância de 1,14 m, a qual corresponde à medida da flecha da circunferência. Nesse ponto, deve-se colocar nova estaca de menor tamanho, não necessitando de identificação. Para facilitar, sugere-se usar uma vara de 1,14 m para facilitar a medição da flecha nos demais arcos.

Esse procedimento deve ser repetido até que todos os oito arcos sejam demarcados, finalizando assim a demarcação da parcela circular.

Inventário da vegetação na parcela circular

O inventário deve ser realizado dentro de cada arco da parcela circular, sempre no sentido horário e começando no Arco 1. Sugere-se esticar uma corda fina ou barbante passando pelas três estacas fixadas nos pontos R_i – Flecha – R_{i+1} (Figura 2). Para delimitar o primeiro arco a ser inventariado, deve-se esticar uma trena desde a marca de início do raio até o piquete do raio correspondente.

Todos os indivíduos arbóreos e palmeiras com $DAP \geq 10$ cm devem ser inventariados anotando-se: a posição X,Y relativa ao indivíduo focal; o nome vulgar; o diâmetro a altura do peito (DAP), marcando o ponto de medição do diâmetro (PMD); a altura; a ocorrência

de epífitas (quantidade e se possível que tipo e em que altura do indivíduo) e uma identificação que deve conter o número do raio e o número sequencial da árvore inventariada, não iniciando nova numeração para as árvores de cada arco (exemplos: R₁-1, R₂-7, R₈-26, conforme detalhes da Figura 2).

O Anexo 1 contém um modelo de ficha de campo em que a coordenada X é a medida perpendicular ao raio até a árvore a ser inventariada, sempre no sentido horário, e a coordenada Y é a medida lida diretamente na corda que delimita o raio até o ponto onde se obteve a coordenada X (Figura 2). A posição georreferenciada com GPS deve ser obtida somente para o indivíduo focal. Sugere-se utilizar o sistema de coordenadas UTM e Datum WGS84 ou Sirgas 2000.

Para cada indivíduo inventariado, deve ser anotado o nome vulgar e, se possível, a família e a espécie botânica. Nos casos em que houver dúvidas ou mesmo o identificador não conhecer a planta, coletar amostra para posterior identificação em herbário, priorizando material fértil, adotando como referência o nome do local, o número do indivíduo focal, o raio onde foi coletado e o número do referido indivíduo.

A altura da planta inventariada deve ser obtida por meio de aparelho hipsômetro ou, se não for possível, usar estimativa feita por pessoa experiente em realizar inventários florestais.

Referências

COMAS, C.; MATEU, J. Modelling forest dynamics: a perspective from point process methods. **Biometrical Journal**, v. 49, n. 2, p. 176-196, 2007.

FAIAS, S. P.; TOMÉ, M.; BEITO, S. **Protocolo de medição de parcelas do dispositivo de inventário para as zonas piloto de Portugal no âmbito do Projeto FORSEE - Concelho da Lousã e área do Vale do Souza**. Portugal: Gimref – RT 6, 2005. 53 p.

LAMPRECHT, H. **Silvicultura nos trópicos**: ecossistemas florestais e respectivas espécies arbóreas, possibilidades e métodos de aproveitamento sustentado. Eschborn: GTZ, 1990. 343 p.

LAW, R.; ILLIAN, J.; BURSLEM, D. F. R. P.; GRATZER, G.; GUNATILLEKE, C. V. S.; GUNATILLEKE, I. A. U. N. Ecological information from spatial patterns of plants: insights from point process theory. **Journal of Ecology**, v. 97, n. 4, p. 616-628, 2009.

LEGENDRE, P.; FORTIN, M.-J. Spatial pattern and ecological analysis. **Vegetatio**, v. 80, n. 2, p. 107-138, 1989.

MOUSTAKAS, A.; WIEGAND, K.; GETZIN, S.; WARD, D.; MEYER, K. M.; GUENTHER, M.; MUELLER, K. H. Spacing patterns of an Acacia tree in the Kalahari over a 61-year period: how clumped becomes regular and vice versa. **Acta Oecologica**, v. 33, n. 3, p. 355-364, 2008.

POTVIN, C.; DUTILLEUL, P. Neighborhood effects and size-asymmetric competition in a tree plantation varying in diversity. **Ecology**, v. 90, n. 2, p. 321-327, 2009.

SCHNEIDER, M. K.; LAW, R.; ILLIAN, J. B. Quantification of neighbourhood-dependent plant growth by Bayesian hierarchical modelling. **Journal of Ecology**, v. 94, n. 2, p. 310-321, 2006.

WHITMORE, T. C. **An introduction to tropical rain forests**. Oxford: Clarendon, 1990. 226 p.

Monitoramento da produção de frutos e sementes de produtos florestais não madeireiros

Lúcia Helena de Oliveira Wadt
Helio Tonini
Marcelino Carneiro Guedes

Introdução

O uso sustentável da floresta tropical tem sido citado como uma das principais estratégias de conservação, e os produtos florestais não madeireiros (PFNMs) são reconhecidos como fundamentais nessa estratégia (FIEDLER et al., 2008). Além de sua exploração ser menos impactante que a madeira, essa atividade envolve populações que vivem dentro ou próximo às florestas. No entanto, o desenvolvimento e a implementação de sistemas de exploração sustentáveis para a maioria dos PFMNs ainda carecem de informações referentes à sustentabilidade biológica, econômica e social.

PFNM pode ser definido como todo material de origem vegetal, que não a madeira, tais como resina, fibras, folhas, látex, cipó, óleo, gomas, frutas, raízes, sementes, castanhas, plantas ornamentais e medicinais, entre outros (BRASIL, 2015). Frutos e sementes estão entre os PFMNs que geram maior renda na Amazônia, especialmente o açaí e castanha-da-amazônia (IBGE, 2015).

Dos 17 produtos extrativos que fazem parte da política de preço mínimo da Conab, 13 (76%) são frutos ou sementes (INDICADORES..., 2016), demonstrando a importância desse tipo de PFMN. Apesar disso, as estimativas de produção para esses produtos são inconsistentes por causa do pequeno número de estudos sistemáticos e abrangentes sobre sua variação geográfica ao longo dos anos.

A quantificação de longo prazo da produção de frutos e sementes por árvore e por ano é fundamental para se obter uma estimativa adequada da produtividade de espécies produtoras de PFMNs. Além disso, é preciso avaliar as diferenças entre populações, principalmente de espécies com importância socioeconômica, como a castanha-da-amazônia (*Bertholletia excelsa*) e a andirobeira (*Carapa* spp.), que ocorrem em toda a Amazônia.

A estimativa adequada da produção potencial de qualquer produto florestal e da variação intrapopulacional em uma determinada área requer, necessariamente, informações sobre a produção por indivíduo. A ferramenta que permite o acesso a essa informação é o monitoramento produtivo, por meio de um processo adequado de amostragem.

Nesse contexto, o presente capítulo tem por objetivo descrever uma metodologia de amostragem e coleta de dados para monitoramento da produção de frutos e sementes de castanha-da-amazônia e andiroba. Cabe ressaltar que a presente metodologia foi validada na Rede Kamukaia e pode ser adaptada para outras espécies cujos produtos sejam frutos ou sementes.

Seleção das árvores que serão monitoradas

Nos estudos sobre produtividade de sementes, o tamanho da amostra deve ser definido com base na variabilidade individual da população. Tanto para o caso da castanha como para a andiroba, essa variação é alta (KAINER et al., 2007; KLIMAS et al., 2012; ZUIDEMA, 2003) e faz com que amostras pequenas possam resultar em grandes erros de estimativa.

O monitoramento da produção de frutos e sementes deve ser feito em todas as árvores da parcela permanente (área = 9 ha – ver Capítulo 1 deste Guia), anotando-se o status reprodutivo de cada árvore, ou seja, para aquelas que ainda não começaram a produzir (jovem) anotar “não reprodutiva”.

No caso de populações em que a densidade de árvores da espécie de interesse é baixa ($< 3 \text{ ind ha}^{-1}$), não é recomendado realizar o monitoramento por parcela permanente. Recomenda-se, nesse caso, fazer a amostragem com base no inventário 100% da espécie na propriedade, ou na unidade de manejo, de maneira a garantir o monitoramento de pelo menos 30 árvores produtivas. Para isso, deve-se estratificar a população em classes de diâmetro, tendo no mínimo seis classes de DAP (TONINI, 2013). Deve-se evitar a amostragem totalmente aleatória, pois, nesse tipo de amostragem, não se pode garantir que todas as classes diamétricas sejam representadas na amostra. O DAP, além de ser de fácil obtenção no campo, é uma importante variável preditora na estimativa de produção para a castanha (KAINER et al., 2007) e para a andiroba (KLIMAS et al., 2012).

Feita a definição das classes de DAP, deve-se escolher pelo menos 35% das árvores de cada classe para um erro amostral de 10%. Nesse caso, a amostragem deve ser aleatória dentro das classes de DAP.

A seleção das árvores para o monitoramento da produção deve ser do tipo contínuo, ou seja, as mesmas árvores serão avaliadas a cada ano. Amostragens contínuas têm a vantagem de garantir o monitoramento do indivíduo ao longo do tempo, possibilitam maior facilidade de localização das árvores e são as mais utilizadas para o desenvolvimento de modelos de crescimento e produção. No entanto, tais amostras não podem ser consideradas independentes, o que é pré-requisito para a maioria dos testes estatísticos convencionais (TONINI, 2013), devendo-se adotar os procedimentos estatísticos adequados a esse tipo de coleta de dados.

Monitoramento da produção de frutos e sementes

O monitoramento da produção deve ser feito pela contagem ou pesagem de frutos e sementes. Esse monitoramento deve ser anual e realizado na época da safra, com periodicidade mais indicada para cada espécie em questão.

Normalmente, os valores obtidos não refletem a produção total de frutos por árvore, pois pode haver erros atribuídos aos frutos retidos na copa, no momento da coleta, e em razão dos dispersores e predadores que visitam os frutos caídos antes da contagem feita pela equipe de campo. Assim, a produção determinada reflete a produção efetiva no momento da coleta.

Os dados do monitoramento da produção devem ser relacionados aos dados do inventário realizado na mesma parcela permanente, para determinação do diâmetro mínimo produtivo de cada espécie.

Como cada espécie tem suas particularidades, serão tratadas as metodologias para a castanheira-da-amazônia e andirobeira de forma separada.

Castanheira-da-amazônia

A coleta de dados de produção de frutos da castanheira-da-amazônia (*Bertholletia excelsa*) deve ser feita de forma individual para cada árvore, após a queda dos frutos, e quantificada pelo número de frutos coletados no chão, debaixo da área da copa.

Em áreas de castanhais mais adensados, deve-se atentar para o entrelaçamento de copas de castanheiras próximas, o que pode dificultar a separação dos frutos por árvore individual. Nesse caso, deve-se verificar se é possível separar a produção de cada árvore, pelo tamanho e formato do fruto. Se não for possível a separação, a produção total das duas castanheiras deve ser anotada em conjunto, podendo ser computada para a produção por parcela e para determinação da produtividade, mas esse dado não deve ser utilizado em análises sobre os fatores que influenciam na produção individual das castanheiras. O castanheiro que coleta na área pode ajudar muito nessa tarefa. O ideal é que ele sempre acompanhe e ajude no monitoramento da produção.

Durante o monitoramento, é necessário observar se ainda existem frutos nas copas de algumas castanheiras. Se isso for verificado, precisa voltar novamente após algum tempo, para realização de um repasse na área. Para a contagem dos frutos, uma equipe de pelo menos três pessoas deve fazer uma busca minuciosa pelos frutos na área de projeção da copa da árvore, amontoando-os para posterior contagem (Figura 1). Deve-se atentar para descartar frutos imaturos, predados e velhos, da safra anterior, que podem ter ficado na área.

Foto: Lúcia Helena de Oliveira Wadt



Foto: Heilo Tonini

Figura 1. Frutos da castanheira: amontoamento dos frutos (A); contagem e quebra dos frutos (B).

Estimativas precisas da produção de sementes em árvores de castanheira-da-amazônia são obtidas em grandes amostras, porém o número de frutos a amostrar pode variar em função da precisão requerida, do tempo e dos recursos disponíveis. Para um erro amostral de 10%, deve-se tomar uma amostra de pelo menos 33% dos frutos da árvore (TONINI, 2013).

Selecionados os frutos que serão avaliados, eles são abertos e suas sementes pesadas (Figura 2). Como a safra da castanheira ocorre em época de chuva, a umidade das amostras varia a cada dia, dificultando a comparação de dados entre árvores e até mesmo entre locais. Em razão disso, recomenda-se coletar uma amostra de 2 kg de sementes para obtenção do peso seco em laboratório. Essa amostra também pode ser usada para quantificação da proporção de castanhas boas e estragadas e para avaliação da biometria das sementes.

No laboratório, as castanhas boas contendo amêndoas devem ser separadas das sementes vazias por imersão em baldes com água, conforme realizado por Paiva (2009). Esse método simula o processo de lavagem tradicional feito pelos extrativistas nos córregos e remansos, próximo aos locais de coleta. As castanhas vazias flutuam e separam-se das castanhas contendo amêndoas que submergem. As castanhas estragadas, vazias e mal formadas devem ser contadas e separadas. Aquelas aparentemente sadias devem ser contadas, secas ao ar, novamente pesadas e levadas à estufa.

As amostras de castanhas aparentemente sadias devem ser secas em estufa de ventilação forçada a 70 °C, até peso constante. Após a secagem, fazer nova seleção, pois ocorrerá exsudação de substâncias oleosas através da casca de castanhas internamente estragadas. As castanhas que exsudarem devem ser separadas e contabilizadas com as castanhas estragadas da etapa anterior. O número total de castanhas estragadas da amostra será a soma das castanhas ruins separadas por imersão e essas que exsudaram após secagem em estufa.



Fotos: Lúcia Helena de Oliveira Wadt

Figura 2. Avaliação dos frutos: abertura dos frutos da castanheira-da-amazônia (A); retirada das sementes do fruto (B); pesagem das sementes em campo (C).

Andirobeira

A quantificação de frutos da andiroba (*Carapa* spp.) não é fácil pelo fato de estes se abrirem espalhando suas partes pelo chão (Figura 3A). Dessa forma, uma estimativa do número de frutos produzidos pode ser obtida utilizando-se a metodologia descrita em Mellinger (2006), em que se procura reencaixar as valvas que pertencem ao mesmo fruto. Em razão dessa dificuldade, a produção de andiroba é, normalmente, expressa em número e peso de sementes.

Como as sementes ficam espalhadas no chão, o monitoramento deve ser feito durante todo o período de dispersão primária dos frutos, com visitas semanais ou quinzenais, dependendo da disponibilidade de pessoal e recursos. Nesse caso, como a quantidade de sementes por coleta não é elevada, toda a produção coletada deve ser levada ao laboratório utilizando embalagens apropriadas (Figura 3B), mantendo-se a identificação de cada andirobeira monitorada.

Quando a produção de uma coleta em uma árvore exceder 10 kg, pode-se coletar uma amostra de, aproximadamente, 2 kg para levar ao laboratório, devendo-se pesar a produção total e da amostra em campo.



Figura 3. Quantificação dos frutos de andirobeira: fruto de andiroba aberto pela queda no chão (A); sementes de andiroba em saco de ráfia para transporte ao laboratório (B).

Da mesma forma que a castanheira-da-amazônia, a produção da andirobeira é avaliada coletando-se os frutos e as sementes debaixo da projeção da copa, porém com uma periodicidade diferente, devendo-se realizar várias coletas ao longo do período da safra. Em ambiente de várzea estuarina, onde a floresta é sujeita a inundações diárias pelas marés oceânicas, deve-se cercar a projeção da copa da andirobeira com tela plástica de pelo menos 1 m de altura (Figura 4), para evitar que as sementes flutuantes sejam levadas pela água. Essa cerca também impede a entrada de mamíferos predadores.

Como as sementes de andiroba ficam expostas no chão da floresta, elas são predadas por roedores e atacadas por insetos cuja larva se desenvolve dentro da semente (Figura 5). Quanto mais tempo a semente ficar exposta no chão da floresta, maior será a predação. A perda por predação pode chegar próximo de 50%, com coleta a cada 15 dias (JESUS-BARROS et al., 2014). Todas as sementes, incluindo as estragadas, frutos que por ventura permanecerem fechados ou frutos imaturos, devem ser coletadas e pesadas. A separação e a determinação do peso seco das sementes boas devem ser feitas no laboratório.

No laboratório, as sementes devem ser classificadas em chochas, mofadas, predadas ou atacadas por insetos e contadas em separado. Com esses dados, é possível calcular a porcentagem de sementes em cada classe e a porcentagem total de sementes estragadas e de sementes boas.

Em seguida, as sementes estragadas devem ser descartadas, e as boas, secas em estufa de ventilação forçada a 70 °C até peso constante, para determinação do peso seco e cálculo do teor de água (ver Capítulo 8 ou 9 deste Guia).



Fotos: Marcelino Carneiro Guedes



Figura 4. Instalação de cerca plástica para monitoramento da produção de andirobeira, em ambiente de várzea estuarina, sujeito à inundação diária pelo efeito das marés oceânicas.

Foto: Sarron Felipe Silva do Carmo



Foto: Ana Claudia Costa da Silva

Figura 5. Predação de semente de andiroba: semente de andiroba atacada por larva de *Hypsypila* spp. (A); semente de andiroba predaada por roedor (B).

Referências

- BRASIL. Ministério do Meio Ambiente. **Produtos madeireiros e não madeireiros**. Brasília, DF: 2015. Disponível em: <<http://www.mma.gov.br/florestas/manejo-florestal-sustentavel/produtos-madeireiros-e-n%C3%A3o-madeireiros>>. Acesso em: 7 ago. 2015.
- FIEDLER, N. C.; SOARES, T. S.; SILVA, G. F. Produtos florestais não madeireiros: importância e manejo sustentável da floresta. **Revista Ciências Exatas e Naturais**, v. 10, n. 2, p. 263-278, 2008.
- IBGE. **Produção da extração vegetal e da silvicultura**. 2015. Disponível em: <<http://www.ibge.gov.br/home/presidencia/noticias/21052004biomashtml.shtm>>. Acesso em: 29 jan. 2015.
- INDICADORES da agropecuária: observatório agrícola. Brasília, DF: Conab, v. 25, n. 5 maio 2016.
- JESUS-BARROS, C. R.; LIRA, A. C. S.; GUEDES, M. C.; CARMO, S. F. S.; RODRIGUES, L. S. **Perdas na produção de sementes de andiroba ocasionadas pela broca-da-andiroba (*Hypsipyla spp.*) (Lepidoptera: Pyralidae) no sul do Estado do Amapá**. Macapá: Embrapa Amapá, 2014. (Embrapa Amapá. Comunicado técnico, 133).
- KAINER, K. A.; WADT, L. H. O.; STAUDHAMMER, C. L. Explaining variation in Brazil nut fruit production. **Forest Ecology and Management**, v. 250, p. 244-255, 2007.
- KLIMAS, C. A.; KAINER, K. A.; WADT, L. H. O.; STAUDHAMMER, C. L.; RIGAMONTE-AZEVEDO, V.; CORREIA, M. F.; LIMA, L. M. S. Control of *Carapa guianensis* phenology and seed production at multiple scales: a five-year study exploring the influences of tree attributes, habitat heterogeneity and climate cues. **Journal of Tropical Ecology**, v. 28, p. 105-118, 2012.
- MELLINGER, L. L. **Aspectos da regeneração natural e produção de sementes de *Carapa guianensis* Aubl. (andiroba) na Reserva de Desenvolvimento Sustentável Amanã, AM**. 2006. 81 f. Dissertação (Mestrado em Ciências Biológicas) – Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, Manaus.
- PAIVA, P. M. V. **A coleta intensiva e a agricultura itinerante são ameaças para os castanhais da Reserva Extrativista do Rio Cajari?** 2009. 86 f. Dissertação (Mestrado em Biodiversidade Tropical) – Universidade Federal do Amapá, Macapá.
- TONINI, H. Amostragem para a estimativa de produção de sementes de castanheira-do-brasil em floresta nativa. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 48, n. 5, p. 519-527, 2013
- ZUIDEMA, P. A. **Demography and management of the Brazil nut tree (*Bertholletia excelsa*)**. Riberalta: Promab, 2003. 111 p. (Scientific series, n. 6).

Inventário de cipó-titica (*Heteropsis* spp.) para a remoção sustentável de raízes

Michelliny Pinheiro de Matos Bentes
Ana Cláudia Lira-Guedes
Abadio Hermes Vieira

Introdução

O gênero *Heteropsis* pertence à família Araceae e é conhecido por apresentar espécies de lianas que produzem fibras longas, claras, resistentes e flexíveis (PLOWDEN, 2001; PLOWDEN et al., 2003).

O cipó-titica (*Heteropsis flexuosa*, (H.B.K.) G. S. Bunting), como é popularmente conhecido, é um dos principais exemplares dessa família, cujas fibras naturais são utilizadas para a confecção de cestas, móveis e outros artefatos produzidos manualmente em países da faixa tropical da América Latina.

A espécie ocorre naturalmente em florestas úmidas tropicais (MORAIS, 2008; SOARES et al., 2013;) e, como característica vegetativa, tem parte de seu desenvolvimento no solo, e parte fixada nos troncos ou nas copas das árvores, onde se desenvolve. Tem, por isso, forma de crescimento hemiepifítico (BALCÁZAR-VARGAS; ANDEL, 2005; BALCÁZAR-VARGAS et al., 2012; MORAIS, 2008; PLOWDEN et al., 2003).

Na Amazônia brasileira, o Amapá se destaca como o primeiro estado a apresentar normas sobre procedimentos para extração, transporte e comercialização de espécies produtoras de fibras, como o cipó-titica (SCIPIONI et al., 2012). Dado o histórico do extrativismo da espécie na região, além do Amapá, os estados do Pará, do Amazonas e de Rondônia também compõem a base produtiva (BENTES-GAMA et al., 2013).

Essa planta com numerosas raízes remete a um contexto de abundância que nem sempre corresponde à realidade, em razão, principalmente, da exploração inadequada. Muitas vezes, pessoas que não têm conhecimento da prática de exploração são contratadas para a coleta, fazendo a retirada de um feixe de raízes de uma só vez.

A retirada dessa maneira, mediante o arranquio completo, acarreta a morte da planta. Além disso, a retirada de todas as raízes maduras, mesmo que seja uma de cada vez, também favorecerá a morte da planta, porque são as raízes maduras que nutrem a planta no alto da copa ou tronco.

Estudos relacionados à intensidade e forma de coleta das raízes de *Heteropsis* têm demonstrado que as plantas morrem ou são bastante danificadas quando são arrancadas de maneira indiscriminada (PEREIRA; GUEDES, 2008; VIEIRA et al., 2008), pois afetam a regeneração e a resiliência das populações naturais.

Embora haja uma prevalência das indústrias de móveis brasileiras de incluir fibras sintéticas em suas criações, o incentivo ao uso de fibras naturais como as do cipó-titica pode-se tornar um meio para incentivar a organização da cadeia comercial de espécies menos valorizadas da biodiversidade amazônica.

Nesse contexto, a produção de peças com elementos que trazem consigo aspectos imateriais da cultura local pode promover a valorização do regionalismo e da identidade do produto final (SEBRAE, 2014), ao atender nichos específicos de mercado.

No entanto, as diversas comunidades rurais da Amazônia que extraem as raízes de cipós, de forma intensiva, ainda requerem fortalecimento tanto sobre o arcabouço normativo, como no acesso à informação sobre boas práticas sustentáveis, e não destrutivas, de manejo de cipó, para que se possam promover transformações nesse segmento produtivo.

A pressão excessiva sobre esse recurso nos estados do Amapá e Amazonas gerou a existência de normas reguladoras, na tentativa de evitar a dizimação das populações naturais da espécie. Contudo, isso acabou afetando a dinâmica do extrativismo, impossibilitando que comunidades se mantivessem na atividade.

O objetivo deste capítulo é orientar o trabalho de campo no levantamento de plantas de cipó-titica (*Heteropsis* spp.) em área de floresta natural para estimar o estoque potencial de exploração, auxiliando, assim, a elaboração de recomendações de práticas menos destrutivas de coleta de raízes da planta.

Premissas

- O termo liana será mencionado neste trabalho para se referir ao indivíduo botânico com suas partes vegetativas completas (sistema radicular, caule/prolongamento vegetativo e folhas). De acordo com a definição de Mueller-Dombois e Ellenberg (1974), as lianas são: ... "*plantas que germinam no solo, mantêm-se enraizadas durante toda a vida e escalam um suporte*".
- Em razão das características intrínsecas das espécies do gênero *Heteropsis*, o termo raiz refere-se ao prolongamento vegetativo emitido pela planta-mãe, que será mensurado e, ou quantificado. A raiz aérea é a parte que se aproveita da planta para uso na produção e rendimento econômico, seja em escala industrial ou artesanal.

No contexto popular, raízes longas que crescem verticalmente na floresta quase sempre são conhecidas como cipós. No contexto científico, uma raiz pode ser um produto florestal não madeireiro (PFNM).

- O termo planta-mãe refere-se à parte vegetativa que funcionará como a fonte de nutrição para o crescimento das raízes aéreas, na fase epífita, quando a planta perde o contato com o solo. Estas, também conhecidas como forófitos, encontram-se frequentemente fixadas em um indivíduo arbóreo.
- O termo árvore-hospedeira refere-se à planta que sustentará as plantas-mãe de cipó-titica ao longo de sua existência.

Métodos de campo

Seleção da área

O local a ser inventariado deverá seguir um conjunto de diretrizes mínimas para estudos da vegetação. A Rede Kamukaia recomenda a instalação de uma parcela permanente de 9 ha, conforme Capítulo 1 deste Guia. No entanto, como a frequência de plantas de cipó-titica vai variar conforme a tipologia florestal, zonas específicas de relevo, solo e condições climáticas do local, é necessário escolher bem o local a ser instalada a parcela permanente, a fim de garantir uma estimativa mais precisa do potencial de raízes a explorar. Sempre que possível deve-se considerar o interesse do produtor pela área a ser explorada.



- Nas áreas onde houver a ocorrência natural de espécies do gênero *Heteropsis*, fazer um levantamento expedito, rápido, antes de iniciar o inventário. Observar se há plantas de cipó presentes tanto no interior como na periferia do local selecionado. Associar também com informação de moradores e extrativistas locais.
- No local definido para o inventário, delimitar zonas ou compartimentos com base nas características de relevo, solos e tipo de vegetação. Registrar as coordenadas geográficas e anotar os dados em ficha de campo própria (Anexo 1).
- Coletar material botânico fértil das plantas de cipó, sendo três amostras do mesmo indivíduo sempre que possível, e preparar as amostras para identificação conforme as recomendações de herborização.

Localização das árvores-hospedeiras de cipó-titica adulto

As árvores-hospedeiras têm a função de sustentar as plantas-mãe de cipó-titica nas suas diferentes fases de desenvolvimento. As plantas-mãe, também chamadas de forófitos (MORAIS, 2008; SCIPIONI et al., 2012; SILVA, 2014), são encontradas em árvores de porte médio a alto, que podem atingir vários estratos dentro da floresta.

Não existe qualquer relação comprovada da coexistência da liana com uma espécie arbórea específica, entretanto, é possível observar indivíduos de cipó-titica frequentemente associados às árvores das famílias Lecythidaceae, Burseraceae, Fabaceae, Sapotaceae, Annonaceae, Chrysobalanaceae, Apocynaceae, Moraceae, Myristicaceae e Myrtaceae. Essas famílias apresentam indivíduos com cascas rugosas e espessas, características dendrológicas que facilitam a fixação das raízes desde a fase inicial de plântula.

Se o estudo ocorrer pela primeira vez em um local, recomenda-se marcar os pontos de localização das árvores-hospedeiras com GPS, na medida do possível, e elaborar croquis para facilitar o acesso e monitoramento futuro (mortalidade e crescimento) das plantas-mãe de cipó-titica.

Se o levantamento for feito em parcelas permanentes, por exemplo, recomenda-se seguir os procedimentos descritos no Capítulo 1 deste Guia, para a identificação de parcela, subparcela e indivíduo arbóreo, e acrescentar os dados da planta-mãe de cipó-titica na ficha de campo (Anexo 1).



- É importante observar as condições de luminosidade e estrutura das copas da árvore-hospedeira, a fim de caracterizar o ambiente das plantas-mãe de cipó-titica encontradas no local.

Avaliação da planta-mãe de cipó-titica

As espécies de cipó-titica apresentam forma de crescimento hemiepifítico, porque têm parte do seu crescimento no solo até atingir a parte aérea. A germinação pode iniciar tanto no interior como sobre o solo florestal, e em áreas úmidas de terra firme (DURIGAN; CASTILHO, 2004; SCIPIONI et al., 2012; SOARES et al., 2013).

Após a emergência da plântula, ocorre um crescimento horizontal em direção a uma árvore-hospedeira (suporte). Ao encontrar esse suporte, a planta emite raízes grampiformes, ou âncoras, como um mecanismo de fixação.

A fixação definitiva da planta de cipó-títica ocorre quando esta encontra condições de luminosidade adequadas ao seu desenvolvimento, frequentemente em alturas superiores a 15 m do solo. Ali permanecem até a senescência ou remoção total. Após ter atingido maturidade fisiológica, as raízes aéreas são emitidas e crescem em direção ao solo.



Sempre que possível, é importante:

- Identificar visualmente, com auxílio de binóculo, o local onde a planta-mãe de cipó-títica está fixada (fuste, copa, galhos, árvore vizinha, etc.).
- Estimar visualmente a altura do ponto onde a planta-mãe se encontra até o solo. Podem ser utilizados trena, gabarito graduado, ou outro equipamento para auxiliar na medição da altura.
- Contar o número de plantas-mãe de cipó-títica existentes na mesma árvore-hospedeira.
- Observar se as plantas-mãe de cipó-títica estão em fase de floração ou frutificação.
- Observar se há outras espécies de cipós presentes na mesma árvore.
- Se houver o interesse de acompanhar o surgimento de novas plantas de cipó-títica, contar o número de plântulas, e/ou, planta jovem presentes nas árvores-hospedeiras.

Inventário das raízes de cipó-títica

O inventário das raízes, a explorar, de cipó-títica é uma etapa importante para se conhecer o volume potencial disponível no local e as possibilidades de geração de trabalho e renda com a coleta da matéria-prima.

A raiz madura de cipó-titica será aquela que se apresenta fixada ao solo. É flexível e não se quebra com facilidade, conferindo qualidade à produção das peças artesanais ou industrializadas.

A cor da raiz muda de acordo com a região, em função da espécie e das condições de solo e clima. Mesmo assim, é possível identificar uma raiz madura no meio dessas variações. No geral, essas raízes são mais claras que as imaturas ou juvenis, podendo os tons variar entre as cores cinza, verde ou marrom-escuro. Portanto, a tonalidade das raízes não tem um critério rígido para definir o grau de maturidade.

Além da coloração, a raiz madura tende a apresentar menos água, ou seja, é mais lenhosa e seca. Por isso, normalmente a casca solta-se quando é torcida, ocorrendo a quebra ou o rompimento com facilidade. Já a raiz da planta juvenil tem aspecto esverdeado e herbáceo e apresenta maior resistência ao arranquio.

A raiz do cipó-titica pode atingir diâmetros médios entre 0,8 cm (Amapá) a 1,0 cm (Amazonas e Rondônia); mas vale destacar que, embora ocorram essas variações, as raízes apresentam características de fibras similares e que servem para a confecção de peças artesanais, principalmente cestarias.

Assim como na estimativa do uso de forma sustentada de qualquer recurso natural, uma parte das raízes juvenis ou verdes deve ser mantida na planta-mãe na ocasião da coleta. As raízes remanescentes serão a garantia de exploração futura.

A integração de práticas visuais e de inventário pode servir para auxiliar o levantamento do estoque de raízes a serem exploradas (Figura 1).

Coleta de dados

As variáveis coletadas para estimar o estoque presente, o estoque futuro e a qualidade das raízes devem ser organizadas em planilhas eletrônicas para facilitar as estimativas desejadas.

A coleta contínua de dados (monitoramento) auxilia no conhecimento do intervalo ideal de nova entrada na área para contínuas explorações de raízes da planta de cipó-titica.



Fotos: Michelliny Pinheiro de Matos Bentes

Figura 1. Levantamento do estoque de raízes: plantas jovens no tronco de uma árvore-hospedeira (A); medição do comprimento da raiz até o solo (B); contagem de raízes de cipó-títica (C); raízes maduras de cipó-títica (D).



Variáveis importantes para conhecer a quantidade de raízes a explorar

Estoque presente

- Número total de raízes (nTR) – é necessário contar as raízes que estão presentes em cada planta de cipó-titica e fazer a medição do comprimento total destas.
 - No caso de ocorrer mais de uma planta-mãe de cipó-titica no mesmo ponto de fixação da árvore (ex.: duas plantas no mesmo galho), contar as raízes como se fossem de uma única planta.
- Número de raízes maduras (nRM) – é importante contar as raízes maduras (Figura 1), que são aquelas que tocam o solo, sendo estas que serão trabalhadas e poderão ser comercializadas.
- Mortalidade das raízes (MR) – pouco se sabe sobre a taxa de mortalidade das raízes de cipó-titica, seja pela atividade da extração em si, ou pela natureza da planta. É importante acompanhar a mortalidade para futuras recomendações de manejo.

Estoque futuro

- Número de raízes verdes (nRV) – o número de raízes verdes servirá para estimar o estoque de exploração futura. As raízes verdes não são comerciais e devem ser deixadas para o próximo ciclo de exploração. Essas raízes contribuem para a sobrevivência da planta-mãe de cipó-titica.
- Brotamento de raízes (BR) – algumas espécies de cipó-titica regeneram suas raízes e formam um novo prolongamento (fio ou perna) após serem quebradas. É possível que surjam raízes comerciais desses brotamentos.

Qualidade das raízes

- Uma raiz comercial deve apresentar o diâmetro comercial e comprimento mínimo praticado na região.
- A raiz deve ter boa qualidade para o melhor rendimento possível. Normalmente, o mais praticado no mercado de raízes de cipó-titica é que estas tenham o menor número de nós ou calosidades possível e que não apresentem danos causados pelo ataque de pragas ou doenças.



Protocolo mínimo para levantar o estoque de cipó-titica e monitorar o crescimento de raízes

- **Amostragem:** fazer um levantamento total da vegetação. Identificar todas as árvores-hospedeiras de cipó-titica. Avaliar todas as plantas-mãe de cipó-titica presentes nas árvores-hospedeiras. Fazer o levantamento de raízes maduras e juvenis em cada planta. Utilizar tamanho e forma da parcela seguindo as mesmas orientações para inventário florestal convencional. As parcelas podem ser subdivididas em parcelas menores (exemplos: 10 m x 10 m; 30 m x 30 m).
- **Coleta de dados na parcela e da árvore-hospedeira de cipó-titica:** anotar o ponto de localização com GPS tanto da parcela como das árvores-hospedeiras. Colocar placas de identificação com o número da parcela, número da subparcela e número da árvore-hospedeira. Registrar o nome botânico, o diâmetro a 1,30 m do solo – DAP (cm) e a altura total (m) de cada árvore-hospedeira. As características do ambiente onde as plantas de cipó-titica estão presentes podem ser avaliadas quanto à forma, ao tipo e à posição das copas no dossel florestal, seguindo as escalas sugeridas por Synnott (1979) (ver Capítulo 1 deste Guia), além de observar a incidência de luz direta e indireta nas plantas-mãe de cipó-titica. Registrar a presença de outras espécies de cipó na mesma árvore-hospedeira para tomadas de decisão futura de manejo.
- **Avaliação da planta-mãe:** anotar a posição de fixação da planta-mãe de cipó-titica em cada árvore-hospedeira.
- **Levantamento de raízes:** medir o comprimento das raízes maduras, que são aquelas que tocam o solo. Registrar o número de raízes maduras e verdes e o número de novos brotamentos de raízes. Avaliar sempre que possível a sanidade das raízes, a presença de vetores de dispersão, a presença de indivíduos regenerantes do cipó-titica e as plantas mortas de cipó-titica. Para os casos de monitoramento de raízes em parcelas permanentes, recomenda-se a identificação das raízes com etiquetas resistentes aos efeitos do tempo.

Referências

- BALCÁZAR-VARGAS M. P.; ANDEL, T. R. V. The use of hemiepiphytes as craft fibres by indigenous communities in the Colombian Amazon. **Ethnobotany Research & Applications**, v. 3, p. 243-260, 2005.
- BALCÁZAR-VARGAS, M. P.; PEÑUELA-MORA, M. C.; ANDEL, T. R. V.; ZUIDEMA, P. A. The quest for a suitable host: size distributions of host trees and secondary hemiepiphytes search strategy. **Biotropica**, v. 44, n. 1, p. 19-26, 2012.
- BENTES-GAMA, M. M.; VIEIRA, A.; ROCHA, R. B. Ecological features of titica vine (*Heteropsis flexuosa* (Kunth) GS Bunting) in Rondônia State, Northwest Brazilian Amazon. **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, v. 85, n. 3, p. 1117-1125, 2013.
- DURIGAN, C. C.; CASTILHO, C. V. O extrativismo de cipós (*Heteropsis* spp. - Araceae) no Parque Nacional do Jaú. In: BORGES, S. H.; DURIGAN, C.; PINHEIRO, M. R. (Ed.). **Janelas para a biodiversidade no Parque Nacional do Jaú: uma estratégia para a biodiversidade na Amazônia**. Manaus: Fundação Vitória Amazônica, 2004. p. 231-242.
- MORAIS, M. L. C. S. **Sistemática e ecologia de *Heteropsis* Kunth (HBK) (Araceae Juss.) com destaque especial nas espécies ocorrente na Reserva Florestal Adolpho Ducke - Amazonas, Brasil**. 2008. 206 f. Tese (Doutorado em Ciências Biológicas) – Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, Manaus.
- MUELLER-DOMBOIS, D.; ELLENBERG, H. **Aims and methods of vegetation ecology**. New York J.: Wiley, 1974. 547 p.
- PEREIRA, J. F.; GUEDES, M. C. Crescimento de raízes e sanidade de Cipó-titica (*Heteropsis flexuosa*) submetido à exploração no Estado do Amapá. In: SEMINÁRIO DO PROJETO KAMUKAIA: MANEJO SUSTENTÁVEL DE PRODUTOS FLORESTAIS NÃO-MADEIREIROS NA AMAZÔNIA, 1., 2008, Rio Branco. **Anais...** Rio Branco: Embrapa Acre, p. 143-150.
- PLOWDEN, C. **The ecology, management and marketing of non-timber forest products in the alto rio Guamá indigenous reserve (Eastern Brazilian Amazon)**. 2001. 253 f. PhD Thesis (Doctor of Philosophy) – The Pennsylvania State University, Pennsylvania.
- PLOWDEN, C.; UHL, C.; OLIVEIRA, F. D. The ecology and harvest potential of titica vine roots (*Heteropsis flexuosa*: Araceae) in the eastern Brazilian Amazon. **Forest Ecology and Management**, v. 1-3, n. 182, p. 59-73, 2003.
- SCIPIONI, M. C.; ALVES, C. G.; DURIGAN, C. C.; MORAIS, M. L. C. S. Exploração e manejo do cipó-titica (*Heteropsis* spp.). **Ambiência**, v. 8, n. 1, p. 179-193, 2012.
- SEBRAE. **Brasilidade nas matérias-primas para móveis**. 2014. 9 p. Disponível em: <http://www.sebraemercados.com.br/wp-content/uploads/2015/12/2014_05_20_RT_Abr_Mad_Mov_Brasil_pdf>. Acesso em: 5 maio 2016.
- SILVA, C. K. **Potencial produtivo e de manejo de dois produtos florestais não madeireiros no contexto amazônico – o cipó titica (*Heteropsis* spp.) e o óleo de copaíba (*Copaifera* spp.)**. 2014. 145 f. Tese (Doutorado em Recursos Florestais) – Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Piracicaba.
- SOARES, M. L.; MAYO, S. J.; GRIBEL, R. A Preliminary taxonomic revision of *Heteropsis* (Araceae). **Systematic Botany**, v. 38, n. 4, p. 925-974, 2013.
- SYNNOTT, T. J. **A manual of permanent sample plot procedures for tropical rainforests**. Oxford: Commonwealth Forestry Institute-University of Oxford, 1979. 127 p. (Tropical forestry papers, 14).
- VIEIRA, A.; BENTES-GAMA, M. M.; ROCHA, R. B. Sobrevivência de cipó-titica (*Heteropsis flexuosa* (H.B.K.) G. S. Bunting) após diferentes intensidades de corte em Machadinho do Oeste, Rondônia. In: SEMINÁRIO DO PROJETO KAMUKAIA: MANEJO SUSTENTÁVEL DE PRODUTOS FLORESTAIS NÃO-MADEIREIROS NA AMAZÔNIA, 1., 2008, Rio Branco. **Anais...** Rio Branco: Embrapa Acre, 2008. p. 152-157.

Avaliação edáfica e nutricional em espécies arbóreas

Marilia Locatelli
Lucielio Manoel da Silva
Karine Dias Batista

Introdução

A maioria dos solos do ecossistema amazônico são naturalmente ácidos e possuem baixos níveis de fertilidade, e a ciclagem de nutrientes é o principal processo de manutenção dos níveis dos nutrientes nesses solos. O material vegetal produzido pelas árvores, chamado de serrapilheira ou biomassa (composto por folhas, ramos, órgãos reprodutivos), desempenha inúmeras funções quanto ao equilíbrio e à dinâmica dos ecossistemas, abrangendo a camada mais superficial do solo em áreas de floresta (COSTA et al., 2010). A quantidade de material e a qualidade da serrapilheira depositada no solo dependem da idade do ecossistema e da composição florística.

O acúmulo de nutrientes, por sua vez, tem relação com a atividade decompositora dos microrganismos e com o nível de modificação dos ecossistemas (BRUN et al., 2001; FERNANDES et al., 2006; FIGUEIREDO FILHO et al., 2003; HAAG, 1987; VITAL et al., 2004). Nesse contexto, é de suma importância pesquisas que avaliem a contribuição das diversas espécies florestais, como a castanheira-da-amazônia e a copaibeira, na ciclagem de nutrientes e na fertilidade dos solos onde crescem e qual a influência desses fatores na produtividade dessas espécies.

Destaca-se que estudos ecológicos, incluindo aqueles sobre metodologia de coleta de material vegetal e de amostras de solos, de ambas as espécies citadas são ainda incipientes para o entendimento da contribuição delas na ciclagem de nutrientes e na fertilidade dos solos.

Diante do exposto, o presente capítulo tem por objetivo apresentar procedimentos básicos para classificação de solos e coleta de amostras de serrapilheira e de folhas, visando à avaliação da nutrição da castanheira-da-amazônia e da copaibeira. Busca-se, dessa forma, a padronização de coleta e análise das amostras, possibilitando a comparação de dados de pesquisa.

Amostragem

O processo de amostragem para avaliação nutricional de espécies arbóreas deve ser feito em parcelas permanentes ou em plantios solteiros. Em qualquer avaliação nutricional,

é importante definir qual tipo de solo está sendo trabalhado. Para isso é necessário proceder a classificação dos solos na área de amostragem para depois dar continuidade aos demais estudos. Dessa forma, neste capítulo serão descritos os procedimentos para classificação de solos e, posteriormente, para as análises nutricionais.

Classificação do solo

A classificação do solo onde estão estabelecidas as espécies a serem estudadas deve ser feita conforme o Sistema Brasileiro de Classificação do Solo (SANTOS et al., 2006). Porém, um estudo prévio, principalmente quanto ao relevo e à composição florística, deve ser realizado para definir os locais de abertura dos perfis, uma vez que a variação dos atributos do solo depende deste para sua posição na paisagem. A classificação pode ser realizada nas parcelas permanentes ou nos plantios.

A descrição morfológica completa do perfil do solo deve ser feita no momento da amostragem em campo. Para isso, deve-se incluir a delimitação dos horizontes, os quais devem ser identificados e suas características morfológicas devidamente registradas, descrevendo a transição entre horizontes, profundidade e espessura, cor, textura, estrutura, consistência e demais características que compõem o horizonte.

Após as descrições dos horizontes identificados no perfil, amostras de solo devem ser coletadas para análises físicas (granulometria, argila dispersa em água, densidade do solo, e de partículas e porosidade), químicas (pH em água e KCl, complexo sortivo, fósforo disponível, carbono e nitrogênio orgânico) e ataque sulfúrico (SiO_2 , Al_2O_3 , Fe_2O_3 , TiO_2 , P_2O_5 e MnO). Essas análises devem ser realizadas conforme a metodologia descrita em Embrapa (DONAGEMA et al., 2011).

Fertilidade do solo

Para análise da fertilidade do solo associada à produção individual, é necessário ter dados de monitoramento da produção para a espécie em questão. Selecionar no mínimo 25 árvores da população, divididas em cinco classes de produção, conforme o seguinte procedimento:

- 1) Ordenar todas as árvores monitoradas em ordem crescente de produção média.
- 2) Determinar a posição limite para cada classe (Equações 1 a 4).
- 3) Definir o valor da produção média correspondente a esse limite (na maioria dos casos a posição limite não é um número inteiro, então calcular o valor médio; exemplo: se a posição limite for 28,4 calcular o valor médio das posições 28 e 29).

4) Selecionar, aleatoriamente, cinco árvores dentro de cada uma das classes.

Limite da classe 1: muito baixa $0\% \text{ a } 20\% = 0,2 \times (n + 1)$ (Equação 1)

Limite da classe 2: baixa $21\% \text{ a } 40\% = 0,4 \times (n + 1)$ (Equação 2)

Limite da classe 3: média $41\% \text{ a } 60\% = 0,6 \times (n + 1)$ (Equação 3)

Limite da classe 4: alta $61\% \text{ a } 80\% = 0,8 \times (n + 1)$ (Equação 4)

Limite da classe 5: muito alta $81\% \text{ a } 100\% = \text{valor máximo}$

Em que n = número total de árvores monitoradas

Em cada árvore selecionada, realizar a coleta de quatro amostras simples de solo dentro da área de projeção da copa, nas profundidades de 0 a 10 cm e 10 cm a 20 cm (Figura 1). Devem ser coletadas quantidades iguais de solo para cada amostra simples, as quais serão misturadas para formar uma amostra composta por profundidade. Para cada amostra composta, separar 1.000 g de solo. Considerando as 25 árvores e duas profundidades, serão obtidas 50 amostras no total.

As amostras, assim que coletadas, devem ser levadas para um laboratório de solos onde, primeiramente, serão secas e destorroadas com posterior peneiramento em malha de 2 mm, resultando em uma amostra Terra Fina Seca ao Ar (TFSA).

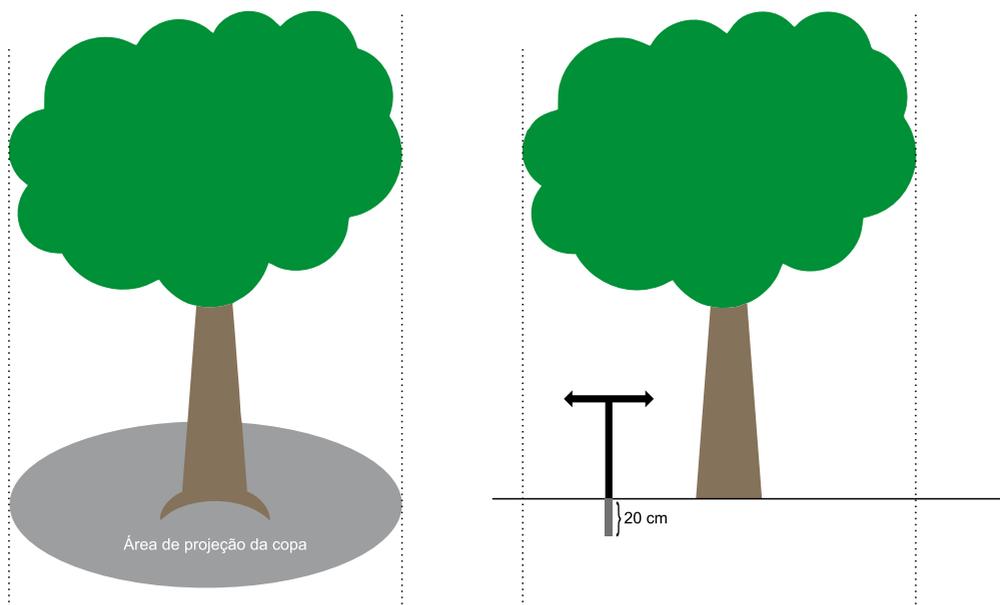


Figura 1. Esquema de como escolher o local de coleta das amostras de solo dentro da área de projeção da copa.

Ilustração: Lourdes Maria Hilgert Santos.

Para a análise de fertilidade, serão quantificados os teores de fósforo (P), potássio (K), sódio (Na), cobre (Cu), zinco (Zn), ferro (Fe) e manganês (Mn), por meio do extrator de Mehlich-1, sendo feitas as quantificações por colorimetria em espectrofotometria UV-visível (P), fotometria de chama (K) e espectrofotometria de absorção atômica (Cu, Zn, Fe e Mn). Cálcio (Ca), magnésio (Mg) e alumínio (Al) trocável serão extraídos por meio da solução de KCl 1 mol L⁻¹ e quantificados por espectrofotometria de absorção atômica ou titulação (Ca e Mg) e por titulação (Al). O boro (B) será analisado utilizando a solução extratora de cloreto de bário e determinado por espectrofotômetro UV-visível. O pH será determinado em solução de KCl 1 mol L⁻¹ ou em água, a acidez potencial (H+Al) utilizando a solução de acetato de cálcio 1 mol L⁻¹. A análise de carbono orgânico será realizada pelo método de oxidação úmida com dicromato de potássio, e o nitrogênio total será determinado pelo método micro Kjeldahl.

Para as análises físicas, serão avaliadas a granulometria pelo método da pipeta, a densidade do solo pelo método do anel volumétrico, a densidade das partículas pelo método do balão volumétrico e a micro e macroporosidade pelo método da mesa de tensão.

Todos os procedimentos de preparo e as análises devem ser executados conforme métodos e procedimentos descritos em Embrapa (DONAGEMA et al., 2011). Outros métodos analíticos podem ser adotados, desde que haja correspondência com os métodos citados (RODRIGUES et al., 2016).

Estado nutricional

A avaliação do estado nutricional de espécies arbóreas também pode ser realizada em parcelas permanentes e em plantios. Devem-se selecionar os indivíduos a serem avaliados de acordo com os critérios adotados na seleção para o estudo de fertilidade do solo.

A amostragem de folhas deve ser feita durante o início da floração, coletando-se folhas na parte central de um ramo de cada quadrante da copa. Os ramos devem ser selecionados na posição mediana da copa das árvores. De preferência, utilizar a escalada nas árvores para coletar as amostras (Figura 2). As quatro amostras serão misturadas para compor uma amostra composta para posterior análise do material por árvore.

Quando o local de coleta das amostras for distante do laboratório, as folhas coletadas devem ser armazenadas em recipientes refrigerados até o momento de entrega das amostras no laboratório.

A análise da nutrição foliar será feita por meio da determinação dos teores de macronutrientes (P, K, Ca, Mg) e dos micronutrientes (B, Cu, Fe, Mn e Zn por digestão nitro-perclórica). A quantificação dos macronutrientes será feita conforme os métodos descritos no



Foto: Paulo Humberto Marcante

Figura 2. Aspecto da escalada das árvores para coleta de folhas.

item Fertilidade do solo. Os micronutrientes serão quantificados em espectrofotometria de absorção atômica, e o N pelo método micro Kjeldahl, seguindo as recomendações de Embrapa (SILVA, 2009).

Coleta da serrapilheira

A coleta da serrapilheira e avaliação dos nutrientes depositados sob a copa de espécies arbóreas, seja em plantios ou floresta natural, devem ser realizadas em pelo menos 25 indivíduos ou nos mesmos indivíduos em que for feita avaliação da fertilidade do solo e do estado nutricional.

Em cada indivíduo devem ser instalados quatro coletores, de 1 m² cada, dispostos na região mediana entre o tronco e a área limite da projeção da copa, sendo um em cada quadrante.

No caso de uma espécie produzir frutos grandes, como a castanheira e a an-dirobeira, o coletor deve ser construído em madeira, com reforço nas laterais, e tela de

malha reforçada de arame galvanizado (malha mínima de 5 cm) nas laterais e na base (Figura 3). Abaixo da tela galvanizada, costura-se uma outra tela tipo mosquiteiro para retenção do material que cai da copa, formando uma bolsa, com abertura ao lado para retirada do material (Figuras 4A e 4B).

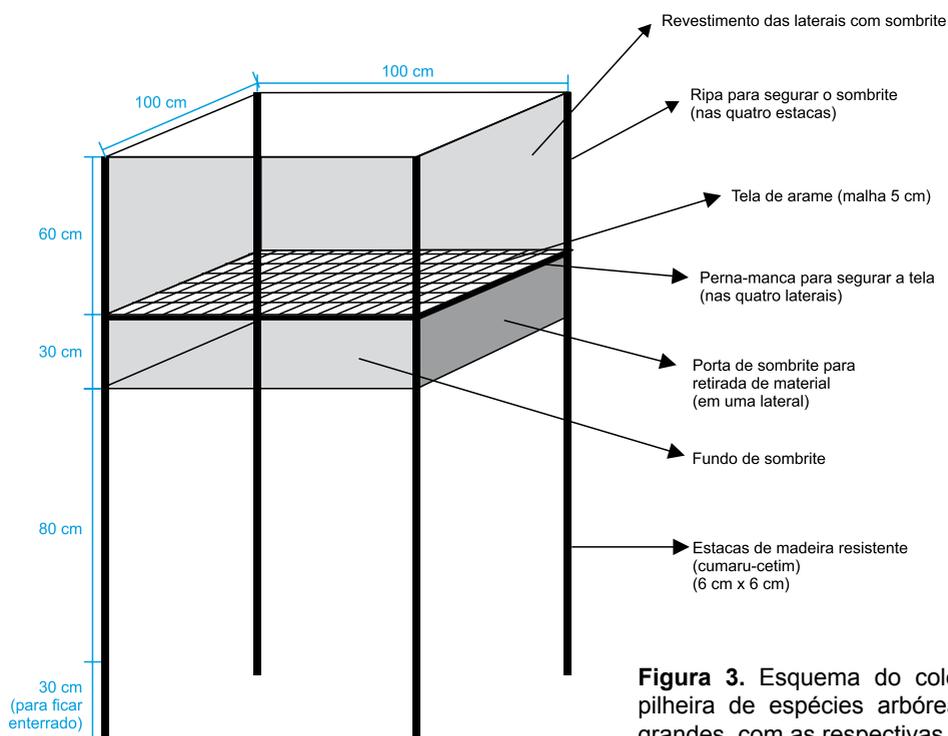


Figura 3. Esquema do coletor de serrapilheira de espécies arbóreas com frutos grandes, com as respectivas dimensões.

No caso de uma espécie produzir frutos pequenos e leves, os coletores não precisam de reforço nas laterais nem de tela galvanizada no fundo, podendo ser construídos apenas com a tela de malha fina (Figura 5).

Uma vez por mês, todo o material acumulado na bolsa de malha fina deve ser recolhido, sendo feita a separação de botão floral, fruto, folha e galhos, conforme a fenologia da planta, e posteriormente pesado. O material coletado nos quatro coletores será misturado para obtenção de uma amostra composta por árvore. Esse monitoramento deve ser feito por um período de pelo menos 2 anos.

Após a coleta, o material será conduzido ao laboratório para ser submetido às análises de matéria seca, de macro e micronutrientes conforme procedimentos descritos no item Estado nutricional.



Fotos: Paulo Humberto Marcante

Figura 4. Coletores para castanheira-da-amazônia: coletores instalados em plantio de castanheira-da-amazônia, em Machado d'Oeste (A); detalhe da bolsa de tela fina instalada embaixo do coletor (B).



Fotos: Marília Locatelli

Figura 5. Coletores instalados em área de floresta nativa sob a copa de copaibeiras.

Por ocasião da produção dos frutos, os que estiverem dentro do coletor devem ser coletados, e a separação deve ser feita entre casca do fruto, casca da semente (quando houver), e semente. O peso seco e o teor de nutrientes serão determinados para os outros órgãos descritos acima.

Referências

- BRUN, E. J.; SCHUMACHER, M. V.; SPATHELF, P. Relação entre a produção de serrapilheira e variáveis meteorológicas em três fases sucessionais de uma floresta estacional decidual no Rio Grande do Sul. **Revista Brasileira de Agrometeorologia**, v. 9, n. 2, p. 277-285, 2001.
- COSTA, C. C. de A.; CAMACHO, R. G. V.; MACEDO, I. D. de; SILVA, P. C. M. da. Análise comparativa da produção de serrapilheira em fragmentos arbóreos e arbustivos em área de caatinga na Flona de Açú - RN. **Revista Árvore**, v. 34, n. 2, p. 259-265, mar./abr. 2010.
- DONAGEMA, G. K.; CAMPOS, D. V. B. de; CALDERANO, S. B.; TEIXEIRA, W. G.; VIANA, J. H. M. (Org). **Manual de análises químicas de solos**. 2. ed. rev. Brasília, DF: Embrapa Informação Tecnológica, 2011. 230 p. (Embrapa Solos. Documentos, 132).
- FERNANDES, M. M.; PEREIRA, M. G.; MAGALHÃES, L. M. S.; CRUZ, A. R.; GIÁCOMO, R. G. Aporte e decomposição da serrapilheira em área de floresta secundária, plantio de sabiá (*Mimonsa caesalpinieafolia* Benth.) e andiroba (*Carapa guianensis* Aubl.) na Flona Mario Xavier, RJ. **Ciência Florestal**, v. 16, n. 2, p. 163-175, 2006.
- FIGUEIREDO FILHO, A.; FERREIRA, G. M.; BUDANT, L. S.; FIGUEIREDO, D. J. Avaliação estacional da deposição da serrapilheira em uma Floresta Ombrófila Mista localizada no sul do Estado do Paraná. **Ciência Florestal**, v. 13, n. 1, p. 11-18, 2003.
- HAAG, H. P. A nutrição mineral e o ecossistema. In: CASTRO, P. R. C.; FERREIRA, S. O.; YAMADA, T. **Ecofisiologia da produção agrícola**. Piracicaba: Associação Brasileira para Pesquisa da Potassa e do Fosfato, 1987. p. 49-52.
- RODRIGUES, M. J. M.; SILVA, L. M.; MARCHÃO, R. L.; SOUZA, A. M.; WADT, P. G. S.; OLIVEIRA, L. C. Espectroscopia no infravermelho próximo para a quantificação de carbono em solos da bacia do Acre. **Biota Amazônia**, v. 6, n. 1, p. 119-124, 2016.
- SANTOS, H. G.; JACOMINE, P. K. T.; ANJOS, L. H. C.; OLIVEIRA, V. A.; OLIVEIRA, J. B.; COELHO, M. R.; LUMBRERAS, J. F.; CUNHA, T. J. F. (Ed.). **Sistema brasileiro de classificação de solos**. 2. ed. Rio de Janeiro: Embrapa Solos, 2006. 306 p.
- SILVA, F. C. da (Ed.). **Manual de análises químicas de solos, plantas e fertilizantes** 2. ed. Brasília, DF: Embrapa Informação Tecnológica; Rio de Janeiro: Embrapa Solos, 2009. 627 p.
- VITAL, A. R. T.; GUERRINI, I. A.; FRANKEN, W. K.; FONSECA, R. C. B. Produção de serrapilheira e ciclagem de nutrientes de uma floresta estacional semidecidual em zona riparida. **Revista Árvore**, v. 28, n. 6, p. 793-800, 2004.

Coleta de dados fenológicos qualitativos e quantitativos em espécies arbóreas tropicais

Márcia Motta Maués
Lucinda Carneiro Garcia
Lúcia Helena de Oliveira Wadt

Introdução

Fenologia é o ramo da ciência que estuda as relações entre o meio abiótico e os fenômenos biológicos recorrentes nas plantas, tais como as fases de floração, frutificação e as mudanças foliares. O acompanhamento da fenologia de uma espécie florestal permite avaliar a disponibilidade de frutos e sementes, ao longo do ano, bem como o período de dispersão destes, visando à quantidade e à qualidade do material coletado, considerando que as mudanças climáticas e a atividade de polinizadores interferem diretamente no ciclo biológico e de produção da espécie.

Os ciclos reprodutivos das espécies arbóreas da Amazônia Brasileira variam muito quanto à ocorrência temporal, distribuição geográfica e periodicidade dos eventos fenológicos nas populações, intra e interespecificamente, e o seu conhecimento dá subsídios para o sucesso da silvicultura na região, servindo para orientar a coleta de sementes de matrizes selecionadas, uma vez que permite definir as épocas mais prováveis de coletas para cada espécie (ALENCAR, 1991).

Conhecer os mecanismos de polinização e os ritmos de ocorrência e duração dos eventos reprodutivos é importante para entender o funcionamento e a estrutura dessas comunidades vegetais, pois esses processos afetam a distribuição espacial, riqueza e abundância das espécies, bem como a sua estrutura trófica e fenodinâmica (MORELLATO, 1991).

De acordo com D'Eça-Neves e Morellato (2004), foram propostas diversas linhas de abordagem dos estudos fenológicos desde a década de 1970, porém "não foram levadas em consideração questões metodológicas importantes na coleta e na avaliação dos dados fenológicos como, por exemplo, o uso de algum método sistematizado de amostragem e/ou de avaliação". Por esse motivo, os autores mencionam que é difícil fazer comparações entre os diversos estudos fenológicos, uma vez que eles não costumam seguir um único padrão metodológico. Os primeiros trabalhos que se preocuparam em padronizar a coleta de dados fenológicos foram os de Fournier (1974) e Fournier e Charpentier (1975). O primeiro trata de métodos de avaliação de resultados de estudos de fenologia, utilizando um índice de intensidade, obtido por método visual de avaliação em que se utiliza uma escala intervalar; e o segundo aborda o processo de amostragem, testando o tamanho amostral,

definindo uma amostragem mínima de indivíduos por espécie, que fosse representativa e com esforço amostral minimizado (D'ÊÇA; MORELLATO, 2004).

Os padrões fenológicos reprodutivos de espécies tropicais arbóreas são definidos pela época de ocorrência, duração e frequência do florescimento (BAWA et al., 2003; GENTRY, 1974; NEWSTROM et al., 1994a, 1994b). Newstrom et al. (1994a, 1994b) propuseram uma nova classificação de padrões fenológicos baseados na frequência de ocorrência, na duração, na amplitude, no período de ocorrência, na sincronia e na regularidade dos episódios. Os padrões propostos por esses autores são baseados em uma escala de tempo anual, dividida em quatro tipos: a) contínuo (florescimento interrompido por intervalos curtos e escassos); b) subanual (florescimento em ciclos múltiplos e irregulares na maioria dos anos); c) anual (florescimento concentrado em um único ciclo principal no ano); d) supra-anual (florescimento em ciclos multianuais). O padrão anual é o mais previsível e comum nas plantas tropicais e, geralmente, ocorre na mesma época a cada ano, podendo ser dividido em três subclasses: a) anual breve: chamado *big bang* por Gentry (1974), com duração de quatro semanas, no máximo; b) anual intermediário: chamado cornucópia por Gentry (1974) e sazonal por Frankie et al. (1974), com duração de dois a três meses; e c) anual estendido: com duração acima de três meses, é comum encontrar nessa subclasse espécies com florescimento anual intermediário em nível de indivíduo e anual estendido em nível de população (NEWSTROM et al., 1994b).

A vasta literatura sobre a fenologia reprodutiva de plantas tropicais tem abordado, principalmente, a época de ocorrência associada à sazonalidade do florescimento em nível de comunidades (FRANKIE et al., 1974; NEWSTROM et al., 1994a, 1994b; OPLER et al., 1980), mas alguns estudos vincularam a fenologia de florescimento a diferentes grupos de polinizadores (DULMEN, 2001).

D'Êça e Morellato (2004) destacam que existem dois métodos básicos para avaliações fenológicas: os métodos qualitativos e os métodos quantitativos, que podem ser diretos e indiretos.

Os métodos diretos avaliam os eventos fenológicos por meio da observação direta dos indivíduos, utilizando algum tipo de escala de mensuração. D'Êça e Morellato (2004) mencionam que, nos métodos diretos qualitativos, é utilizada uma escala binária, que se baseia no registro da presença e ausência da fenofase, sem considerar a quantificação de cada fenofase. Por outro lado, nos métodos quantitativos diretos e indiretos, as fenofases são quantificadas de diferentes modos, medidas pela contagem total ou por meio de uma escala ordinal, de forma a caracterizar a intensidade da fenofase durante todo o período de monitoramento, atribuindo valores médios para cada indivíduo monitorado.

Um método semiquantitativo, citado por Fournier (1974), estima a intensidade de cada fenofase por meio de uma escala intervalar de cinco categorias (0 a 4), com intervalos

de 25% entre cada uma delas: zero = ausência de fenofase; 1 = presença da fenofase com magnitude atingindo entre 1% e 25%; 2 = presença de fenofase com magnitude atingindo entre 26% e 50%; 3 = presença de fenofase com magnitude atingindo entre 51% e 75%; e 4 = presença de fenofase com magnitude atingindo entre 76% e 100%. Considerando a fase de florescimento de uma determinada espécie, calcula-se, com base na proporção de flores na copa da árvore, a fase inicial ou terminal, quando menos de $\frac{1}{4}$ da copa tem flores abertas, e assim sucessivamente até a floração plena, com 100% da copa com flores abertas. Entretanto, nem todas as espécies apresentam as fases bem definidas e as flores facilmente visíveis, o que pode dificultar a definição do intervalo pelo observador.

Os métodos indiretos vão avaliar parâmetros quantitativos secundários em um grupo de indivíduos como base para estimativa das fenofases, não ocorrendo observação direta de cada árvore. Esses parâmetros podem ser a área basal dos indivíduos, o diâmetro do caule à altura do peito (DAP), o volume de copa, bem como evidências fenológicas obtidas com o uso de coletores como método de avaliação, tais como o peso seco das estruturas, a presença das estruturas recolhidas nos coletores e o número de coletores com determinada estrutura (por estrutura entendemos: flores, frutos e sementes) (D'EÇA; MORELLATO, 2004).

Este capítulo se propõe a fazer uma breve revisão dos métodos sobre coleta de dados fenológicos de espécies arbóreas tropicais, com recomendações de como coletar e analisar dados qualitativos e quantitativos.

Metodologias

Os estudos sobre a fenologia de espécies arbóreas tropicais podem ser conduzidos em áreas de floresta ou plantio. O primeiro passo é selecionar as árvores que serão monitoradas, nas quais é colocada uma placa/etiqueta de marcação e um número, e toma-se a medida do DAP. Para acesso às árvores, são traçadas trilhas ou transecções, em que o observador deve percorrer para a coleta de dados.

Fenologia qualitativa e semiquantitativa

Para se conhecer os padrões fenológicos de uma determinada espécie, devem ser feitas observações periódicas, de preferência em intervalos quinzenais, sobre a ocorrência dos eventos de floração (botão floral e flor), frutificação (fruto verde e fruto maduro, disseminação) e mudança foliar (folha nova e folha madura; desfolha parcial e desfolha total), como recomendado por Fournier e Charpentier (1975). O monitoramento deve ser feito com auxílio de binóculos com aumento superior a 10 m x 25 m em um conjunto de, no mínimo, 30 indivíduos de cada espécie (Figura 1). Sempre que necessário, devem ser coletadas amostras de flores e frutos para o preparo de exsicatas que servirão como *voucher* e

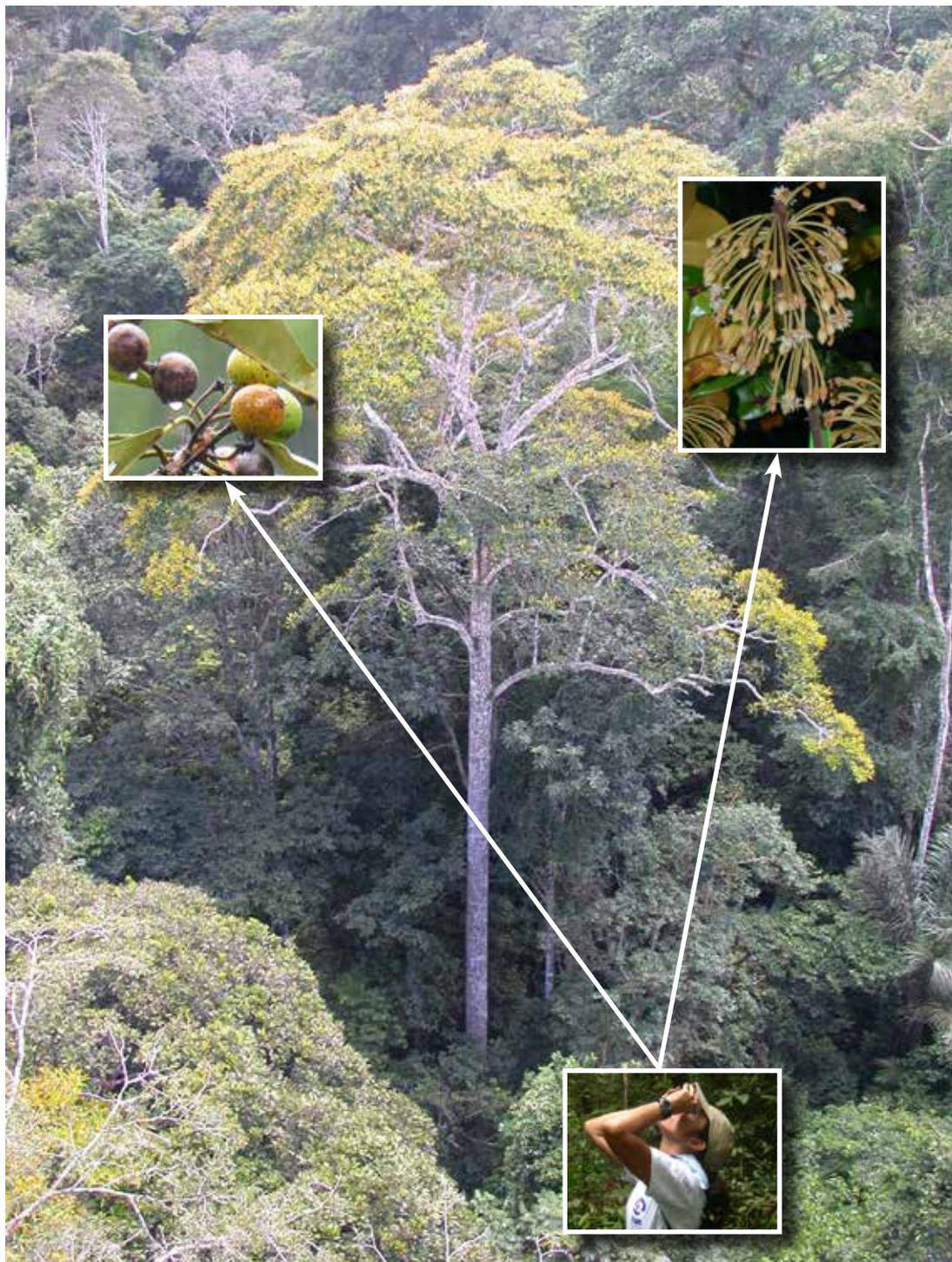


Figura 1. Observação de eventos fenológicos no campo, com auxílio de binóculo: árvore da espécie *Manilkara huberi*/Sapotaceae (maçaranduba), e detalhes da inflorescência e frutos. Floresta Nacional do Tapajós, Belterra, PA.

devem ser depositadas em um herbário indexado para a correta identificação taxonômica e para servirem como testemunho do estudo.

Para o acompanhamento dos eventos fenológicos das matrizes selecionadas, ao longo do ano, deve-se seguir um protocolo, conforme descrito abaixo.

- 1) Selecionar, no mínimo, 30 árvores da espécie a ser monitorada.
- 2) Georreferenciar e identificar as matrizes.
- 3) Estimar a altura total e mensurar a circunferência à altura do peito (CAP) para a obtenção do DAP, ou o DAP diretamente, utilizando uma fita diamétrica.
- 4) Monitorar quinzenalmente as matrizes selecionadas, para as observações das fenofases.
- 5) Anotar em planilha de campo e para cada matriz os eventos de mudança foliar, floração, frutificação e dispersão.

Recomenda-se ainda que o observador esteja munido de binóculos, máquina fotográfica e prancheta contendo a planilha de campo para as anotações.

As observações devem ser feitas em dias de sol, buscando identificar as evidências de floração, frutificação e troca de folhas na copa da árvore, ou por meio de folhas, frutos, flores ou botões florais caídos no chão (o que pode ser muito útil no caso de plantas com flores diminutas ou posicionadas em partes de difícil visualização da planta).

Para registrar os eventos fenológicos, utiliza-se a planilha de campo exemplificada no Anexo 1, que corresponde a uma ficha fenológica contendo os campos para preencher a presença (1) e ausência (0) das fenofases de:

- Floração – BFL: botão floral; FLI: floração início; FLM: floração meio/pico; FLF: floração final.
- Frutificação – FRV: fruto verde; ABF: aborto de frutos; FRM: fruto maduro; DIS: disseminação de frutos/sementes.
- Mudanças foliares – FON: folha nova; FOM: folha madura; DEP: desfolha parcial (espécies perenifólias); DET: desfolha total (espécies caducifólias).

A representação gráfica das fenofases pode ser feita de várias maneiras, podendo ser apresentadas em gráficos ou fenogramas que evidenciam as variações fenológicas dos indivíduos de uma determinada espécie sob a forma de percentual (0% a 100%). Essa representação deve conter o período do estudo em meses e ano, acompanhado ou não

de dados meteorológicos tomados no local do estudo (precipitação pluviométrica, insolação, temperatura do ar). A representação gráfica pode ser em forma de linhas, histograma ou em um gráfico do tipo radar, que mostra a área coberta por uma sequência de dados preenchidos com uma cor, para intervalos mensais, nos quais cada mês corresponde a 30°, totalizando 360° (GAMA et al., 2011; KARAM et al., 2002; KIILL; SIMAO-BIANCHINI, 2011; LOCATELLI; MACHADO, 2004; MORELLATO et al., 1989).

Os dados qualitativos são avaliados com base na presença e ausência de cada fenofase, no período das observações no campo, e depois podem ser correlacionados a registros meteorológicos, como a precipitação pluviométrica, temperatura do ar e insolação. Os principais parâmetros demonstrados nos estudos sobre a fenologia qualitativa de árvores tropicais são: a duração da floração na população; a ocorrência de sincronia ou assincronia entre indivíduos; a frutificação ou aborto de frutos; a dispersão de frutos e sementes; a periodicidade dos eventos reprodutivos [anual, subanual, supra-anual], conforme Newstrom et al. (1994a); o período médio de florescimento por árvore; o ponto médio de florescimento (data) da população; o percentual de florescimento da espécie por ano; e o intervalo de florescimento de todas as árvores.

Na análise dos dados semiquantitativos, é avaliado o percentual de intensidade das fenofases, e pode ser calculada a correlação de Spearman (r_s) (ZAR, 1996) entre o número de espécies em cada fenofase por mês e a variável climática (precipitação, insolação ou temperatura) e entre as fenofases. Além disso, podem ser calculadas as médias e desvios-padrão do tempo de floração, em dias (d), para as espécies que florescem dentro de cada estação, e a diferença entre as médias, por meio do teste t (SOKAL; ROHLF, 2012).

Fenologia quantitativa

Foi desenvolvido um protocolo de coleta de dados quantitativos para espécies arbóreas em florestas tropicais, usando como modelo três espécies que têm frutos pesados e relativamente grandes, como a castanheira-da-amazônia (*Bertholletia excelsa* Bonpl. Lecythidaceae); médios, como a andirobeira (*Carapa guianensis* Aubl. Meliaceae); e pequenos e leves, como a copaibeira (*Copaifera* spp. Fabaceae-Caesalpinioideae). Segue, abaixo, a descrição dos protocolos.

Castanheira-da-amazônia

Devem ser selecionadas, no mínimo, 30 árvores com DAP > 50 cm, que apresentem copa boa, dominante, com produção de média a boa (essa informação deve ser obtida com o extrativista ou mateiro que tenha experiência na área de estudo, a fim de se evitar aquelas árvores que não produzem ou que produzem poucos frutos).

Para estimar a área da copa, medir oito raios equidistantes (três pessoas: a primeira fica no tronco segurando a trena; outra vai para a borda da copa – com a trena; e uma terceira pessoa fica fora da copa orientando aquela que está na borda para ter certeza de que realmente está no limite; a disposição das pessoas deve ser em forma de triângulo), obtendo a média dos raios e calculando a área de um círculo usando o raio médio (ver detalhes no Capítulo 1 deste Guia).

Proceder com a instalação de quatro coletores debaixo da copa de cada árvore (Figura 2), para medir produção de flores, frutos, aborto de frutos e queda de folhas. Os coletores devem ficar mais na borda da copa do que perto do tronco, considerando que as flores se desenvolvem na ponta dos galhos.

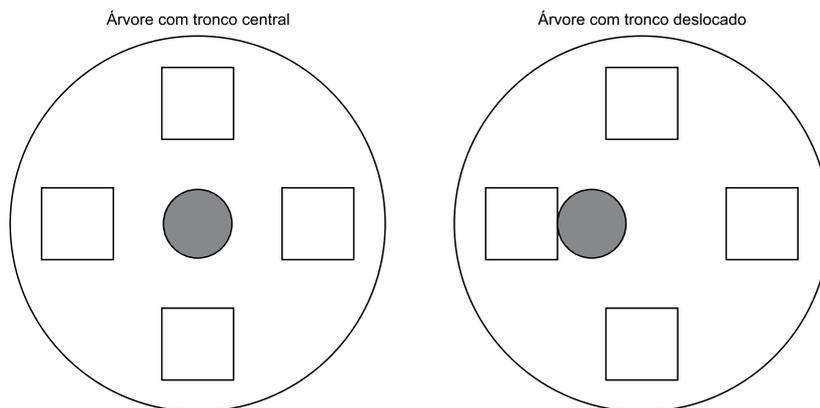


Figura 2. Posicionamento dos coletores sob a copa das árvores.

Os coletores são confeccionados em madeira resistente aos intemperes, com dimensões de 1 m x 1 m, com 2 telas, uma acima da outra, sendo a superior de arame galvanizado (malha mínima de 5 cm) e a tela inferior de nylon. A altura da 1ª tela (nylon) ao chão será de 80 cm, e a altura entre as 2 telas será de 30 cm. Colocar pernas mancadas para apoiar a tela de arame e fechar as laterais (60 cm de altura) com a tela de nylon (ver Figura 3 do Capítulo 5). Uma das laterais de nylon, no espaço entre a primeira e a segunda tela, deve ser uma porta para que se possa abrir a tela e coletar o material depositado (Figura 3). O material a ser utilizado na confecção dos coletores consta na Tabela 1.

Devem ser monitorados o número de flores, número de frutos maduros, número de frutos abortados e número de folhas. As coletas devem ser feitas quinzenalmente, reduzindo para intervalos semanais nos três meses de floração.

Foto: Lúcia Helena de Oliveira Wadt



Figura 3. Detalhe da porta do coletor para castanha-da-amazônia.

Tabela 1. Material necessário para confecção dos coletores para castanheira-da-amazônia (*Bertholletia excelsa* Bonpl.).

Material	1 coletor	40 coletores
Longarina de 4 m, de madeira resistente (5 cm x 5 cm)	6 un	240 un
Tela de nylon (1,50 m da largura)	4 m	160 m
Tela de arame galvanizado (malha de 5 cm)	1 m	40 m
Pregos 3 ½" (para 6 coletores)	1 kg	7 kg
Pregos 2 ½" (para 6 coletores)	1 kg	7 kg
Pregos 1 ¼" (para 6 coletores)	1 kg	7 kg

Andirobeira e copaibeira

Deverão ser selecionadas, no mínimo, 30 árvores com DAP > 20 cm, copa boa, dominante, com produção média para boa. Para a medição da área da copa, medir oito raios (conforme descrito para a castanheira), fazer a média dos raios e calcular a área de um círculo usando o raio médio.

Efetuar a instalação de quatro coletores por árvore com o mesmo posicionamento feito para castanheira (Figura 2), para medir produção de flores, aborto de frutos e queda de folhas.

A estrutura dos coletores (1 m x 1 m de área) deve ser de madeira ou cano de PVC, com uma tela dupla de nylon na forma de saco. A profundidade do saco deve ser de aproximadamente 50 cm, e a altura do fundo do saco ao chão de 60 cm (Figuras 4 e 5). O material a ser usado para confecção dos coletores consta na Tabela 2.

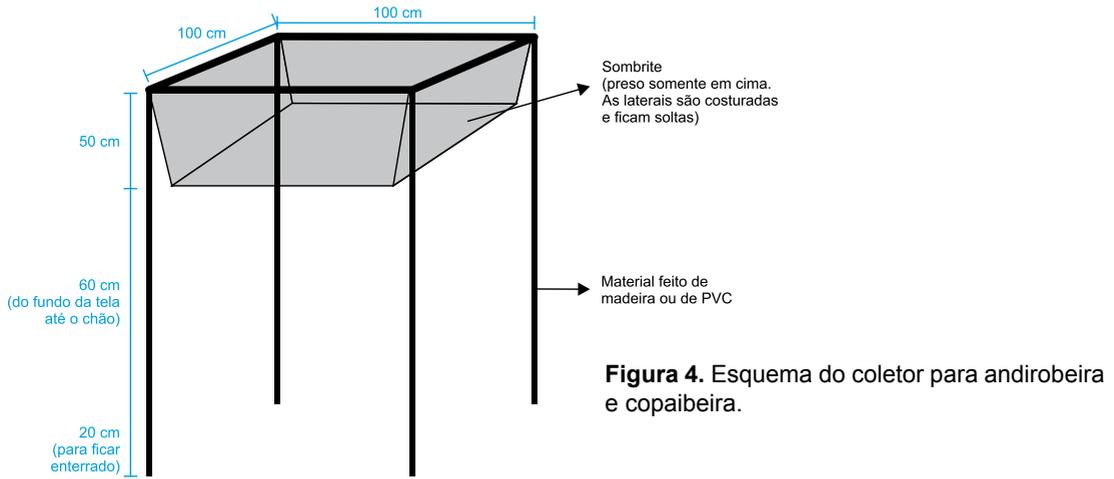


Figura 5. Tipos de coletores: detalhes do coletor utilizando madeira (A); detalhes do coletor utilizando PVC (B).

Tabela 2. Material necessário para confecção dos coletores para andiroba (*Carapa guianensis* Aubl.) e copaíba (*Copaifera* spp.).

Se usar madeira	1 coletor	160 coletores
Longarina de 4 m, de madeira resistente (3 cm x 3 cm)	3 un	480 un
Pregos 1 ½" com cabeça (para 8 coletores)	1 kg	20 kg
Pregos 1 ¼" (para 8 coletores)	1 kg	20 kg
Tela de nylon (1,50 m de largura)	3 m	480 m
Se usar PVC	1 coletor	160 coletores
Cano de PVC ⁽¹⁾ soldável de 1 ¼ "	9 m	1.440 m
"T" de 1 ¼ " soldável	4 un	640 un
Joelho de 1 ¼ " soldável	8 un	1.280 un
Tela de nylon (1,50 m de largura)	3 m	480 m

⁽¹⁾ Cada cano de PVC tem 6 m, então serão necessários 240 canos.

Para a avaliação dos resultados, deve ser feita a contagem e pesagem (massa seca) das estruturas vegetais para cada parâmetro avaliado, como segue:

- Floração: contagem e pesagem de botões florais e flores.
- Frutificação: contagem e pesagem de frutos jovens, frutos maduros e sementes.
- Mudanças foliares: contagem e pesagem de folhas.

Como essa metodologia depende da coleta de material vegetativo caído naturalmente, dificilmente serão coletadas folhas jovens e frutos jovens que não sejam abortados espontaneamente. Diante disso, os dados coletados ficam restritos a evidências de floração, frutificação e mudança de folhas maduras.

Assim, a análise do material vegetativo coletado, conforme descrito acima, baseia-se no peso da matéria seca das estruturas e na presença das estruturas nos coletores, que podem, do mesmo modo que nas análises da fenologia qualitativa, ser correlacionados aos dados meteorológicos do local de estudo.

Referências

- ALENCAR, J. C. Estudos fenológicos de espécies florestais arbóreas e de palmeiras nativas da Amazônia. In: VAL, A. L.; FIGLILOLO, R.; FELDBERG, E. (Ed.). **Bases científicas para estratégias de preservação e desenvolvimento da Amazônia**: fatos e perspectivas. Manaus: Inpa, 1991. p. 215-220.
- BAWA, K. S.; KANG, H.; GRAYUM, M. H. Relationships among time, frequency, and duration of flowering in tropical rain forest trees. **American Journal of Botany**, v. 90, n. 6, p. 877-887, 2003.
- D'EÇA-NEVES, F. F.; MORELLATO, L. P. C. Métodos de amostragem e avaliação utilizados em estudos fenológicos de florestas tropicais. **Acta botânica brasileira**, v. 18, n. 1, p. 99-108, 2004.
- DULMEN, A. V. Pollination and phenology of flowers in the canopy of two contrasting rain forest types in Amazonia, Colombia. **Plant Ecology**, v. 153, n. 1/2, p. 73-85, 2001.
- FOURNIER, L. A. Un método cuantitativo para la medición de características fenológicas en árboles. **Revista Turrialba**, v. 24, p. 422-423, 1974.
- FOURNIER, L. A.; CHARPANTIER, C. El tamaño de la muestra y la frecuencia de las observaciones en el estudio de las características fenológicas de los árboles tropicales. **Revista Turrialba**, v. 25, n. 1, p. 45-48, 1975.
- FRANKIE, G. F.; BAKER, H. G.; OPLER, P. A. Comparative phenological studies of trees in tropical wet and dry forests in the lowlands of Costa Rica. **Journal of Ecology**, v. 62, n. 3, p. 881-913, 1974.
- GAMA, L. U.; BARBOSA, A. A. A.; OLIVEIRA, P. A. M. Sistema sexual e biologia floral de *Pouteria ramiflora* e *P. torta* (Sapotaceae). **Revista Brasileira de Botânica**, v. 34, n. 3, p. 375-387, 2011.
- GENTRY, A. H. Coevolutionary patterns in Central American Bignoniaceae. **Annals of the Missouri Botanical Garden**, v. 61, n. 3, p. 728-759, 1974.
- KARAM, F. S. C.; MÉNDEZ, M. C.; JARENKOW, J. A.; RIET-CORREA, F. Fenologia de quatro espécies tóxicas de *Senecio* (Asteraceae) na região Sul do Rio Grande do Sul. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v. 22, n. 1, p. 33-39, 2002.

KIILL, L. H. P.; SIMAO-BIANCHINI, R. Biologia reprodutiva e polinização de *Jacquemontia nodiflora* (Desr.) G. Don (Convolvulaceae) em Caatinga na região de Petrolina, PE, Brasil. **Hoehnea**, v. 38, n. 4, p. 511-520, 2011.

LOCATELLI, E.; MACHADO, I. C. Fenologia das espécies arbóreas de uma Mata Serrana (Brejo de Altitude) em Pernambuco, Nordeste do Brasil. In: PORTO, K. C.; CABRAL, J. J.; TABARELLI, M. (Org.). **Brejos de altitude: história natural, ecologia e conservação**. Brasília, DF: MMA/Probio, 2004. p. 255-276.

MORELLATO, L. P. C. **Estudo da fenologia de árvores, arbustos e lianas de uma floresta semidecídua no Sudoeste do Brasil**. 1991. 173 f. Tese (Doutorado em Biologia) – Universidade Estadual de Campinas, Campinas.

MORELLATO, L. P. C.; RODRIGUES, R. R.; LEITÃO-FILHO, H. F.; JOLY, C. A. Estudo fenológico comparativo de espécies arbóreas de floresta de altitude e floresta mesófila semidecídua na Serra do Japi. **Revista Brasileira de Botânica**, v. 12, p. 85-98, 1989.

NEWSTROM, L. E. G.; FRANKIE, G. W.; BAKER, H. G. A new classification for plant phenology based on flowering patterns in lowland tropical rain forest at La Selva, Costa Rica. **Biotropica**, v. 26, p. 141-159, 1994a.

NEWSTROM, L. E. G.; FRANKIE, G. W.; BAKER, H. G.; COLWELL, R. K. Diversity of long-term flowering patterns. In: MCDADE, L. A.; BAWA, K. S.; HESPENHEIDE, H. A.; HATSHORN, G. S. (Ed.). **La Selva: ecology and natural history of a neotropical rain forest**. Chicago: University of Chicago, 1994b. p. 142-160.

OPLER, P. A.; FRANKIE, G. W.; BAKER, H. G. Comparative phenological studies of treelet and shrub species in tropical wet and dry forests in lowlands of Costa Rica. **Journal of Ecology**, n. 68, p. 167-188, 1980.

SOKAL, R. R.; ROHLF, F. J. **Biometry: the principles and practice of statistics in biological research**. 4th ed. New York: W. H. Freeman and Co, 2012. 937 p.

ZAR, J. H. **Biostatistical analysis**. 3rd ed. New Jersey: Prentice-Hall International Editions, 1996. 662 p.

Monitoramento do crescimento diamétrico em árvores da floresta tropical utilizando cintas dendrométricas

Lúcia Helena de Oliveira Wadt
Christie Ann Klimas

Introdução

A avaliação do crescimento das árvores é importante para se estimar e prever a produção florestal, bem como conhecer a dinâmica demográfica de populações florestais (PELLISSIER; PASCAL, 2000). O crescimento de uma árvore é caracterizado pelo aumento de suas dimensões em um determinado período de tempo (PRODAN et al., 1997; VANCLAY, 1994). Essas dimensões podem ser diâmetro, altura, volume, biomassa, área basal, etc. (FIGUEIREDO FILHO, 2003), e vários são os fatores que determinam o crescimento de uma árvore, podendo ser bióticos ou abióticos. Fatores genéticos e condições ambientais como fatores climáticos, edáficos, topográficos e de competição são os principais citados como determinantes no crescimento das espécies vegetais (HUSCH et al., 1982; LAMPRECHT, 1990).

Para estudos de crescimento diamétrico, a análise de anéis de crescimento é um método bastante utilizado, mas de modo geral isso é mais facilmente aplicado para espécies temperadas. Muitas espécies tropicais não formam anéis de crescimento anuais no xilema, o que impossibilita análises dendrocronológicas (CLARK; CLARK, 1994). Essa dificuldade faz com que muitos estudos sejam realizados com base em medições de diâmetro a altura do peito (DAP) em inventários sucessivos, o que gera informações pouco precisas. Muitos desses estudos mostram uma alta variabilidade nas taxas de crescimento em função do espaço e do tempo.

A forma de vida, autoecologia das espécies e características genéticas são fatores endógenos que tornam o crescimento das árvores bastante conservador ao longo de muitos anos (SWAINE et al., 1987), mesmo se ocorrem mudanças no padrão de crescimento durante o desenvolvimento da planta. Por outro lado, fatores exógenos bióticos (doenças, competição, etc.) ou fatores abióticos (clima, estação do ano) podem gerar, mesmo em indivíduos adultos, atrasos ou aceleramentos no crescimento (PELLISSIER; PASCAL, 2000). Essa diversidade de fatores é, em grande parte, responsável pela falta de entendimento sólido com relação aos padrões de crescimento das árvores na floresta tropical. Medições pontuais, mesmo que periódicas, não são capazes de registrar toda a dinâmica de crescimento de uma árvore.

Vários são os métodos para medir o crescimento diamétrico, dentre os quais se podem citar: parcelas permanentes, análise de anéis de crescimento, dendrômetros, dendrógrafos e dendroauxógrafos (HUSCH et al., 1982). Os dendrômetros de metal, ou cintas dendrométricas, têm sido utilizados desde a década de 1940 para espécies temperadas (KEELAND; SHARITZ, 1993), mas em florestas tropicais esse uso é mais recente e ainda escasso.

Os dendrômetros foram desenvolvidos por Hall (1944) para satisfazer a necessidade de se obter medições mais precisas do que aquelas obtidas com fitas diamétricas, especialmente no que se refere ao incremento diamétrico sazonal contra a usual medida de incremento total num determinado período de tempo. A cinta dendrométrica é um instrumento elaborado com uma fita de alumínio que circunda a árvore, permanecendo fixa no tronco por meio de uma mola espiral, capaz de capturar alterações milimétricas no crescimento diamétrico da árvore. No entanto, para que esse crescimento seja registrado é necessário fazer medições manuais na cinta, visto que ela não registra as alterações de forma automática.

O presente capítulo foi desenvolvido para apresentar um método de confecção, instalação e medição de cintas dendrométricas em espécies arbóreas da floresta tropical, com a finalidade de medir variações no crescimento diamétrico das árvores ao longo de um período.

Passo a passo para confecção, instalação e medição de cintas dendrométricas

Material necessário

Fotos: Bruno de Andrade Imbrosi

Fita diamétrica ou métrica	Tesoura	Paquímetro
		
Mola e cinta de metal	Furador	Molde
		

A cinta de metal deve ser de aço inoxidável e ter largura de 1,5 cm. A mola deve ter comprimento de 7 cm e uma resistência à tensão de 10 N a 15 N.

Etapas para confeccionar as cintas dendrométricas

Antes de iniciar a confecção das cintas, é necessário ter em mãos os dados de DAP das árvores selecionadas para o monitoramento, o que pode ser obtido no inventário ou banco de dados. Desse conjunto de árvores, aquelas com diâmetro inferior a 20 cm devem ser separadas das demais.

As árvores com DAP entre 10 cm e 20 cm devem ser monitoradas com cintas cujo molde é chamado de pequenas; as maiores de 20 cm de DAP serão monitoradas com cintas grandes. Árvores com DAP < 10 cm devem ser medidas com paquímetro, sendo marcada no tronco da árvore a posição exata de medição, pois não é viável a confecção de cintas muito pequenas.

Toda cinta dendrométrica tem uma cabeça e uma cauda que extrapolam a circunferência da árvore, por isso deve-se tomar muito cuidado no momento da sua confecção.

Para começar, coloque a fita ao lado do molde apropriado (pequeno ou grande) e marque os pontos A e B, e o local dos furos 1 e 2; depois faça o risco do início para começar a medir o diâmetro. A distância entre os pontos A e B depende do diâmetro da árvore. Se for cinta pequena (DAP entre 10 cm e 20 cm), a distância entre os pontos A e B é de 10 cm; se for cinta grande (DAP > 20 cm), essa distância é de 15 cm (Figura 1).

Toda cinta precisa da cabeça, parte da fita que extrapola a circunferência da árvore. O diâmetro dos furos depende do furador; o comum é usar um furo de 4 mm de diâmetro.

Depois de marcar a cabeça, marque a medida da circunferência da árvore (mediada obtida no campo, com fita diamétrica ou métrica) a partir do risco início (Figura 1). Não corte a cinta logo após a medida da circunferência da árvore, pois toda cinta tem uma

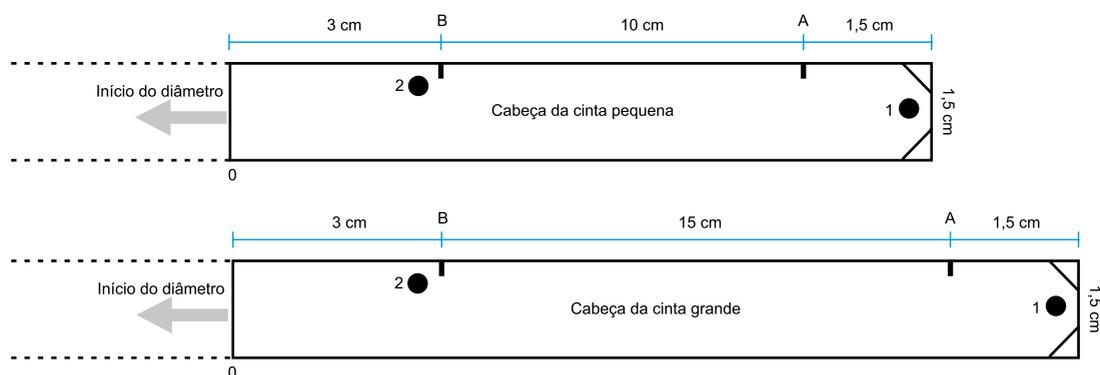


Figura 1. Esquema de como marcar os pontos na cabeça da cinta para iniciar sua confecção.

extensão, chamada cauda. Na Figura 2, está representado um exemplo em que a árvore que receberá a cinta tem 22,5 cm de circunferência.

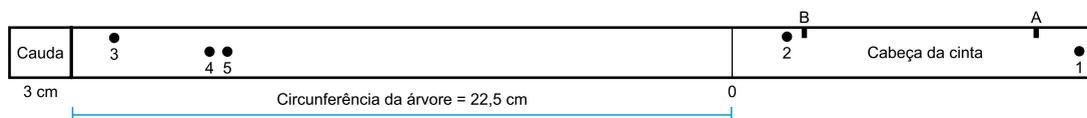


Figura 2. Esquema de como marcar a circunferência da árvore na cinta e marcar a cauda para cortar a cinta. Esse será o formato da cinta como um todo, ou seja, com cabeça, circunferência da árvore e cauda.

Na cabeça da cinta, faça os furos 1 e 2 já marcados, e marque os furos 3, 4 e 5, medindo a partir da cauda. A distância entre os furos 3 e 4 depende do diâmetro da árvore. Se for cinta pequena (DAP entre 10 cm e 20 cm), essa distância é de 19 cm; se for cinta grande (DAP > 20 cm), essa distância é de 24 cm (Figura 3). Depois de marcados, faça os furos 3, 4 e 5, e corte a cabeça da cinta conforme a Figura 4.

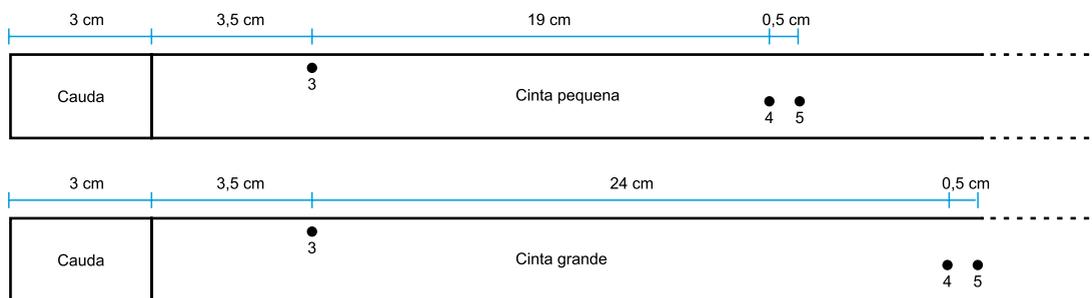


Figura 3. Esquema de como marcar os furos 3, 4 e 5, a partir da cauda da cinta.

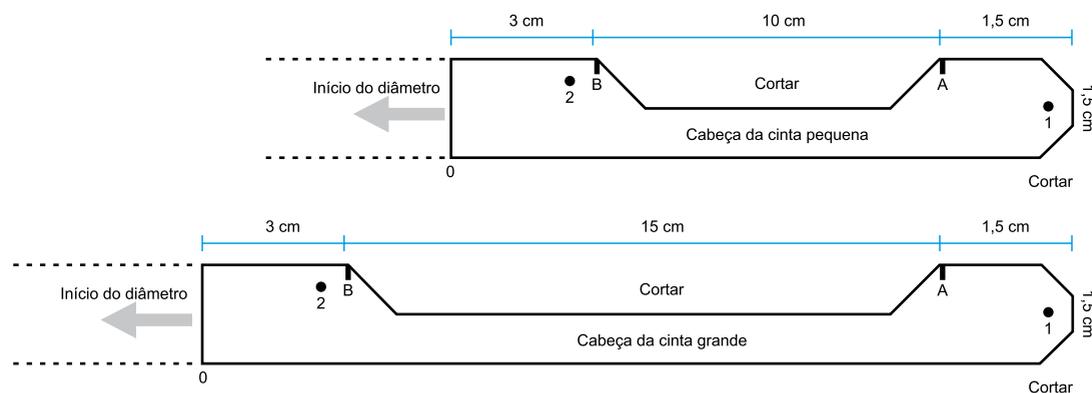


Figura 4. Esquema de como cortar a cabeça da cinta. Fazer um corte entre os pontos A e B de forma que a cinta fique com metade de sua largura.

Para terminar, é preciso fazer uma presilha com o próprio material da cinta. Corte um pedaço de fita metálica com 3 cm de comprimento, posicione o meio desse pedaço na marca do final do diâmetro e na parte de fora da cinta. Dobre as pontas para dentro (1), depois dobre o final da cinta para dentro e em cima desse pedaço (2) e dobre novamente (3) formando a presilha (Figura 5).

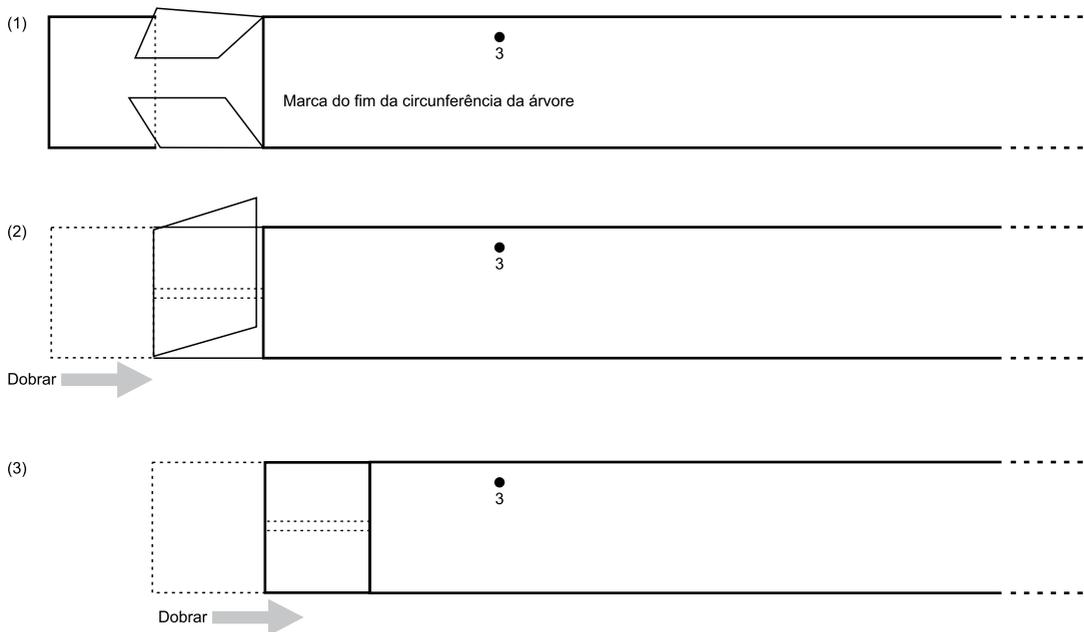


Figura 5. Esquema de como confeccionar a presilha da cinta.

Instalação das cintas

Depois de confeccionadas, as cintas devem ser identificadas com o número da árvore, pois cada árvore tem uma cinta específica que se ajusta ao DAP da árvore correspondente.

Ao chegar à árvore, identifique seu número e pegue a cinta correspondente. Coloque a mola na cinta encaixando-a nos furos 4 e 5, conforme mostra a Figura 6.

Abrace a árvore com a cinta envolvendo o tronco, passe a cabeça da cinta por dentro da presilha e prenda a extremidade solta da mola no furo 1.

Ajuste a cinta no tronco da árvore para que fique bem apertada (Figura 7).

Foto: Christie Klimas



Figura 6. Detalhe de como colocar a mola antes de instalar a cinta.

Fotos: Lúcia Helena de Oliveira Wadt



Figura 7. Cinta ajustada na árvore, mostrando o detalhe de como a mola vai esticando (A), e os furos 2 e 3 vão se distanciando (B).

Em árvores finas ou de casca lisa, é possível que a cinta fique um pouco frouxa. Nesse caso, recomenda-se ajustar bem a cinta e não colocar alfinetes ou prego na parte inferior como suporte. A experiência mostrou que, com a castanheira, a injúria do alfinete provocou uma reação no tecido formando calo.

Medição do crescimento na cinta

Depois de instalada, a cinta precisa passar por um tempo de ajuste antes da primeira medição. Recomenda-se que esse tempo seja de 6 meses, mas, em casos em que isso não seja possível, deve-se deixar no mínimo 4 meses para o ajuste.

A medição do incremento é feita com um paquímetro, em que se mede a distância entre os furos 2 e 3 (Figura 8). Essa medição representa o aumento na circunferência, e cada 1 mm de aumento na circunferência corresponde a $1/\pi$ mm de incremento no diâmetro.

Foto: Christje Klimes



Figura 8. Detalhe de como fazer a medição do crescimento em circunferência.

Referências

- CLARK, D. A.; CLARK, D. B. Climate-induced annual variation in canopy tree growth in a Costa Rican tropical rain forest. **Journal of Ecology**, v. 82, n. 4, p. 865-872, 1994.
- FIGUEIREDO FILHO, A. Avaliação do incremento em diâmetro com o uso de cintas dendrométricas em algumas espécies de uma Floresta Ombrófila Mista localizada no sul do Estado do Paraná. **Revista Ciências Exatas e Naturais**, v. 5, n. 1, p. 69-84, 2003.
- HALL, R. C. A vernier tree-growth band. **Journal of Forestry**, v. 42, n. 10, p. 742-743, 1994.
- HUSCH, B.; MILLER, C. I.; BEERS, T. W. **Forest mensuration**. 3rd ed. New York, J.: Wiley, 1982. 402 p.
- KEELAND, B. D.; SHARITZ, R. R. Accuracy of tree growth measurements using dendrometer bands. **Canadian Journal of Forest Research**, v. 23, n. 11, p. 2454-2457, 1993.
- LAMPRECHT, H. **Silvicultura nos trópicos: ecossistemas florestais e respectivas espécies arbóreas, possibilidades e métodos de aproveitamento sustentado**. Eschborn: GTZ, 1990. 343 p.
- PELISSIER, R.; PASCAL, J. P. Two-year tree growth patterns investigated from monthly girth records using dendrometer bands in a wet evergreen forest in India. **Journal of Tropical Ecology**, v. 16, p. 429-446, 2000.
- PRODAN, M.; PETERS, R.; COX, F.; REAL, P. **Mensura forestal**. San José: Instituto Interamericano de Cooperación para la Agricultura, 1997. 562 p.
- SWAINE, M. D.; LIEBERMAN, D.; PUTZ, F. E. The dynamics of tree populations in tropical forest: a review. **Journal of Tropical Ecology**, v. 3, n. 4, p. 359-366, 1987.
- VANCLAY, J. K. **Modelling forest growth and yield: applications to mixed tropical forests**. Wallingford: Cab International, 1994. 312 p.

Avaliação morfométrica de frutos e sementes da castanheira-da-amazônia

Lucinda Carneiro Garcia
Lúcia Helena de Oliveira Wadt
Marília Locatelli
Silas Garcia Aquino de Sousa

Introdução

A castanheira-da-amazônia (*Bertholletia excelsa* – Lecythidaceae) é considerada uma das árvores símbolo da Amazônia por sua importância econômica, ecológica e social para a região. Apesar do elevado valor de suas amêndoas no mercado mundial, ainda existe escassez de informações referentes à variabilidade de frutos e sementes (castanha com casca), visando à seleção de germoplasma e ao estabelecimento de programas de pré-melhoramento, com o objetivo de incorporá-la em plantios comerciais, bem como o aproveitamento do potencial de mercado para os seus produtos.

Estudos morfométricos de frutos e sementes são importantes ferramentas para indicar a variabilidade genética dentro de populações de uma mesma espécie, subsidiando conhecimentos para a caracterização dos aspectos ecológicos. Além disso, existe ainda a classificação do produto no mercado, que muitas vezes define qualidade e preço. A castanha-da-amazônia, ou castanha-do-brasil (*Brazil nut*), também conhecida como castanha-do-pará na maioria dos produtos comerciais, possui uma classificação para as castanhas com e sem casca comercializadas internamente no Brasil, definida pelo Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (Mapa) (BRASIL, 1976). Essa classificação se baseia no tamanho das castanhas, mas poucos são os estudos que avaliaram a correlação de aspectos biométricos da castanha-da-amazônia com a sua região de ocorrência.

Conhecer a biometria de uma espécie pode ser útil para rastreabilidade e certificado de origem. Andrade (2010) desenvolveu uma metodologia para classificação de castanhas-da-amazônia segundo o local de origem utilizando visão computacional, com o objetivo de possibilitar a identificação da origem das castanhas.

A Companhia Nacional de Abastecimento (Conab) estabelece preços mínimos para produtos da agricultura familiar, e a castanha-da-amazônia é um desses produtos¹. Os preços podem ser definidos em função da classificação por tamanho; porém, não se conhece ainda a variação no tamanho das castanhas que pode existir em função da região de ocorrência.

¹ Disponível em: <<http://www.conab.gov.br/conteudos.php?a=540&t=2>>.

Assim, este capítulo tem como objetivo apresentar a metodologia adotada na Rede Kamukaia para coleta de dados biométricos, com a finalidade de se analisar as características morfométricas de frutos e sementes da castanheira-da-amazônia (*Bertholletia excelsa*).

Método de amostragem

Para a avaliação das características morfométricas de frutos e sementes da castanheira, deve-se seguir um protocolo de amostragem e coleta de dados biométricos que será descrito abaixo.

Seleção das árvores

Devem-se selecionar, no mínimo, 15 matrizes de castanheira com diâmetro à altura do peito (DAP) > 50 cm e que sejam produtivas, ou seja, produzam frutos todos os anos. Não selecionar indivíduos que produzam menos de 50 frutos por ano. As árvores matrizes selecionadas precisam ser georreferenciadas e identificadas com uma placa de alumínio, com numeração e fixada no caule da castanheira.

Em seguida, proceder com a medição do DAP ou a circunferência à altura do peito (CAP) de cada matriz.

Coleta dos dados

Na época da dispersão dos frutos, efetuar a amostragem de dez frutos por matriz.

Após a coleta dos frutos, medir o comprimento (do orifício do opérculo até a marca do pedúnculo) e o diâmetro ao meio de cada fruto (Figura 1). Ainda com o paquímetro, realizar a medição do orifício do opérculo dos frutos amostrados.

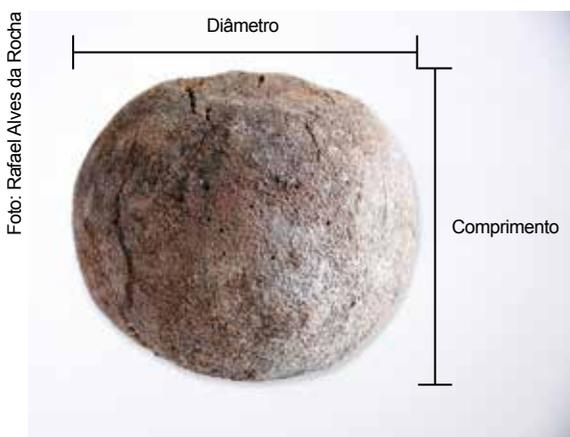


Figura 1. Medição do diâmetro e do comprimento do fruto.

Também é necessário proceder à pesagem de cada fruto utilizando balança de campo (Figura 2) a fim de se obter o peso úmido da amostra.

Foto: Lúcia Helena de Oliveira Wact



Figura 2. Pesagem do fruto.

Em seguida, abrir os frutos para a retirada das sementes com auxílio de um instrumento cortante (facão, foice, enxada, entre outros). Ao mesmo tempo, observar e anotar a facilidade para quebrar o fruto (muito fácil, fácil e difícil [=duro]), e separar uma amostra do pericarpo (carapaça) do fruto para obtenção do teor de água. Essas amostras devem ser acondicionadas em saco plástico bem vedado.

Após a retirada das sementes, efetuar a medição da espessura do pericarpo, com auxílio de um paquímetro (Figura 3).

Foto: Lúcia Helena de Oliveira Wact



Figura 3. Medição da espessura do pericarpo do fruto.

Os dados coletados dos frutos amostrados devem ser anotados em planilha, conforme modelo apresentado no Anexo 1.

Finalizadas as medições dos frutos, realizar a contagem total do número de sementes de cada fruto (Figura 4) e separar uma amostra com dez sementes para obtenção do teor de água e registro de dados biométricos. Essas amostras devem ser acondicionadas em saco plástico bem vedado (Figura 5).

Foto: Silas Garcia Aquino de Sousa



Figura 4. Contagem das sementes de um fruto.

Foto: Lúcia Helena de Oliveira Wadt



Figura 5. Amostras de sementes acondicionadas para serem levadas ao laboratório.

Em ambiente adequado (laboratório), coletar os dados biométricos das sementes medindo altura, largura e espessura de cada semente individualmente, com auxílio de um paquímetro (Figura 6).

Para anotação dos dados obtidos das sementes amostradas, utilizar a planilha do Anexo 2 e manter a identificação das sementes por fruto.

Foto: Rafael Alves da Rocha

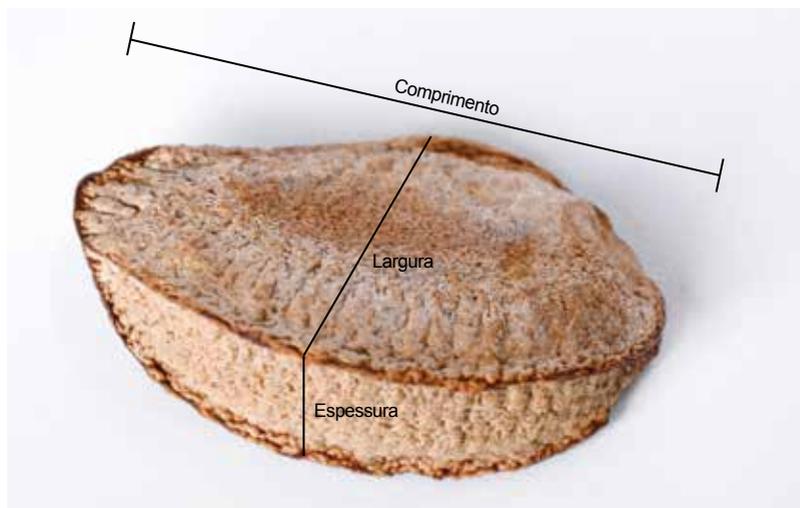


Figura 6. Medição das dimensões da semente.

Para finalizar, classificar as sementes (castanhas) conforme especificações da Portaria Ministerial nº 846 de 8 de novembro de 1976 (BRASIL, 1976). Segundo essa portaria, a castanha-da-amazônia é ordenada em dois grupos: castanha em casca e castanha descascada e beneficiada. A castanha em casca (objeto deste capítulo) é classificada em três subgrupos:

- Natural: produto in natura, sem ter sido submetido a qualquer processo de desidratação artificial, apenas limpo e seco naturalmente.
- Desidratado: produto que foi submetido simplesmente ao processo artificial de desidratação, tendo seu teor de água compreendido entre 11% e 15%, no máximo.
- Desidratado polido: produto que, depois de desidratado, foi submetido ao processo de polimento, objetivando melhoria de sua apresentação e conservação.

A classificação do tamanho das castanhas deve ser feita para o subgrupo castanha em casca natural. Para isso, pesar 453 g de sementes frescas (castanha em casca, limpa e seca naturalmente) e contar o número de sementes dessa amostra. A classificação das sementes será feita com base na Tabela 1, e os dados obtidos devem ser anotados em planilha conforme apresentado no Anexo 3.

Tabela 1. Classificação de castanha-da-amazônia em casca natural ou in natura, segundo Portaria Ministerial n° 846 de novembro de 1976, do Mapa.

Classe	Quantidade de castanhas em 453 g
Extragrande (extra-large)	Menos de 36 castanhas
Grande (large)	De 36 a 40 castanhas
Semigrande (weak-large)	De 41 a 45 castanhas
Extramédia (extra-medium)	De 46 a 50 castanhas
Média (medium)	De 51 a 58 castanhas
Pequena (small)	Mais de 58 castanhas

Fonte: Brasil (1976).

Cálculo do teor de água de frutos e sementes

Para obter o teor de água dos frutos e sementes da castanheira-da-amazônia, é necessário coletar, no momento da quebra dos frutos, uma parte (amostra) do pericarpo (carapaça) do fruto e uma amostra de dez sementes (pode ser as mesmas utilizadas para coleta de dados biométricos) acondicionando-os em saco plástico bem vedado para registro, em laboratório, do peso da massa fresca e depois peso da massa seca em estufa.

As amostras coletadas serão identificadas e levadas para laboratório, onde serão pesadas (peso da massa fresca) e colocadas para secar em estufa a 70 °C até atingir o peso constante. Com base no peso da massa seca das amostras, será procedido o cálculo do teor de água, conforme Equação 1:

$$\text{Teor de água (\%)} = \frac{(P - p) \times 100}{P - t} \quad (\text{Equação 1})$$

em que

P = peso inicial do recipiente + sementes úmidas.

p = peso final do recipiente + sementes secas.

t = tara do recipiente.

Referências

ANDRADE, R. G. A. **Classificação das castanhas do Brasil por origem e seleção de suas amêndoas utilizando visão computacional.** 2010. 88 f. Dissertação (Mestrado em Engenharia Elétrica) – Universidade de São Paulo, São Carlos.

BRASIL. Portaria n 846, de 8 de novembro de 1976. **Diário Oficial [da] República Federativa do Brasil**, Brasília, DF, 8 nov. 1976. Disponível em: <<http://www.bmcs.com.br/legislacao/27-capa.pdf>>. Acesso em: 10 jun. 2016.

Anexo 2. Planilha de campo para coleta de dados da biometria das sementes.

Instituição: _____		Espécie: _____		Data: ___/___/___			
Responsável: _____		Local: _____					
ID árvore ⁽¹⁾	Fruto	Número sementes	Semente	Espessura	Altura	Largura	Observação
				Semente			
			1				
			2				
			3				
			4				
			5				
			6				
			7				
			8				
			9				
			10				
			1				
			2				
			3				
			4				
			5				
			6				
			7				
			8				
			9				
			10				
			1				
			2				
			3				
			4				
			5				
			6				
			7				
			8				
			9				
			10				

⁽¹⁾ ID Árvore = identificação da árvore (número ou código fixado no tronco).

Biometria de frutos e sementes de andiroba (*Carapa guianensis* Aubl.)

Ana Cláudia Lira-Guedes
Emanuelle Raiol Pinto
Gabrielly Guabiraba-Ribeiro
Kézia Pereira da Silva

Introdução

A caracterização biométrica de frutos e sementes pode auxiliar no entendimento do processo de germinação, vigor, armazenamento, viabilidade e métodos de propagação das espécies. Além disso, fornece subsídios para diferenciar espécies e caracterizar aspectos ecológicos da planta, como a dispersão, o estabelecimento de plântulas e a fase da sucessão ecológica (MATHEUS; LOPES, 2007).

As sementes são alguns dos principais produtos florestais não madeireiros (PFNMs) apreciados para consumo e comercialização na Amazônia. Do ponto de vista biológico, o tamanho das sementes pode estar relacionado com a produção, e normalmente é um critério de seleção bastante comum para eleger esse tipo de material vegetativo. No caso das andirobeiras, o óleo extraído de suas sementes é um dos PFNMs de alto valor socioeconômico na região norte (BOUFLEUER et al., 2003; FREIRE et al., 2006; LIRA-GUEDES, 2012), e há indícios de que sementes maiores podem apresentar maior rendimento na extração do óleo, embora Mendonça e Ferraz (2006) levantam a hipótese de ser o contrário.

As andirobeiras (*Carapa guianensis* Aubl.) são árvores de dossel e subdossel, podem atingir até 55 m de altura (FERRAZ et al., 2002, 2003), e são encontradas na América do Sul: Brasil, Colômbia, Equador, Guiana Francesa, Guiana, Peru, Suriname, Venezuela; no Caribe: Cuba, República Dominicana, Guadalupe, Granada, Martinica, Trinidad e Tabago; e na América Central, ao longo da costa caribenha de Belize, Costa Rica, Guatemala, Honduras, Nicarágua, Panamá (KENFACK, 2011).

A espécie é monoica, com flores unissexuais e frutos do tipo cápsula globosa. Cada fruto pode apresentar de 4 a 6 valvas, pesando entre 90 g e 540 g (FERRAZ et al., 2003), podendo conter de 4 a 16 sementes (BOUFLEUER, 2001), que apresentam forma poligonal e irregular (RAPOSO et al., 2003). Apesar da variação de forma que as sementes apresentam, é possível observar dois padrões: as arredondadas, que são aquelas localizadas nas extremidades das valvas; e as achatadas, localizadas no centro das valvas. Além da variação de formas, Ferraz et al. (2002) citam uma grande variação em tamanho, inclusive dentro de um mesmo fruto.

De um modo geral, as espécies arbóreas tropicais apresentam diferenças marcantes quanto ao tamanho de seus frutos, número e tamanho das sementes. Entretanto, são poucos os estudos referentes à biometria de frutos e sementes das espécies que possuem apenas uso madeireiro ou de espécies pouco utilizadas comercialmente (ARAÚJO, 2009). Esse parece ser o caso da andirobeira. Mesmo sendo uma espécie de grande importância para os amazônidas por seu uso madeireiro e medicinal, ainda é incipiente o conhecimento sobre a biometria de suas sementes e/ou frutos (LIMA, 2010; PANTOJA, 2007).

Embora exista um manual conhecido como Regras para Análise de Sementes (RAS), que disponibiliza métodos para análise de sementes, abordando inclusive a metodologia para se trabalhar com sementes florestais, é importante que se dê uma atenção especial para a andiroba. Por se tratar de uma espécie arbórea de porte médio a alto, apresentando frutos grandes, a coleta de frutos e sementes de acordo com essa metodologia padrão é inviável. Essa inviabilidade se torna mais acentuada quando se trata de floresta de várzea.

No âmbito da Rede Kamukaia, houve, exaustivamente, coleta de frutos e sementes de andiroba com o intuito de obter dados consistentes para essa espécie. Dessa forma, o objetivo deste capítulo é apresentar a metodologia definida para avaliação biométrica de frutos e sementes de andiroba.

Metodologia

Biometria do fruto

Para a realização da biometria dos frutos de andiroba, primeiramente deve-se realizar a coleta diretamente na copa das árvores, pois, quando os frutos caem ao chão, abrem-se com o impacto da queda (Figura 1A), tornando-se inadequado para obtenção das reais dimensões (Figura 1B). Lembrando que é importante que seja realizada a coleta de frutos maduros ou, pelo menos, próximo à maturação.

De acordo com Guabiraba-Ribeiro (2014), fruto maduro de andiroba é aquele com epicarpo marrom-ferrugíneo, protuberâncias salientes presentes no centro das valvas e glândulas nectaríferas marrons (nos frutos verdes, essas glândulas são verdes e avermelhadas).

A amostragem dos frutos deve ser feita em pelo menos dez árvores da parcela permanente, coletando-se, no mínimo, dez frutos em cada andirobeira. Após a coleta, os frutos devem ser acondicionados em sacos plásticos resistentes; etiquetados com data, local da coleta e número da andirobeira (ver Capítulo 1 deste Guia); e encaminhados ao laboratório, onde são realizadas limpezas com esponja macia e úmida, se houver necessidade. Após a limpeza dos frutos, é feita a pesagem em balança analítica (Figura 2).

Foto: Adelson Rocha Dantas



Foto: Emanuelle Raiol Pinto

Figura 1. Biometria do fruto: fruto de andiroba aberto pela queda (A); fruto de andiroba inadequado para biometria por não estar intacto (B).

Foto: Emanuelle Raiol Pinto



Figura 2. Pesagem do fruto de andiroba em balança analítica.

Com o auxílio de um paquímetro, obter as dimensões de largura medindo a região central do fruto (Figura 3A), e do comprimento a partir da medida da distância entre o ápice e a base do fruto (Figura 3B).

Fotos: Emanuele Raiol Pinto

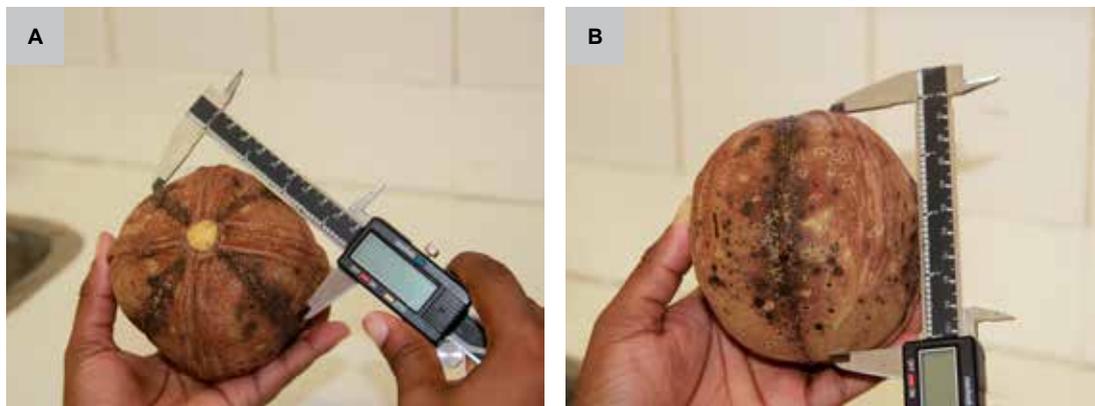


Figura 3. Dimensões do fruto de andiroba: medição da largura (A); medição do comprimento (B).

Para obtenção do peso seco e do teor de água do fruto, secar os frutos em estufa de circulação forçada de ar, utilizando metade da amostra (pelo menos cinco frutos). A outra metade da amostra deve ser destinada para biometria de sementes.

Biometria da semente

Para a biometria das sementes, coletar uma amostra de, no mínimo, 50 sementes na área de projeção da copa (sugere-se que a coleta seja feita nas mesmas árvores utilizadas para a biometria dos frutos). As sementes devem ser acondicionadas em sacos plásticos resistentes, devidamente etiquetados com data, local da coleta e número da andirobeira (Figura 4), e transportadas ao laboratório para triagem e lavagem.

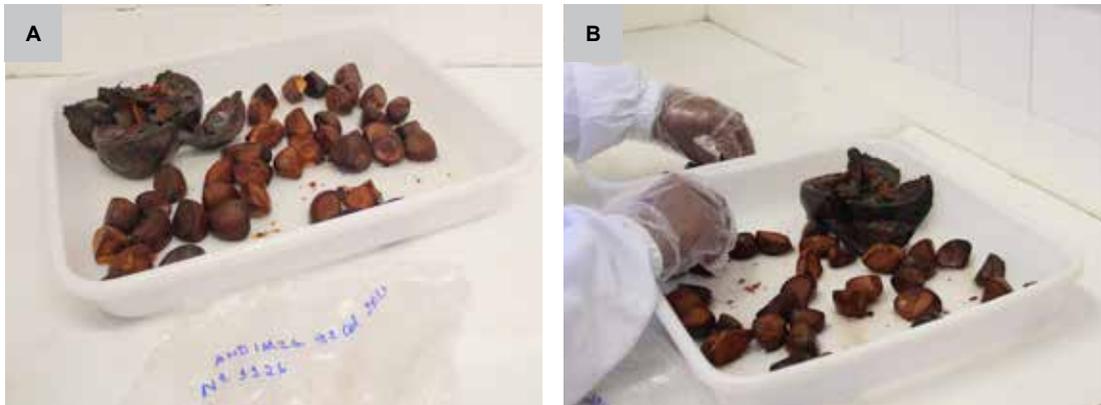
A triagem é feita colocando as sementes, de cada saco, em uma bandeja plástica branca de aproximadamente 20 cm x 40 cm (Figura 5A), separando as sementes sadias, das danificadas (Figura 5B). São consideradas sementes sadias aquelas sem nenhum tipo de orifício, rachadura ou danos. As sementes danificadas são aquelas que apresentam orifícios, partes quebradas ou evidente sinal de ataque por larvas ou por qualquer outro animal.

As sementes sadias de cada andirobeira devem ser lavadas em água corrente (Figura 6A) e dispostas em papel absorvente (Figura 6B) para retirada do excesso de água. Posteriormente, pesar cada semente para obtenção da massa fresca, usando balança de precisão de 0,0001 g (Figura 7).



Foto: Emanuelle Raiol Pinto

Figura 4. Amostras de sementes de andiroba recém-chegadas ao laboratório.



Fotos: Emanuelle Raiol Pinto

Figura 5. Triagem de sementes: sementes isoladas e outras ainda dentro do fruto distribuídas em bandeja plástica (A); sementes de andiroba em processo de triagem (B).

Após esse procedimento, as sementes devem ser mensuradas, com auxílio de paquímetro analógico ou digital. As sementes de andiroba não apresentam um padrão específico de forma. As sementes que ficam na extremidade do fruto são mais arredondadas, e as que ficam no meio são mais achatadas (Figura 8).

Diante disso, são obtidas três dimensões para as sementes, tendo como referencial a micrópila. Micrópila é uma abertura na semente onde os tegumentos não se fecham

Fotos: Emanuelle Raiol Pinto



Figura 6. Processo de lavagem: lavagem das sementes de andiroba em água corrente (A); retirada do excesso de água das sementes com papel absorvente (B).

Foto: Emanuelle Raiol Pinto



Figura 7. Obtenção de massa fresca de semente de andiroba.

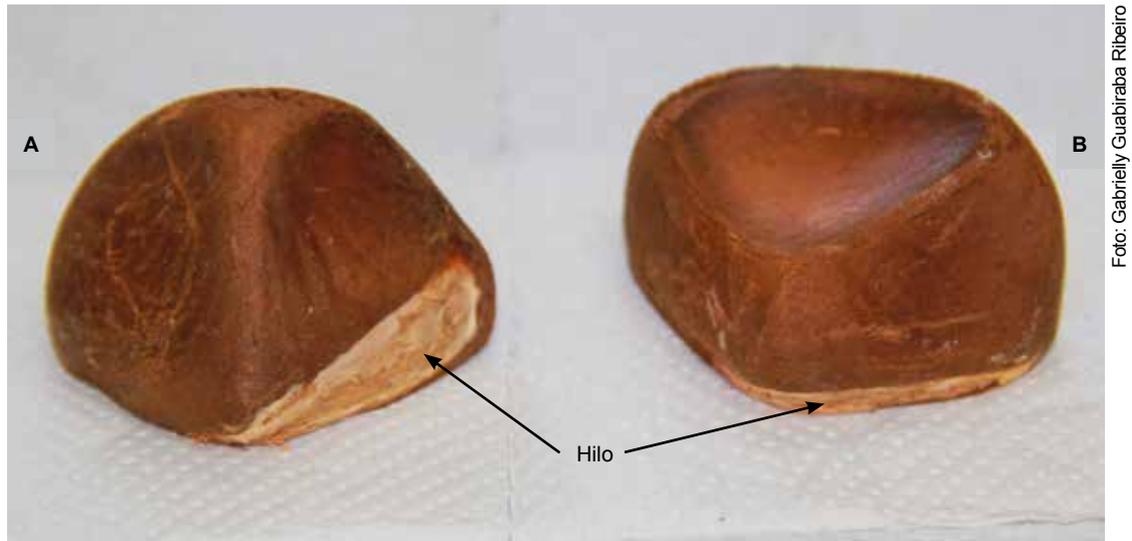


Foto: Gabrielly Guabiraba Ribeiro

Figura 8. Formato das sementes de andiroba conforme posição dentro do fruto: semente da extremidade do fruto (A); semente do meio do fruto (B).

completamente, caracterizada, geralmente, por um orifício que fica próximo ao hilo (CAMARGO et al., 2008).

O comprimento da semente é obtido medindo a maior dimensão oposta à micrópila (Figuras 9A e 9B). A largura é a maior dimensão, perpendicular ao comprimento (Figuras 9C e 9D). A espessura é a menor dimensão, perpendicular ao comprimento (Figura 9E), que na semente achatada é a porção dorsal ao hilo (Figura 9F).

Teor de água dos frutos e das sementes

Para obtenção do teor de água dos frutos e sementes, eles devem ser secos em estufa com circulação forçada de ar, a temperatura de 60 °C até peso constante. Primeiramente, deve-se regular a temperatura da estufa, em seguida colocar os frutos e as sementes de cada árvore, separadamente, em bandejas de alumínio. A permanência na estufa deve se dar até o peso constante, significando que toda a água do fruto foi perdida. Para verificar se o material está com o peso constante, a cada dia, o material deve ser pesado até que o peso estabilize, obtendo assim o peso seco.

O teor de água é calculado com base no peso úmido, aplicando a Equação 1:

$$\text{Teor de água (\%)} = \frac{P - p}{P} \times 100 \quad (\text{Equação 1})$$

em que P é o peso úmido e p é o peso seco.

Fotos: Emanuelle Raiol Pinto

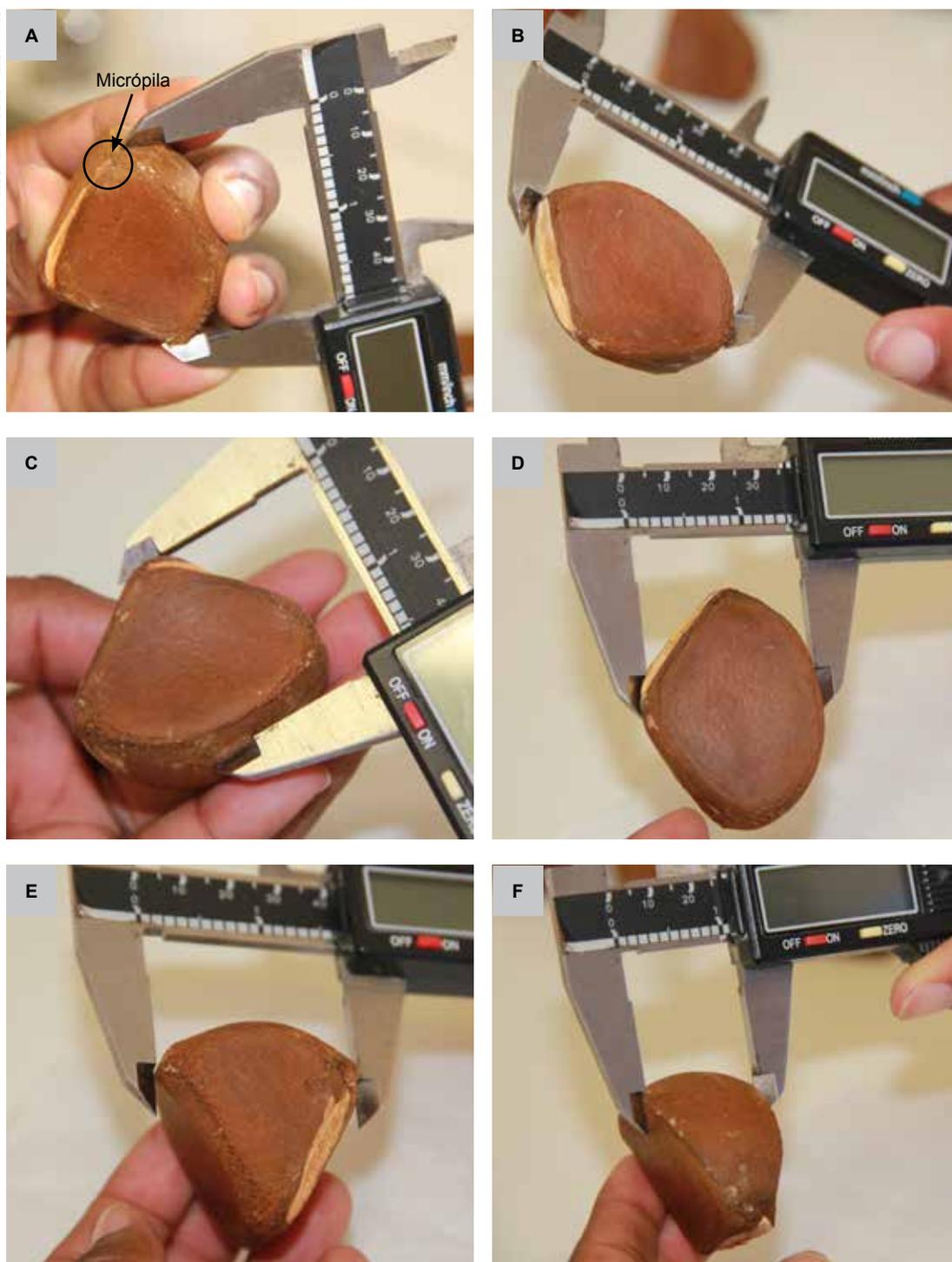


Figura 9. Semente de andiroba: medição do comprimento, mais arredondada (A) e mais achatada (B); medição da largura, mais arredondada (C) e mais achatada (D); medição da espessura, mais arredondada (E) e mais achatada (F).

Referências

- ARAÚJO, R. R. **Fenologia e morfologia de plantas e biometria de frutos e sementes de muricizeiro (*Byrsonima verbascifolia* L. D C.) do Tabuleiro Costeiro de Alagoas**. 2009. 89 f. Dissertação (Mestrado em Fitotecnia) – Universidade Federal Rural do Semi-Árido, Mossoró.
- BOUFLEUER, N. T. **Subsídios técnicos para elaboração do plano de manejo da andiroba (*Carapa guianensis* Aublet) no Estado do Acre**. 2001. 38 f. Rio Branco: [s.n.], 2001. Relatório final.
- BOUFLEUER, N. T.; LACERDA, C. M. B.; KAGEYAMA, P. Y.; OLIVEIRA, A. M. A. Usos do óleo de *Carapa guianensis* Aubl. (andiroba) por comunidades tradicionais do alto e médio Rio Gregório, Tarauacá-Acre. In: CONGRESSO NACIONAL DE BOTÂNICA, 54., 2003, Belém, PA. **Resumos...** Belém, PA: Sociedade Nacional de Botânica, 2003. p. 34-35.
- CAMARGO, J. L. C.; FERRAZ, I. D. K.; MESQUITA, M. R.; SANTOS, B. A.; BRUM, H. D. **Guia de propágulos e plântulas da Amazônia**. Manaus: Inpa, 2008. 168 p.
- FERRAZ, I. D. K.; CAMARGO, J. L. C.; SAMPAIO, P. T. B. Andiroba: *Carapa guianensis* Aubl. e *Carapa procera* D.C - Meliaceae. Manaus: Inpa, 2003. 6p. (Manual de sementes da Amazônia, 1).
- FERRAZ, I. D. K.; CAMARGO, J. L. C.; SAMPAIO, P. T. B. Sementes e plântulas de andiroba (*Carapa guianensis* Aubl. e *Carapa procera* DC.): aspectos botânicos, ecológicos e tecnológicos. **Acta Amazonica**, v. 32, n. 4, p. 647-661, 2002.
- FREIRE, D. C. B.; BRITO-FILHA, C. R. C.; ZILSE, G. A. C. Efeito dos óleos vegetais de andiroba (*Carapa* sp.) e copaíba (*Copaifera* sp.) sobre forídeo, pragas de colmeias, (Diptera: Phoridae) na Amazônia Central. **Acta Amazonica**, v. 36, n. 3, p. 365-368, 2006.
- GUABIRABA-RIBEIRO, G. **Morfologia de propágulos e regeneração natural de árvores de várzea exploradas no estuário amazônico: virola, andiroba e macacaúba**. 2014. 104 f. Dissertação (Mestrado em Biodiversidade Tropical) – Universidade Federal do Amapá, Macapá.
- KENFACK, D. A. Synoptic Revision of *Carapa* (Meliaceae). **Harvard Papers in Botany**, v. 16, n. 2, p. 171-231, 2011.
- LIMA, A. S. **Produção, biometria e germinação de andirobeiras (*Carapa* spp.) da APA da Fazendinha**. 2010. 54 f. Monografia (Graduação em Engenharia Florestal) – Universidade do Estado do Amapá, Macapá.
- LIRA-GUEDES, A. C. **Levantamento e análise dos dados de comercialização de produtos florestais não madeireiros em feira do produtor e em farmácias de manipulação e que comercializam produtos naturais**. Macapá: Embrapa Amapá, 2012. 62 p. Relatório de trabalho do estágio probatório.
- MATHEUS, M. T.; LOPES, J. C. Morfologia de frutos, sementes e plântulas e germinação de sementes de *Erythrina variegata* L. **Revista Brasileira de Sementes**, v. 29, n. 3, p. 8-17, 2007.
- MENDONÇA, A. P.; FERRAZ, I. D. K. Efeito do dessecamento de sementes de andiroba (*Carapa procera* D.C. e *Carapa guianensis* Aubl.) sobre o rendimento do óleo pelo método extração tradicional no Estado do Amazonas. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE PLANTAS OLEAGINOSAS, ÓLEOS, GORDURAS E BIODIESEL – “BIODIESEL: EVOLUÇÃO TECNOLÓGICA E QUALIDADE”, 3., 2006, Lavras. **Anais...** Lavras: Ed. da Ufla, 2006. p. 722-726.
- PANTOJA, T. F. **Descrição morfológica e análise da variabilidade genética para caracteres de frutos, sementes e processo germinativo associado à produtividade de óleo em matrizes de *Carapa guianensis* Aublet., uma Meliaceae da Amazônia**. 2007. 82 f. Dissertação (Mestrado em Genética e Melhoramento de Plantas) – Universidade Estadual Paulista, São Paulo.
- RAPOSO, A.; SILVA, J. M. M.; SOUSA, J. A. Estudos fenológicos de andiroba (*Carapa guianensis*) no município de Rio Branco-AC. In: CONGRESSO NACIONAL DE BOTÂNICA, 54., 2003, Belém. **Anais...** Belém: Sociedade Nacional de Botânica, 2003. p. 121-123.

Avaliação da predação de sementes de andirobeiras e registro de *Hypsipyla* spp.

Ana Cláudia Lira-Guedes
Cristiane Ramos de Jesus-Barros

Introdução

A andirobeira (*Carapa guianensis* Aublet., Meliaceae) é uma espécie encontrada na Amazônia, tanto em floresta de várzea como de terra firme. É uma árvore de grande porte, que pode atingir até 55 m. O fruto, que pode chegar a 540 g, é uma cápsula globosa, apresentando quatro valvas. Contém de 1 a 16 sementes, que variam de forma e tamanho, pesam entre 1 g e 70 g e medem entre 1 cm e 6 cm de comprimento (FERRAZ et al., 2003).

É uma espécie de uso múltiplo, utilizada como planta medicinal ou para fim madeireiro. Seu principal produto florestal não madeireiro (PFNM) é o óleo extraído de suas sementes, que possui propriedades medicinais e repelentes (BOUFLEUER et al., 2003; FREIRE et al., 2006). O óleo de andiroba vem sendo muito utilizado na indústria farmacêutica e cosmética, e, por isso, a extração desse óleo tem se destacado como uma atividade alternativa para os amazônidas, já que além de gerar lucro, ainda mantém a floresta em pé (FORGET et al., 2009; LIRA-GUEDES, 2012).

No entanto, ao se planejar a extração do óleo de andiroba, é importante considerar a predação de suas sementes, causada principalmente pela broca-da-andiroba. As lagartas (Figura 1A) de mariposas do gênero *Hypsipyla* (Lepidoptera: Pyralidae) (Figura 1B) alimentam-se dos cotilédones da semente, restando apenas o tegumento perfurado, inviabilizando o uso para a extração do óleo (BECKER, 1971; JORDÃO; SILVA, 2006).

As fêmeas depositam seus ovos em frutos ainda em formação. Após a eclosão, as lagartas iniciam a alimentação. É possível observar diferenças na coloração das lagartas. Em geral, as lagartas de *H. ferrealis* são brancas, levemente acinzentadas e, no último estágio, adquirem tonalidade rósea. Já as lagartas de *H. grandella* apresentam coloração rósea e, nos últimos instares, tornam-se azuladas (Figura 1A) (GALLO et al., 2002). Antes de formar o casulo, constroem uma câmara pupal em um dos ângulos internos de uma aresta ou vértice da semente, sendo esta tão rígida quanto o tegumento da semente (BEKER, 1971).

As maiores infestações ocorrem, normalmente, no início e final do período da queda de frutos, em função da menor disponibilidade de recurso alimentar para *Hypsipyla* spp., cujas populações já estão presentes na área (JESUS-BARROS et al., 2014).



Figura 1. Fases de *Hypsipyla* spp.: lagartas alimentando-se de sementes de andiroba (A); mariposas (B).

Diante do exposto, fica claro que as lagartas dos piralídeos *Hypsipyla grandella* Zeller e *H. ferrealis* Hampson são as principais pragas de sementes de andiroba, já que, de acordo com a FAO (1997), praga é qualquer espécie, variedade ou biótipo de vegetal, animal ou agente patogênico prejudicial aos vegetais ou aos produtos destes.

Além de atacar as sementes, *H. grandella* pode se desenvolver no interior dos ponteiros das plantas, em galerias longitudinais, prejudicando o crescimento das andirobeiras jovens. Essa espécie também ataca o meristema apical de outras plantas da família Meliaceae, como o cedro (*Cedrela odorata* L.) e o mogno (*Swietenia macrophylla* King), e pode inviabilizar completamente plantios homogêneos dessas espécies (GRIFFITHS, 1996).

Mesmo em se tratando de uma praga, o conhecimento sobre a predação de sementes por espécies de *Hypsipyla* ainda é incipiente. Em Manaus, Pinto (2007) avaliou os danos causados por insetos em sementes de *C. guianensis*, na reserva florestal Adolpho Ducke, e registrou um percentual de predação de 60,39% atribuído à ocorrência de *H. grandella* e *H. ferrealis*. Em Roraima, Querino et al. (2008) registraram a predação por *H. ferrealis* e constataram que a maioria dos orifícios efetuados pela lagarta foram registrados nas laterais das sementes, ocasionando perdas do endosperma. No Amapá, Guedes et al. (2008), estudando a produção de sementes de andiroba em área de várzea, relatam que 42% da produção total de sementes foi

representada por sementes deterioradas e que a maioria destas sofreu ataque de *H. ferrealis*. Lima (2010), também estudando andirobeiras de várzea no Amapá, registrou um percentual de predação por *Hypsipyla* sp. em torno de 47%. Ainda no Amapá, Jesus-Barros et al. (2014) constataram que as perdas na produção de andiroba pelo ataque de *H. ferrealis* e *H. grandella* em ambiente de várzea foi de 47% e em terra firme 45%. Em Floresta Ombrófila Densa no Pará, Pena (2007) constatou uma predação de 19,9% de sementes de andiroba.

Embora existam outras espécies de artrópodes que possam emergir das sementes de andiroba, no Estado do Amapá, nenhum outro parece comprometer tanto o aproveitamento delas como as lagartas de *Hypsipyla* spp. Ao se propor o manejo de andirobeiras voltado para a produção do óleo, a ocorrência de *H. ferrealis* e *H. grandella* deve ser vista como um fator limitante, já que as sementes predadas por essas espécies ficam inutilizadas, por causa da voracidade com que as lagartas se alimentam dessas sementes.

Assim, este capítulo tem como objetivo demonstrar a metodologia utilizada para avaliação da taxa de predação de sementes de andiroba e registro de *H. grandella* e *H. ferrealis*.

Metodologia

Após determinada a área de estudo, deve-se identificar as andirobeiras produtivas do local. Em cada ocasião de amostragem e em cada andirobeira, devem ser coletadas todas as sementes e/ou os frutos depositados no solo sob a projeção da copa (Figura 2A). No caso de andirobeiras de florestas de várzea, é necessário cercar a área de projeção da copa ou alocar coletores suspensos do chão para evitar que as águas provenientes do transbordamento do rio possam movimentar as sementes, impossibilitando o registro exato da matriz selecionada (ver detalhes no Capítulo 3 deste Guia). As sementes e/ou os frutos devem ser acondicionados em sacos plásticos (Figura 2B), devidamente etiquetados (data, local da

Foto: Kézia Pereira da Silva



Foto: Saron Felipe Silva do Carmo

Figura 2. Sementes de andiroba: coleta de sementes e/ou frutos (A); amostras de sementes embaladas em saco plástico (B).

coleta e número da planta), de acordo com cada matriz, e conduzidos ao laboratório para posterior triagem.

Em laboratório, o conteúdo de cada amostra deve ser depositado em bandeja branca de plástico (20 cm x 40 cm) (Figura 3A) para separação das sementes em sadias (Figura 3B) e predadas (Figura 3C).

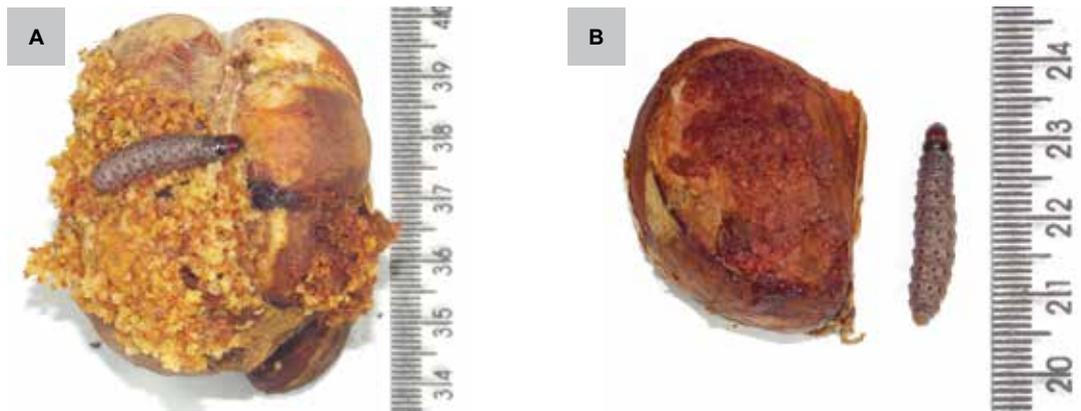
São consideradas sementes sadias aquelas sem nenhum tipo de orifício (Figura 3B) e predadas aquelas que apresentam orifícios, partes quebradas ou evidente sinal de ataque por lagartas (Figura 3C).

Fotos: Marciane Furtado Freitas



Figura 3. Seleção de sementes de andiroba: sementes e frutos dispostos em bandeja de plástico para triagem (A); sementes sadias (B); sementes predadas (C).

Essa triagem deve ser feita o mais breve possível, para evitar que as lagartas saiam das sementes brocadas (Figura 4) e ataquem as sadias ou, até mesmo, escapem, perfurando o saco plástico.



Fotos: Marciane Furtado Freitas

Figura 4. Fruto (A) e semente (B) de andirobeira predados por lagartas de *Hypsipyla* sp.

As sementes sadias devem ser destinadas à avaliação da produção de cada andirobeira. Para isso, é necessário que sejam contadas, lavadas, pesadas (peso 1) e acondicionadas em estufa de secagem a 65 °C até o peso constante (peso 2), evidenciando que toda a água foi perdida (ver detalhes no Capítulo 3 deste Guia).

As sementes predadas de uma mesma amostra também deverão ser quantificadas e colocadas em bandejas de plástico cobertas com tecido do tipo organza, preso por ligas de borracha. Em caso de pequenas amostras, podem ser utilizados frascos de plástico transparente (Figura 5A) cobertos com organza e presos por ligas de borracha (Figura 5B). Esses recipientes são dispostos em prateleiras de metal e mantidos em temperatura ambiente ou em sala climatizada (26 °C; 80% U.R.; 12 horas) (Figura 5B).

Foto: Sarron Felipe Silva do Carmo



Foto: Bruna Rocha de Oliveira

Figura 5. Armazenamento de sementes: sementes predadas de andiroba acondicionadas em frasco de plástico transparente (A); frascos dispostos em sala com temperatura ambiente (B).

A taxa de predação é determinada pelo quociente entre o número de sementes predadas e o número de sementes coletadas, multiplicado por 100 (Equação 1):

$$Tp = \frac{Np}{Ns} \times 100 \quad (\text{Equação 1})$$

em que

Tp = Taxa de predação.

Np = Quantidade de sementes predadas.

Ns = Quantidade total de sementes coletadas.

A cada três dias, os recipientes contendo as sementes predadas, devem ser inspecionados para detecção de pupas e possíveis insetos adultos. Em condições naturais, esse processo pode se estender por até 30 dias, dependendo da idade da larva na semente. Em condições controladas, a emergência pode ocorrer em até 20 dias.

As mariposas emergidas devem ser retiradas do recipiente e mortas por constrição do tórax. Insetos de outras ordens que, eventualmente, emergirem devem ser mortos em frasco mortífero, contendo éter. Posteriormente, os insetos devem ser montados em alfinete entomológico e levados à estufa (50 °C) para secagem, por aproximadamente 5 dias. Após a secagem, devem ser armazenados em caixa entomológica para conservação.

As espécies de *Hypsipyla* são diferenciadas, com base na coloração do segundo par de asas. *H. grandella* (Figura 6A) distingue-se de *H. ferrealis* pelas asas posteriores hialinas prateadas, enquanto a *H. ferrealis* (Figura 6B) possui asas posteriores cinza.

Foto: Emanuelle Raíol Pinto



Figura 6. *Hypsipyla* spp.: *Hypsipyla grandella* (A); *Hypsipyla ferrealis* (B).

No Estado do Amapá, *H. ferrealis* é a espécie mais abundante tanto em ambiente de várzea quanto em terra-firme. Além dela, houve registro de *Phanerotoma* sp. (Hymenoptera: Braconidae). Trata-se de um parasitoide de lagartas e pupas de *H. grandella* e *H. ferrealis*. Nesse caso, os insetos devem ser acondicionados em frascos, contendo álcool a 70% e encaminhados a especialistas para confirmar sua identificação.

Após a emergência de todos os insetos de cada ocasião de amostragem, o material restante nas bandejas deve ser esterilizado em estufa (105 °C por 2 horas) e descartado.

Referências

- BECKER, V. O. Microlepidópteros que vivem nas essências florestais no Brasil. **Revista Floresta**, v. 3, n. 1, p. 85-90, 1971.
- BOUFLEUER, N. T.; LACERDA, C. M. B.; KAGEYAMA, P. Y.; OLIVEIRA, A. M. A. Usos do óleo de *Carapa guianensis* Aubl. (andiroba) por comunidades tradicionais do alto e médio Rio Gregório, Tarauacá-Acre. In: CONGRESSO NACIONAL DE BOTÂNICA, 54., 2003, Belém, PA. **Resumos...** Belém, PA: Sociedade Nacional de Botânica, 2003. p. 34-35.
- FAO. **International plant protection convention**. Roma, 1997. New revised text approved by the FAO Roma. Disponível em: <http://www.opbw.org/int_inst/env_docs/1997IPPC-TEXT.pdf>. Acesso em: 4 jun. 2013.
- FERRAZ, I. D. K.; CAMARGO, J. L. C.; SAMPAIO, P. T. B. Andiroba *Carapa guianensis* Aubl. e *Carapa procera* D. C - MELIACEAE. Manaus: Inpa, 2003. 6p. (Manual de sementes da Amazônia, 1).
- FORGET, P. M.; PONCY, O.; THOMAS, R. S.; HAMMOND, D. S.; KENFACK, D. A new species of *Carapa* (Meliaceae) from Central Guyana. **Brittonia**, v. 61, n. 4, p. 366-374, 2009.
- FREIRE, D. C. B.; BRITO-FILHA, C. R. C.; ZILSE, G. A. C. Efeito dos óleos vegetais de andiroba (*Carapa* sp.) e copaíba (*Copaifera* sp.) sobre forídeo, pragas de colméias, (Diptera: Phoridae) na Amazônia Central. **Acta Amazonica**, v. 36, n. 3, p. 365-368, 2006.
- GALLO, D.; NAKANO, N.; SILVEIRA NETO, S.; CARVALHO, R. P. L.; BAPTISTA, G. C.; BERTI FILHO, E.; PARRA, J. R. P.; ZUCCHI, R. A.; ALVES, S. B.; VENDRAMIM, J. D.; MARCHINI, L. C.; LOPES J. R. S.; OMOTO, C. **Entomologia agrícola**. Piracicaba: Fundação de Estudos Agrários Luiz de Queiroz, 2002. 920 p.
- GRIFFITHS, M. W. The biology and ecology of *Hypsipyla* shoot borers. In: INTERNATIONAL WORKSHOP HELD AT KANDY, 1996, Sri Lanka. **Proceedings...** Canberra: Australian Centre for International Agricultural Research, 1996. p. 74-80.
- GUEDES, M. C. SOUTO, E. B.; CORREA, C.; GOMES, H. S. R. Produção de sementes e óleo de andiroba em área de várzea do Amapá. In: SEMINÁRIO DO PROJETO KAMUKAIA, MANEJO SUSTENTÁVEL DE PRODUTOS FLORESTAIS NÃO MADEIREIROS NA AMAZÔNIA, 1., 2008, Rio Branco. **Anais...** Rio Branco: [s.n.], 2008. p. 111-120.
- JESUS-BARROS, C. R.; LIRA-GUEDES, A. C.; GUEDES, M. C.; CARMO, S. F. S.; RODRIGUES, L. S. **Perdas na produção de sementes de andiroba ocasionadas pela Broca-da-Andiroba (*Hypsipyla* spp.) (Lepidoptera: Pyralidae) no sul do Estado do Amapá**. Macapá: Embrapa Amapá, 2014. (Embrapa Amapá. Comunicado técnico, 133).
- JORDÃO, A. L.; SILVA, R. A. **Guia de pragas agrícolas para manejo integrado no Estado do Amapá**. Ribeirão Preto: Holas, 2006. 130 p.
- LIMA, A. S. **Produção, biometria e germinação de andirobeiras (*Carapa* spp.) da APA da Fazendinha**. 2010. 54 f. Trabalho de Conclusão de Curso (Especialização em Engenharia Florestal) – Universidade do Estado do Amapá, Macapá.

LIRA-GUEDES, A. C. **Levantamento e análise dos dados de comercialização de produtos florestais não madeireiros em feira do produtor e em farmácias de manipulação e que comercializam produtos naturais.** Macapá: Embrapa Amapá, 2012. 62 p. Relatório de trabalho do estágio probatório.

PENA, J. W. P. **Frutificação, produção e predação de sementes de *Carapa guianensis* AUBL. (Meliaceae) na Amazônia Oriental Brasileira.** 2007. 60 f. Dissertação (Mestrado em Ciências Florestais) – Universidade Federal Rural da Amazônia, Belém.

PINTO, A. A. **Avaliação de danos causados por insetos em sementes de andiroba (*Carapa guianensis* Aubl.) e andirobinha (*C. procera*) (Meliaceae) na Reserva Florestal Ducke em Manaus, AM, Brasil.** 2007. 80 f. Dissertação (Mestrado em Ciências Biológicas) – Universidade Federal do Amazonas, Manaus.

QUERINO, R. B.; TONINI, H.; MARSARO JUNIOR, A. L.; TELES, A. S.; COSTA, J. A. M. **Predação de sementes de andiroba (*Carapa* spp.) por *Hypsipyla ferrealis* Hampson (Lepidoptera, Pyralidae) em Roraima.** Boa Vista: Embrapa Roraima, 2008. (Embrapa Roraima. Boletim de pesquisa e desenvolvimento, 5).

Coleta e monitoramento da produção de oleorresina de copaíbas

Karina Martins
Fernanda Lopes da Fonseca
Michelliny Pinheiro de Matos Bentes
Patricia da Costa

Introdução

O gênero *Copaifera* L. pertence à família Fabaceae, subfamília Caesalpinioideae e é formado por 38 espécies e 11 variedades; 33 espécies são encontradas na região tropical da América Latina, quatro na África Ocidental e uma na Malásia (COSTA, 2007). Atualmente, considera-se que 24 espécies e 9 variedades ocorrem no Brasil, sendo 19 dessas espécies endêmicas (COSTA, 2007; MARTINS-DA-SILVA et al., 2008).

Nove espécies de *Copaifera* ocorrem na Floresta Amazônica, a saber, *C. duckei*, *C. glycyarpa*, *C. guyanensis*, *C. martii* var. *martii*, *C. multijuga*, *C. paupera*, *C. piresii*, *C. pubiflora* e *C. reticulata*. Três dessas espécies, *C. guyanensis*, *C. paupera* e *C. pubiflora*, ocorrem também em outros países amazônicos, sendo as seis restantes endêmicas do Brasil. A identificação botânica das espécies amazônicas é difícil, e é feita, na maioria das vezes, segundo características das flores. As características dos frutos são de igual importância, mas estes são dificilmente encontrados em coleções botânicas (PIO CORRÊA, 1984; VEIGA JUNIOR; PINTO, 2002). Na década de 2000, foi publicada uma chave de identificação botânica das espécies amazônicas, que usa como critérios de identificações características de suas folhas, flores e frutos (MARTINS-DA-SILVA et al., 2008).

As espécies desse gênero são conhecidas popularmente como copaíba, copaibeira ou pau d'óleo. O óleo de copaíba, designado como um oleorresina, é um dos produtos florestais não madeireiros de uso medicinal mais conhecido e utilizado na Amazônia, principalmente para o tratamento de inflamações, sendo que não há substituto para essa finalidade (SHANLEY et al., 2005). Esse produto é extraído do tronco de diversas espécies arbóreas do gênero *Copaifera* L. e é utilizado tanto por comunidades locais da Amazônia, como comercializado no mercado nacional e exportado para diversos países. Além da utilização medicinal, o oleorresina de copaíba tem sido utilizado também na elaboração de produtos cosméticos (VEIGA JUNIOR; PINTO, 2002), sendo considerado parte da cesta de produtos da sociobiodiversidade que compõe a renda das famílias extrativistas da Amazônia.

Na Amazônia, há várias instituições atuando com as comunidades extrativistas para implementar a produção de oleorresina de copaíba em sistemas de manejo de uso múltiplo; no

entanto, questões relativas à produtividade e às diferenças entre espécies ainda permanecem sem respostas. O principal entrave dessa produção sustentável é o fornecimento continuado do produto, já que se observa grande variação na quantidade e qualidade do óleo produzido pelas árvores. Ainda é necessário compreender os fatores que interferem na produção e nas características físicas e químicas do oleorresina extraído das espécies ocorrentes em diferentes regiões. O número elevado de espécies, a sobreposição na distribuição geográfica de algumas delas e a dificuldade da correta identificação botânica ainda constituem entraves para a realização de pesquisas sobre o potencial produtivo das espécies.

O oleorresina de copaíba pode ser encontrado em todas as partes da planta, mas acumula-se em grandes quantidades no tronco da árvore, já que fica armazenado em canais secretores longitudinais concêntricos distribuídos em faixas de parênquima do lenho. Os canais secretores se interligam por anastomose, formando uma rede de comunicações (MARTINS-DA-SILVA, 2006). Os extrativistas acreditam que haja uma bolsa ou fenda no tronco de algumas árvores, que ocasiona o acúmulo de oleorresina, entretanto isso ainda não foi comprovado por estudos anatômicos.

Duas variáveis principais devem ser consideradas ao avaliar o potencial produtivo de oleorresina:

- A proporção de árvores efetivamente produtivas na área explorada, já que muitas árvores potencialmente produtoras não produzem oleorresina.
- O volume de oleorresina obtido em um determinado período de tempo após a abertura do furo na árvore.

Por meio de informações sobre a proporção de árvores produtivas e o volume médio de oleorresina por árvore produtiva de uma espécie ou de uma região, é possível estimar o rendimento de uma determinada área de floresta. No entanto, é comum observar uma ampla variação no potencial produtivo das árvores, já que muitas não produzem oleorresina, e outras chegam a produzir de 20 L a 30 L em uma única coleta. Os trabalhos já realizados indicam que há diferenças entre as espécies com relação ao potencial produtivo, entretanto as estimativas diferem muito entre os autores, de 0,23 L (PLOWDEN, 2003) a 3,1 L (MARTINS et al., 2008) por árvore. Muito dessa variação deve-se não somente à variação natural, mas também ao número de árvores amostradas e às estratégias de amostragem e coleta, o que dificulta a comparação entre os estudos e a definição de indicadores de exploração que sejam consistentes para uma dada espécie ou região.

Indicadores consistentes somente serão possíveis com a realização de estudos que utilizem um número elevado de árvores em uma ampla área de ocorrência. Infelizmente, estudos amplos de produção de oleorresina de copaíba são raros, em razão da baixa densidade populacional da espécie, o que dificulta o acesso a um grande número de árvores. Poucos trabalhos

que avaliaram um número elevado de árvores foram publicados até o presente (KLAUBERG et al., 2014; MARTINS et al., 2008, 2013; NEWTON et al., 2011; RIGAMONTE-AZEVEDO et al., 2006). Os dois trabalhos com maior tamanho amostral foram feitos com a espécie *C. paupera* no Estado do Acre. Rigamonte-Azevedo et al. (2006) avaliaram 388 indivíduos nos municípios de Tarauacá e Xapuri, e Martins et al. (2008) estudaram 246 indivíduos nos municípios de Acrelândia, Brasileia e Capixaba. Ambos os trabalhos indicaram que entre 28% e 29% das árvores sadias com diâmetro à altura do peito (DAP) > 35 cm produzem oleorresina e que o volume médio por árvore produtiva foi cerca de 3,10 L por árvore em Martins et al. (2008), e 2,92 L por árvore em Rigamonte-Azevedo et al. (2006). Estudos posteriores indicaram diferenças entre espécies, tanto na proporção de árvores produtivas, como no volume médio de óleo produzido (MARTINS et al., 2013; NEWTON et al., 2011).

Os trabalhos já publicados sobre produção de oleorresina de copaíba indicam que o efeito de variáveis ambientais como relevo, tipo de solo, ambiente florestal e época de coleta (estação seca ou chuvosa) tem se mostrado variável na sua produtividade. Embora alguns estudos tenham mostrado que o diâmetro da árvore influencia no volume de oleorresina produzido, de forma que árvores com diâmetros intermediários (55 cm a 60 cm de DAP) produzem maior quantidade (HERRERO-JÁUREGUI, 2009; PLOWDEN, 2003; SILVA-MEDEIROS; VIEIRA, 2008), há outros estudos em que o DAP não foi significativo para a produção de oleorresina (ALENCAR, 1982; FERREIRA; BRAZ, 2001; MARTINS et al., 2008, 2013; NEWTON et al., 2011; RIGAMONTE-AZEVEDO et al., 2006). Esses resultados mostram que, apesar de o diâmetro ser uma variável importante, não é a única que determina a produção. Outra característica da árvore que parece influenciar negativamente a produção de oleorresina é a presença de ocos, como constatado por Herrero-Jáuregui (2009), Klauberg et al. (2014), Newton et al. (2011), Plowden (2003), Rigamonte-Azevedo et al. (2006) e Silva-Medeiros e Vieira (2008).

As estimativas de produção podem variar ainda em relação ao tipo de manejo para a retirada do oleorresina e do período entre extrações consecutivas. A reextração em uma mesma árvore também deve ser considerada quando se planeja produzir oleorresina de copaíba. Extrações feitas em intervalos semestrais apresentaram resultados variáveis, havendo casos em que as quantidades de oleorresina extraído foram maiores na segunda extração, com declínio da produção na terceira coleta (ALENCAR, 1982). No entanto, os relatos mais frequentes são aqueles em que há queda na produção já na segunda extração ou que é possível extrair apenas na primeira visita (HERRERO-JÁUREGUI, 2009; KLAUBERG et al., 2014; MARTINS et al., 2008, 2013; NEWTON et al., 2011; PLOWDEN, 2003; RIGAMONTE-AZEVEDO et al., 2006; SILVA-MEDEIROS; VIEIRA, 2008). Em *C. multijuga*, Silva-Medeiros; Vieira (2008) constataram que, embora árvores com diâmetros maiores que 40 cm produzam mais na primeira coleta do que árvores entre 30 cm e 40 cm de diâmetro, a queda no volume de oleorresina produzido em uma segunda extração foi maior nas árvores com maiores diâmetros. Ou seja, as árvores menores exibiram maior continuidade na produção de oleorresina.

Métodos de campo

Amostragem

Em razão da grande variação de produção entre árvores, recomenda-se selecionar no mínimo 50 árvores com DAP mínimo de 30 cm a 40 cm e que, preferencialmente, nunca tenham sido exploradas. Todas as árvores amostradas devem ser georreferenciadas e plaqueteadas em campo.

Coleta de dados

Após a seleção das árvores, obter em campo os seguintes dados: DAP, altura total e altura do primeiro galho, forma e posição da copa, fenofase (com flores, frutos ou troca de folhas), presença de ocos, cupins e infestação por lianas no tronco e na copa. Identificar em nível de espécie, quando possível, e coletar material botânico para depósito em herbário. Identificar de acordo com a tipologia popular (quando se aplicar). Anotar também a data da coleta.

Passos para a extração do oleorresina

Materiais necessários para extração

- Trado com 1,20 m de comprimento e $\frac{3}{4}$ de polegada.
- Vasilhame (galão) escuro de 20 L, com tampa e funil para engate.
- Cano de PVC e tampa de $\frac{1}{2}$ polegada ou outro material para tampar o cano.
- Mangueira de borracha com 1,5 m e $\frac{3}{4}$ de polegada.

Procedimento de extração

Com auxílio de um trado, furar a árvore na altura do abdômen (Figura 1A). Girar o trado no sentido horário, perfurando o tronco até que o oleorresina flua. Caso o oleorresina não flua instantaneamente, perfurar no máximo até a metade do diâmetro da árvore.

Imediatamente após o oleorresina fluir, encaixar o cano no furo e afixar a mangueira, conectando o galão (Figura 1B e 1C). Deixar a mangueira na árvore de copaíba por 24 horas, voltando para fazer a medição. Medir o volume de oleorresina extraído com uma proveta (Figura 1D). Naquelas árvores que não produziram, é recomendável voltar após cinco dias, pois, em alguns casos, o escoamento do oleorresina demora mais de 24 horas para ocorrer.

Foto: Patrícia da Costa



Foto: Karina Martins



Foto: Patrícia da Costa



Foto: Karina Martins



Figura 1. Procedimento para coleta de oleoresina e medição do volume de oleoresina coletado: perfuração da árvore (A); encaixe do cano (B); fixação da mangueira (C); medição do volume de oleoresina extraído (D).

Caso deseje levar uma amostra de oleorresina para análises físico-químicas, seguir as recomendações descritas no Capítulo 12 deste Guia.

Fechar o cano com a tampa de PVC ou pedaço de madeira para evitar a entrada de insetos e ataque por patógenos e também possibilitar o acúmulo do oleorresina para novas retiradas.

Análise de dados

Na avaliação do potencial produtivo da copaibeira, dois aspectos devem ser considerados: o número de árvores produtivas e o volume médio de oleorresina obtido a partir de árvores produtoras. Dois limiares de volume podem ser considerados para determinar se uma árvore é efetivamente produtora, qualquer volume produzido (> 0 mL) ou produção superior a 50 mL. Martins et al. (2013) sugerem que esse último limiar é um indicador mais efetivo de produção, pois é menos variável entre árvores e tem importância econômica para o produtor, já que a obtenção de volumes menores pode não ser economicamente viável por causa do tempo gasto para furar uma árvore.

Referências

- ALENCAR J. C. Estudos silviculturais de uma população natural de *Copaifera multijuga* Hayne - Leguminosae, na Amazônia Central. II - Produção de óleo-resina. **Acta Amazonica**, v. 12, n. 1, p. 75-89, 1982.
- COSTA, J. A. S. **Estudos taxonômicos, biosistemáticos e filogenéticos em *Copaifera* L. (Leguminosae – Detarieae) com ênfase nas espécies do Brasil extra-Amazônico**. 2007. 249 f. Tese (Doutorado em Botânica) – Universidade Estadual de Feira de Santana, Feira de Santana.
- FERREIRA, L.; BRAZ, E. M. Avaliação do potencial de extração e comercialização do Óleo-Resina de Copaíba (*Copaifera* spp.). New York: New York Botanic Garden, 2001. (Advances in economic botany).
- HERRERO-JÁUREGUI, C. **Gestión integrada de los recursos forestales en La Amazonía Oriental**: ecología de dos especies de uso múltiple. 2009. 227 f. Tese (Doutorado em Ciências Biológicas) – Universidad Complutense de Madrid, Madrid.
- KLAUBERG, C.; VIDAL, E.; RODRIGUEZ, L. C. E.; DIAZ-BALTEIRO, L. Determining the optimal harvest cycle for copaíba (*Copaifera* spp.) oleoresin production. **Agricultural Systems**, v. 131, p. 116-122, 2014.
- MARTINS, K.; HERRERO-JÁUREGUI, C.; COSTA, P.; TONINI, H.; BENTES-GAMA, M. M.; VIEIRA, A. H.; WADT, L. H. O. Interspecific differences in the oleoresin production of *Copaifera* L. (Fabaceae) in the Amazon rainforest. **Annals of Forest Science**, v. 70, n. 3, p. 319-328, 2013.
- MARTINS, K.; SILVA, M. G. C.; RUIZ, R. C.; ARAÚJO, E. A.; WADT, L. H. O. Produção de oleorresina de copaíba (*Copaifera* spp) no Acre. In: SEMINÁRIO DO PROJETO KAMUKAIA: MANEJO SUSTENTÁVEL DE PRODUTOS FLORESTAIS NÃO-MADEIREIROS NA AMAZÔNIA, 1., 2008, Rio Branco. **Anais...** Rio Branco: Embrapa Acre, 2008. p. 131-141.
- MARTINS-DA-SILVA, R. C. V. **Taxonomia das espécies de *Copaifera* L. (Leguminosae-Caesalpinioideae) ocorrentes na Amazônia brasileira**. 2006. 258 f. Tese (Doutorado) – Universidade Federal do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro.

MARTINS-DA-SILVA, R. C. V.; PEREIRA, J. F.; LIMA, H. C. O gênero *Copaifera* (Leguminosae – Caesalpinioideae) na Amazônia brasileira. **Rodriguésia**, v. 59, n. 3, p. 455-476, 2008.

NEWTON, P.; WATKINSON, A. R.; PERES, C. A. Determinants of yield in a non-timber forest product: Copaifera oleoresin in Amazonian extractive reserves. **Forest Ecology and Management**, v. 261, n. 2, p. 255-264, 2011.

PIO CORRÊA, M. **Dicionário das plantas úteis do Brasil e das exóticas cultivadas**. Brasília, DF: IBDF, 1984. 329 p.

LOWDEN, J. C. Production ecology of copaiba (*Copaifera* spp) oleoresin in the Western Brazilian Amazon. **Economic Botany**, v. 57, n. 4, p. 491-501, 2003.

RIGAMONTE-AZEVEDO, O. C.; WADT, P. G. S.; WADT, L. H. O. Potencial de produção de óleo-resina de copaíba (*Copaifera* spp) de populações naturais do sudoeste da Amazônia. **Revista Árvore**, v. 30, n. 4, p. 583-591, 2006.

SHANLEY, P.; LEITE, A.; ALECHANDRE, A.; RIGAMONTE-AZEVEDO, O. C. Copaíba. In: SHANLEY, P.; MEDINA, G. (Ed.). **Frutíferas e plantas úteis da vida amazônica**. Belém, PA: Cifor, Imazon, 2005. p. 85-94.

SILVA-MEDEIROS, R.; VIEIRA, G. Sustainability of extraction and production of copaíba (*Copaifera multijuga* Hayne) oleoresin in Manaus, AM, Brazil. **Forest Ecology and Management**, v. 256, n. 3, p. 282-288, 2008.

VEIGA JUNIOR, V. F.; PINTO, A. C. O gênero *Copaifera* L. **Química Nova**, v. 25, n. 2, p. 273-286, 2002.

Coleta e envio de amostras para análise de produtos florestais não madeireiros oleaginosos

Andiroba, castanha-da-amazônia e copaíba

Laura Figueiredo Abreu

Introdução

No âmbito da Rede Kamukaia, sementes e óleos de diferentes localidades da região amazônica foram avaliados quanto às suas características físico-químicas e qualidade oxidativa, respectivamente. Contudo, por serem amostras perecíveis e coletadas em unidades de conservação ou parcelas permanentes, seu envio para o laboratório demandou uma logística diferenciada, tendo em vista as grandes distâncias, a dificuldade de acesso e a ausência de serviços como rede elétrica, o saneamento entre outros. Esses fatores normalmente exigem um procedimento prévio de amostragem e armazenamento no campo. Contudo, se eles não forem conduzidos adequadamente, o analito de interesse pode ter suas concentrações e características alteradas, causando desvios nos resultados de análise (KRUG, 2008).

Nesse capítulo, será apresentado um protocolo com orientações para coleta, armazenamento e envio de amostras de produtos florestais não madeireiros (PFNMs) de oleaginosas, que se destinam à realização de análises físico-químicas de caracterização, bem como uma breve abordagem sobre problemas de conservação de amostras de origem vegetal e análises de laboratório.

Esse protocolo foi desenvolvido e validado a partir dos experimentos com três PFMNs, provenientes de espécies oleaginosas bastante estudadas pela Rede Kamukaia: a andiroba, a castanha-da-amazônia e a copaíba. A obtenção de índices de oxidação significativamente abaixo dos limites estabelecidos pela legislação vigente (AGÊNCIA NACIONAL DE VIGILÂNCIA SANITÁRIA, 2005) confirmou que os protocolos, quando devidamente aplicados no campo, são eficientes na manutenção da qualidade de sementes oleaginosas para fins analíticos.

Essas três espécies fornecem produtos oleaginosos com usos diversificados, que atendem tanto aos mercados cosmético e farmacêutico quanto ao alimentício e de combustível (MORAIS; GUTJAHR, 2009; SHANLEY; MEDINA, 2005). Dependendo do objetivo de sua utilização, existem exigências específicas de qualidade e, conseqüentemente, diferentes formas de conservação e avaliação.

Da semente de andiroba obtém-se um dos óleos medicinais mais vendidos na Amazônia. Esse óleo é considerado anti-inflamatório, cicatrizante e repelente de insetos, em razão de um grupo de substâncias denominadas limonoides. Antigamente, também foi muito utilizado como combustível para lâmparas e em movelaria.

As sementes de andiroba são coletadas no solo ou na margem de rios, sendo submetidas a altas cargas de contaminação, umidade e calor, além de serem atacadas por insetos e predadores, resultando constantemente em perdas de qualidade e produtividade. O óleo é obtido de forma artesanal, por cozimento e escoamento por gravidade, ou industrialmente por prensagem. Existem diferenças significativas entre os óleos obtidos por esses dois tipos de processos, principalmente, em relação ao seu índice de acidez. Já em termos de atividade química ou biológica, ainda não existem evidências comprovadas sobre essa diferença.

A castanha-da-amazônia atende principalmente ao setor alimentício e, em menor escala, à indústria cosmética, em virtude das propriedades antioxidantes e hidratantes do seu óleo. É um dos produtos mais tradicionais no extrativismo, com etapas de coleta e beneficiamento bem definidas e de escala variável, contudo, nem sempre eficientes. As longas distâncias para transporte no campo e a época chuvosa submetem as sementes a condições de umidade e temperaturas elevadas, bem como à contaminação por microrganismos do solo. Em razão disso, ainda são frequentes os problemas de deterioração de amêndoas e contaminação por fungos como o *Aspergillus*, que levam à produção de aflatoxinas (SANTOS et al., 2001).

O produto obtido da copaíba é um oleorresina extraído artesanalmente do tronco da copaibeira e muito utilizado nos setores cosmético e farmacêutico. Como o nome indica, o oleorresina é composto por uma fração resinosa, composta por ácidos diterpênicos, e outra de óleo essencial, rico em sesquiterpenos. É considerado bactericida, anti-inflamatório e cicatrizante, e seu óleo essencial é um excelente fixador de perfumes. Chama atenção a visível diferença de cor e consistência entre oleorresinas de diferentes espécies de *Copaifera*, bem como na composição química de seus óleos essenciais. Estudos também revelam que, em períodos distintos de extração, essas diferenças são observadas em óleos obtidos do mesmo indivíduo, sugerindo interferências fisiológicas, ambientais e de manejo (RIGAMONTE-AZEVEDO et al., 2004).

Dessa forma, as amêndoas de andiroba e castanha-da-amazônia devem ser preservadas principalmente quanto à degradação da sua fração lipídica. Pois, para incorporação em produtos cosméticos e farmacêuticos, precisam de estabilidade durante longos períodos de armazenamento. E, quando se trata de uso alimentício, deve-se ter em mente que a oxidação lipídica é facilmente detectada sensorialmente. Já, o oleorresina de copaíba, apesar de ser denominado de óleo, não possui ácidos graxos em sua composição, por isso não está tão susceptível a esse tipo de degradação como a castanha e a andiroba (MENDONÇA; FERRAZ, 2007).

Conceitos básicos sobre alterações microbiológicas, físicas e químicas de produtos de origem vegetal

Produtos de origem vegetal são perecíveis e estão sujeitos a diferentes tipos de alterações microbiológicas, químicas e físicas.

Microrganismos provenientes do solo, do ar, da água e de organismos vivos (animais e humanos) podem contaminar uma amostra causando alterações químicas importantes nos seus componentes principais, como os carboidratos, as proteínas e os lipídios. Essas alterações podem resultar na formação de ácidos e álcoois a partir de carboidratos; peptídios, aminoácidos e aminas biogênicas, a partir da hidrólise de proteínas; e de ácidos graxos livres, a partir de lipídios hidrolizados por enzimas. Dentre as alterações químicas, podem-se citar a oxidação de lipídios, o escurecimento enzimático e não enzimático. As mudanças de cor e textura são os fatores mais importantes de alteração física (AZEREDO, 2004).

No contexto dos PFNMs oleaginosos, pode-se considerar que a deterioração lipídica é a mais crítica. Ela pode ocorrer por dois tipos de reações: hidrolíticas e oxidativas. As reações hidrolíticas ocorrem principalmente por causa da ação de enzimas chamadas lipases, causando a liberação de ácidos graxos livres. As reações oxidativas representam uma sequência complexa de alterações químicas resultantes da interação dos lipídios com o oxigênio, envolvendo a ação de radicais livres, principalmente, hidroperóxidos. Ocorrem em três etapas denominadas de indução, propagação e terminação. Para a fase de coleta e armazenamento de PFNMs oleaginosos, a etapa de indução é a mais crítica, pois marca o início da formação de radicais livres (GUNSTONE; PADLEY, 1997; HILDER, 1997).

Essas alterações podem ser maximizadas tanto pela constituição da matéria-prima em questão, chamados de fatores intrínsecos, quanto pela ação de fatores ambientais, ou fatores extrínsecos. O tipo de ácido graxo predominante em uma amostra é um dos fatores intrínsecos mais importantes. Óleos ricos em insaturações (duplas ligações) são mais susceptíveis à oxidação do que os saturados (gorduras). Os fatores extrínsecos mais comuns são umidade, temperatura, incidência de luz e catalisadores de reação como alguns metais (HILDER, 1997).

Evitando-se, portanto, esses fatores nas etapas de coleta e durante o armazenamento, a oxidação lipídica será dificultada, e, conseqüentemente, a oxidação ocorrerá em velocidade bem reduzida.

Índices de avaliação

As análises mais utilizadas para a determinação preliminar da qualidade de óleos e produtos oleaginosos são as que determinam as suas taxas de oxidação. O início desse

processo é marcado pela quebra dos ácidos graxos, resultando em ácidos livres e aumento da acidez. Já a formação de peróxido de hidrogênio, ocorre a partir da reação do lipídio com o oxigênio do meio. Os produtos desses processos geralmente são determinados pela medição dos chamados índices de acidez e peróxidos (AMERICAN OIL CHEMIST SOCIETY, 1989; GUNSTONE, 2004; LUTRIA, 2004).

O índice de acidez é um dos índices de qualidade de óleos e gorduras que determina o teor de ácidos livres neles. É definido como a quantidade de hidróxido de potássio, em miligramas (mg), que é necessária para neutralizar os ácidos livres presentes em 1 g de óleo ou gordura (mgKOH g^{-1}). A amostra é dissolvida em solvente adequado, e os ácidos presentes são titulados com hidróxido de potássio.

O índice de peróxido é a medida da quantidade de oxigênio quimicamente ligado a um óleo ou gordura na forma de peróxidos, particularmente hidroperóxidos. É um dos parâmetros utilizados para avaliar o grau de oxidação, e aplicável a todos os óleos e gorduras. É definido como o número de miliequivalentes de oxigênio ativo por quilograma de gordura (mEq kg^{-1}). Essa metodologia baseia-se na reação da amostra com iodeto de potássio em uma mistura de clorofórmio e ácido acético glacial, em que o iodo formado pelos peróxidos é determinado por titulação com tiosulfato de sódio.

Recomendações para o controle de alterações durante o armazenamento

Algumas medidas simples podem ser tomadas para retardar ou evitar a ação de agentes internos e externos de deterioração sobre os PFNMs e que podem preservar suas características naturais para posterior avaliação em laboratório. Dentre elas estão a redução do oxigênio circundante, a redução ou eliminação de microrganismos deterioradores, a redução da umidade e o abrigo da luz. Essas ações podem ser conseguidas com auxílio de: processos de coleta que evitem o contato da matéria-prima com superfícies contaminadas; uso de agentes sanificantes; processos de secagem; e uso de sistemas de embalagem com baixa permeabilidade ao oxigênio, à umidade e à radiação ultravioleta.

A seguir estão resumidas algumas recomendações em termos de coleta, pré-tratamento, embalagem, armazenamento e transporte (GUNSTONE; PADLEY, 1997; JOYCE, 1993; O'BRIEN et al., 2000;).

Coleta

Para a coleta de sementes, devem ser evitadas altas variações de umidade, como, por exemplo, misturar sementes secas com úmidas, bem como o contato com superfícies

contaminadas de solo, recipientes e sacos com resíduos de coletas anteriores. Os utensílios de coleta (cestos, caixas, sacos de ráfia e outros) devem ser higienizados e secos após cada atividade de coleta, evitando-se assim proliferação de fungos e contaminação cruzada entre coletas.

Danos físicos, como cortes, rachaduras e esmagamentos, devem ser evitados, para que não haja exposição das sementes ao oxigênio do ar e ativação de enzimas que iniciam os processos de oxidação.

No caso de coleta de oleorresina, deve-se evitar contaminação por sujidades externas como restos de madeira da árvore, folhas, terra, insetos e outros.

Em razão dos indícios de diferentes propriedades tecnológicas e medicinais relacionadas à espécie de *Copaifera*, o oleorresina deve ser coletado separadamente por árvore.

Pré-tratamento

Durante longos períodos no campo, as amostras de sementes a serem enviadas ao laboratório devem ser limpas e secas logo após a coleta. Sementes cobertas de lama devem ser lavadas e colocadas para secar. Essa secagem pode ser feita estendendo-se as sementes em lona plástica ao sol com revolvimentos periódicos durante três dias ou até percepção de que a casca esteja seca, ou em estufa a temperaturas entre 40 °C e 60 °C, por pelo menos 5 horas.

Embalagem para sementes, óleo e oleorresina

Uma das formas mais simples e eficazes de conservar um PFNM no campo é com o auxílio de diferentes sistemas de embalagem.

Materiais como sacos plásticos e baldes com tampa são eficazes contra a absorção de umidade, desde que o excesso de umidade tenha sido retirado no pré-tratamento, pois, caso contrário, ocorrerá um acúmulo de umidade na parte interna da embalagem, propiciando a proliferação de fungos e bactérias. São fabricados em resinas de polietileno de baixa ou de alta densidade (PEBD e Pead), ou polipropileno (PP), que apresentam alta barreira contra a umidade. Para o armazenamento de amostras úmidas, recomenda-se o uso de embalagens permeáveis ou semipermeáveis como sacos de ráfia ou de tecido não tecido de polipropileno (TNT), permitindo, assim, que o excesso de umidade permeie pela embalagem evitando o abafamento. A manutenção dessas amostras úmidas em ambiente de ar condicionado ocasiona a evaporação do excesso de água da superfície das sementes.

Caixas de papelão, folhas de alumínio, garrafas escuras e opacas (para óleos) e sacos metalizados auxiliam na proteção de amostras contra a incidência de luz ultravioleta.

As embalagens para armazenamento de óleos e oleorresinas devem ser preferencialmente novas, ou devidamente higienizadas, e preenchidas na totalidade para evitar a ação do oxigênio residual do *headspace*.

Apesar da ausência de comprovação científica, durante o armazenamento, observa-se que o oleorresina de copaíba tem uma composição química capaz de interagir com embalagens plásticas, causando sua deformação e conseqüente vazamento dele. Dessa forma, recomenda-se o armazenamento em embalagens de vidro com tampas metálicas e sem selos de vedação (poliméricos). Contudo, as embalagens plásticas são mais práticas para o transporte no campo durante a etapa de coleta, não devendo exceder uma semana de armazenamento.

Armazenamento e transporte

O período de armazenamento e transporte de amostras para envio ao laboratório deve ocorrer com a maior brevidade possível, ou mantê-las sob resfriamento ou congelamento. Contudo, como nem sempre isso é possível, o principal cuidado é o de evitar altas temperaturas e umidade.

No caso de óleos, a incidência de radiação ultravioleta é um fator significativo para a oxidação, necessitando-se, assim, que o armazenamento seja em locais escuros (armários fechados, por exemplo).

Protocolos de coleta, pré-tratamento, embalagem, armazenamento e transporte

A equipe da Rede Kamukaia utiliza protocolos para envio de amostras de sementes de andiroba e castanha-da-amazônia e de óleo e oleorresina ao laboratório de análises químicas. As amostras utilizadas na validação desse protocolo destinaram-se à determinação de suas características físico-químicas em termos de umidade, cinzas, lipídios, proteínas, fibra detergente ácido (FDA) e carboidratos, e qualidade oxidativa, a partir dos seus índices de acidez e de peróxidos.

Os procedimentos foram delineados de forma a garantir a maior representatividade possível das amostras, a quantidade mínima de material a ser enviado, os cuidados antes da embalagem e durante o armazenamento e envio.



Protocolo para envio de sementes de andiroba e castanha-da-amazônia

Forma de coleta: Coletar sementes de, pelo menos, dez árvores e homogeneizar, retirando uma amostra para o envio.

Quantidade mínima: 2 kg do total homogeneizado.

Preparo da amostra: Enviar sementes úmidas somente se mantidas sob congelamento. Caso contrário, secar as amostras. No campo, a secagem pode ser feita sobre lonas plásticas, por exposição ao calor do sol, com revolvimentos periódicos por cerca de três dias. E, no laboratório, com auxílio de estufa com circulação de ar a 50 °C, por 5 horas.

Armazenamento: Sementes úmidas devem permanecer embaladas em sacos plásticos (PEBD) e sob congelamento. Amostras secas devem ser mantidas em embalagens abertas ou permeáveis (ráfia ou TNT) e em ambiente com baixa umidade, como salas com ar condicionado ou dessecadores. O tempo de armazenamento para envio deve ser o menor possível.

Embalagem de transporte: Embalar imediatamente antes do envio. Acondicionar as amêndoas secas em saco de ráfia (polipropileno trançado) ou TNT e colocar dentro de caixa de papelão e lacrar.

Amostras congeladas devem ser embaladas em sacos plásticos (PEBD) e mantidas em caixas de isopor com auxílio de bolsas térmicas, durante todo o transporte. Etiquetar as amostras com um código de identificação.

Transporte: O período de transporte das amostras não deve exceder uma semana.

Protocolo para envio de óleo de andiroba e oleorresina de copaíba

Forma de coleta: Coletar de tal forma que evite a presença de sujidades no óleo.

Quantidade mínima: 200 mL. É importante que o frasco a ser utilizado seja totalmente preenchido pelo óleo ou oleorresina, evitando-se espaços vazios (headspace).

Preparo da amostra: Caso haja a presença de sujidades como folhas, pedra e outros, realizar filtração em peneira, saco de pano (malha grossa) ou gaze.

Armazenamento: As amostras devem ser mantidas embaladas em temperatura ambiente ou sob refrigeração, e ao abrigo da luz. O tempo de armazenamento para envio deve ser o menor possível. Se o oleorresina for armazenado em embalagens plásticas, não pode exceder uma semana.

Embalagem de transporte: Garrafas de vidro, com batoque e tampa sem *liner*.

Se for vidro transparente ou âmbar, envolver a garrafa totalmente em folha de alumínio ou jornal.

No caso do oleorresina de copaíba, evitar garrafas de boca pequena, preferir potes com tampas metálicas de pressão (sem rosca).

Cuidados com a embalagem: As garrafas devem estar rigorosamente limpas, de preferência novas. Devem ser lavadas, interna e externamente, com detergente (destampadas), enxaguadas, e em seguida aplicar álcool etílico ou acetona e colocar para secar (completamente) em estufa. Quando for o caso, as tampas devem ter o *liner* removido, serem borrifadas com álcool etílico e secas em estufa (no máximo a 60 °C).

Transporte: O período de transporte das amostras não deve exceder uma semana.

Os códigos de identificação das amostras são gerados pelo responsável em enviá-las ao laboratório. Devem estar relacionados às informações de coleta, tratamento e transporte. Abaixo estão descritas algumas das informações solicitadas aos responsáveis por envio de amostras, dentro da Rede Kamukaia:

Dados de origem

- Localização da amostra, informando o município, ponto de GPS central da parcela, ambiente (terra firme ou várzea) e outras informações relevantes.
- Identificação da espécie ou envio de material botânico para identificação (folhas, flores e frutos).

Descrição completa das condições de coleta da semente

- Data de coleta da amostra.
- Tratamento dado às sementes (lavagem, secagem ou outros).
- Outras informações relevantes.

Condições de armazenamento até o envio

- Local de armazenamento.
- Embalagem de armazenamento.
- Tempo de armazenamento.
- Temperatura de armazenamento.

Condições de transporte

- Data de envio.
- Temperatura de transporte.
- Meio de transporte.

Referências

- AGÊNCIA NACIONAL DE VIGILÂNCIA SANITÁRIA (Brasil). Resolução – RDC Nº 270, de 22 de setembro de 2005. Regulamento técnico para óleos vegetais, gorduras vegetais e creme vegetal. **Diário Oficial da União**, 23 set. 2005. Disponível em: <http://www.oliva.org.br/assets/pdfs/RDC_270_2005_oleos_gorduras_vegetais_azeite_de_oliva.PDF>. Acesso em: 20 dez. 2016.
- AMERICAN OIL CHEMISTS' SOCIETY. **Official Methods and recommended Practices of the American Oil Chemists' Society**. 4th ed. Champaign: AOCS, 1989.
- AZEREDO, H. M. C. (Ed.). **Fundamentos de estabilidade de alimentos**. Fortaleza: Embrapa Agroindústria Tropical, 2004. 195 p.
- GUNSTONE, F. D. **The chemistry of oils and fats: source, composition, properties and uses**. Oxford: Blackwell Publishing, 2004. 288 p.
- GUNSTONE, F. D.; PADLEY, F. B. **Lipid technology and applications**. New York: Marcel Dekker, 1997. 834 p.
- HILDER, M. H. Oil storage, transport, and handling. In: GUNSTONE, F. D.; PADLEY, F. B. **Lipid technology and applications**. New York: Marcel Dekker, 1997, p. 169-198.
- JOYCE, D. A. Microbiological aspects of aseptic processing and packaging. In: WHILLHOFT, E. M. A. **Aseptic processing and packaging of particulate foods**. London: Chapman & Hall, 1993, p.160-164.
- KRUG, J. F. **Métodos de preparo de amostras orgânicas e inorgânicas para análise elementar**. Piracicaba: Cena/USP, 2008. 340 p.
- LUTRIA, D. L. **Oil extraction and analysis: critical issues and comparative studies**. Illinois: AOCS Press, 2004. 275 p.
- MENDONÇA A. P.; FERRAZ, I. D. K. Óleo de andiroba: processo tradicional da extração, uso e aspectos sociais no estado do Amazonas, Brasil. **Acta Amazonica**, v. 37, n. 3, p. 353-364, 2007.
- MORAIS, L. R. B.; GUTJAHN, E. **Química de oleaginosas: valorização da biodiversidade Amazônica**. Brasília, DF: Agência de Cooperação Técnica Alemã – GTZ, 2009. 83 p.
- O'BRIEN, R. D.; FARR, W. E.; WAN, P. J. **Introduction to fats and oils technology**. Illinois: AOCS, 2000. 618 p.
- RIGAMONTE-AZEVEDO, O. C.; WADT, P. G. S.; WADT, L. H. O. **Copaíba: ecologia e produção de óleo-resina**. Rio Branco: Embrapa Acre, 2004. 28 p. (Embrapa Acre. Documentos, 91).
- SANTOS, J. C.; MENEZES, R. S.; SOUZA, J. M. L.; FIGUEIREDO, S. M. M.; FIGUEIREDO, E. O.; COSTA, J. S. R. **Demandas tecnológicas para o processamento de castanha (*Bertholletia excelsa Humb e Bompl*) no Estado do Acre**. Rio Branco: Embrapa Acre, 2001. 17 p. (Embrapa Acre. Documentos, 70).
- SHANLEY, P.; MEDINA, G. **Frutíferas e plantas úteis na vida amazônica**. Belém: Cifor, Imazon, 2005. 304 p.



Na Livraria Embrapa, você encontra
livros e e-books sobre agricultura, pecuária,
negócio agrícola, etc.

Para fazer seu pedido, acesse:
www.embrapa.br/livraria

ou entre em contato conosco
Fone: (61) 3448-4236
Fax: (61) 3448-2494
livraria@embrapa.br

Você pode também nos encontrar nas redes sociais:



facebook.com/livrariaembrapa



twitter.com/livrariaembrapa

Impressão e acabamento
Embrapa Informação Tecnológica

*O papel utilizado nesta publicação foi produzido conforme a certificação
do Bureau Veritas Quality International (BVQI) de Manejo Florestal.*

Embrapa

Rondônia

Esta obra apresenta uma série de metodologias utilizadas pela rede de pesquisas denominada Rede Kamukaia. Seu objetivo é disponibilizar métodos de inventário florestal, monitoramento e caracterização tanto da vegetação como dos produtos, a fim de se obter informações técnico-científicas sobre a vegetação e a ecologia das espécies-alvo, quais sejam castanha-da-amazônia (*Bertholletia excelsa*); copaíba (*Copaifera* spp.), andiroba (*Carapa guianenses*) e cipó-tititca (*Heteropsis* spp.)

Neste livro, além do conhecimento estrutural das populações geradoras de produtos florestais não madeireiros, é possível se obter características biológicas importantes para quantificar e qualificar várias espécies da biodiversidade com vistas ao uso sustentado e à promoção de seus produtos e subprodutos.

Produtos florestais não madeireiros: Guia metodológico da Rede Kamukaia é uma obra que contribui para o aumento dos estudos sobre ecologia e manejo de produtos florestais não madeireiros, favorecendo a comparação de resultados e o uso destes em fóruns de discussão, para a elaboração de políticas públicas estabelecidas a partir de conhecimento técnico validado.

MINISTÉRIO DA
AGRICULTURA, PECUÁRIA
E ABASTECIMENTO



CGPE 13611