



**Projeto Para Conservação da Biodiversidade e  
Promoção do Desenvolvimento Sócio Ambiental**

**PROJETO PNUD BRA/08/023  
Contrato N° 2018-000104**



## Projeto Para Conservação da Biodiversidade e Promoção do Desenvolvimento Sócio Ambiental

PROJETO PNUD BRA/08/023

Contrato N° 2018-000104



**Produto 4:** RELATÓRIO FINAL COM DETALHAMENTO MINUCIOSO DOS PROTOCOLOS E DESENHO AMOSTRAL VALIDADOS DOS ALVOS E INDICADORES DO MONITORAMENTO

**CONSULTOR TÉCNICO:**

Marcio Uehara-Prado

Brasília, DF

Julho de 2019

## SUMÁRIO

<b>1 - CONTEXTUALIZAÇÃO</b>	3
<b>2 - DESENHO AMOSTRAL GERAL</b>	4
2.1 - SELEÇÃO DE ÁREAS DE AMOSTRAGEM	5
PARA SABER MAIS	7
<b>3 - PROTOCOLOS</b>	9
3.1 - PLANTAS: INTERCEPTAÇÃO DE PONTOS EM LINHA	9
Grupos-Alvo	9
Métrica: cobertura vegetal	9
Desenho Amostral	9
Época de amostragem	10
Equipamentos Básicos	10
Procedimentos em Campo	10
RECOMENDAÇÕES GERAIS	15
PARA SABER MAIS	15
3.2 - AVES E MAMÍFEROS: ARMADILHAGEM FOTOGRÁFICA	21
Grupos-Alvo	21
Métrica: ocupação (WWF, 2017)	21
Desenho Amostral	21
Época de amostragem	22
Equipamentos Básicos	22
Preparação do equipamento	23
Procedimentos em Campo	25
RECOMENDAÇÕES GERAIS	29
PARA SABER MAIS	30
3.3 - DROSOPHILIDAE: ARMADILHAS DE RETENÇÃO	31
Introdução	31
Grupos-Alvo	31
Métrica: porcentagem de espécies exóticas	31

Desenho Amostral	31
Armadilhas de retenção de Drosophilidae (Roque et al. 2011)	33
Procedimentos em Campo	35
RECOMENDAÇÕES GERAIS	39
PARA SABER MAIS	39
3.4 - BORBOLETAS FRUGÍVORAS: ARMADILHAS DE ATRAÇÃO	41
Introdução	41
Grupos-Alvo	41
Desenho Amostral	42
Época de amostragem	42
Equipamentos Básicos	43
Procedimentos em Campo	44
RECOMENDAÇÕES GERAIS	49
PARA SABER MAIS	50

## 1 – CONTEXTUALIZAÇÃO

O programa de monitoramento da biodiversidade do ICMBio do modo como é hoje implementado começou a ser estruturado no ano de 2010, em um projeto de cooperação do Ministério do Meio Ambiente brasileiro e a Deutsche Gesellschaft für Internationale Zusammenarbeit (GIZ), agência alemã de cooperação internacional. Após sete anos, o projeto foi formalizado, via Instrução Normativa 03/2017, como Programa Nacional de Monitoramento da Biodiversidade - Programa Monitora, e conta hoje com três subprogramas e diversos componentes em diferentes fases de implementação. O componente de monitoramento de áreas campestres e savânicas (MACS) encontra-se em fase de estruturação desde 2015, já tendo passado por etapas de planejamento estratégico, proposição e seleção de alvos. O MACS encontra-se agora na etapa de definição de protocolos e desenho amostral.

A presente consultoria encontra-se dividida em quatro produtos complementares entre si de modo cumulativo. No produto 1 foram apresentadas propostas de protocolos e do delineamento amostral para plantas, mamíferos, aves, borboletas frugívoras e moscas drosophilídeas, alvos de monitoramento selecionados pelo Centro Nacional de Avaliação da Biodiversidade e de Pesquisa e Conservação do Cerrado (CBC) e pela Coordenação de Monitoramento da Biodiversidade (COMOB) para compor o módulo básico do monitoramento de áreas campestre e savânicas. Esses alvos, protocolos e desenho amostral foram propostos inicialmente em oficinas realizadas com especialistas de diversos táxons e escrutinados quanto à sua racionalidade, desempenho e implementabilidade em outra consultoria (Contrato IC nº 000236/2017-0). Posteriormente, em decisão gerencial conjunta do CBC e COMOB, foi deliberado que o alvo plantas seria adotado como alvo global do Componente e os demais como alvos “complementares em teste”, de acordo com os preceitos estabelecidos na IN 03/2017. Da mesma forma, o protocolo de armadilhamento fotográfico dos alvos mastofauna e aves, foi considerado a posteriori como avançado, e assim como os demais, em teste.

No produto 2 foi avaliada a viabilidade de implementação dos protocolos propostos, seguindo os princípios do Programa Monitora, através de amostragens-piloto em duas Unidades de Conservação, uma no bioma amazônico e outra no Cerrado. Uma vez que esses métodos são consagrados na literatura científica e foram validados em oficinas com especialistas, essa análise de viabilidade foi focada em aspectos logísticos e procedimentais. Nesse produto foram propostos, quando necessário, aprimoramentos aos protocolos e desenho amostral e levantados detalhes não previstos anteriormente, que seriam importantes para a redação do documento final (Produto 4).

Os protocolos detalhados e com aprimoramentos propostos foram apresentados para a validação de especialistas nos táxons e nos métodos em oficina realizada nos dias 25, 26 e 27/03/2019. O planejamento da oficina, conduzido pelo CBC com apoio do consultor, contou com a participação de membros da COMOB. O produto resultante (Produto 3) apresentou os resultados dessa oficina, com análise e discussão dos resultados da validação dos protocolos e delineamento amostral a serem incorporados na redação dos protocolos consolidados (Produto 4).



Figura 1.1 Fluxo dos produtos da presente consultoria (Contrato Nº 2018-000104). Produtos aprovados estão circundados em verde.

Neste produto (Produto 4) são apresentados os protocolos e o delineamento amostral para plantas, mamíferos, aves, borboletas frugívoras e moscas Drosophilidae. O detalhamento dos protocolos e desenho amostral desses grupos de indicadores biológicos deve possibilitar a execução do monitoramento nas Unidades de Conservação (UCs) por qualquer pessoa capacitada no Programa Monitora, incluindo as etapas de coleta e organização dos dados.

## 2 - DESENHO AMOSTRAL GERAL

Para o Programa Monitora, uma UC estará com a implantação do monitoramento de áreas campestres e savânicas consolidada se tiver amostragem de plantas em pelo menos 24 transecções em duas fitofisionomias, ou seja 12 por fitofisionomia. A adoção dos demais alvos de monitoramento é opcional e dependente das condições da UC de implantá-los.

Cada UC onde o monitoramento for executado deverá estabelecer as unidades amostrais em ambientes em condição de referência (senso Stoddard et al., 2006), ou seja, nos ambientes mais conservados possíveis dentro da realidade local, e que sejam passíveis de amostragem. Assim, na implantação devem ser evitadas tanto quanto possível áreas com uso humano recorrente e próximas a bordas, estradas ou com qualquer conflito territorial.

A seleção das áreas de monitoramento, fitofisionomias, bem como a aplicação de desenhos amostrais em contraste (ou seja, comparando diferentes estados da mesma vegetação) deverão ser discutidos com o CBC antes da implantação do monitoramento na UC.

### 2.1 - SELEÇÃO DE ÁREAS DE AMOSTRAGEM

A seleção das áreas de amostragem deve ser feita pelo ponto focal do monitoramento na UC em conjunto com o CBC e consiste das etapas de 1) seleção de áreas elegíveis para o monitoramento, 2) seleção de fitofisionomias e 3) sorteio da localização das transecções de plantas.

Inicialmente, devem ser delimitadas na UC áreas elegíveis para o monitoramento, ou seja, descartadas as áreas que não forem passíveis de ser amostradas por serem muito distantes, de acesso muito difícil, próximas a áreas de conflito dentro ou no entorno da UC. Áreas contínuas com vegetação florestal, que não será amostrada no MACS, também devem ser excluídas. Uma vez que as áreas elegíveis estejam estabelecidas, devem ser delimitadas a(s) fitofisionomia(s) de maior interesse para a gestão da UC. As fitofisionomias devem ser classificadas de acordo com IBGE (2012). Todos os grupos alvo do MACS devem ser amostrados dentro dessas áreas.

As áreas elegíveis devem estar em áreas de referência, ou seja, as áreas mais conservadas o possível dentro da UC. Assim, por exemplo, se a condição da UC como um todo for de vegetação secundária, a área de referência da UC será nesse tipo de vegetação. Essas áreas podem ser comparadas com áreas menos conservadas, por exemplo com algum tipo de impacto, denominadas áreas contraste.

Para selecionar os locais de amostragem de plantas, deve ser sobreposta à área resultante dos passos anteriores a grade nacional de pontos amostrais do inventário florestal nacional (referência espacial já adotada no componente florestal), com distância adensada de 0,625 x 0,625 Km entre os pontos. As transecções devem estar no máximo a 1 Km do acesso mais próximo. Devem ser excluídos os pontos que ficarem a uma distância menor de 100m de bordas e de grandes porções de vegetação florestal, 100m de estradas pavimentadas e 50m de estradas de terra. Em seguida, devem ser sorteados 12 pontos para alocação das UAs de plantas por fitofisionomia a ser amostrada, no mínimo em duas fitofisionomias da UC.

A amostragem de borboletas frugívoras e moscas Drosophilidae, quando ocorrerem, deverá ser necessariamente associada às transecções de plantas. No caso de mais de uma fitofisionomia ser amostrada, as UAs de borboletas e drosofilídeos podem ser divididas em conjuntos de pelo menos

cinco. Unidades amostrais de plantas, borboletas e/ou moscas reunidas no espaço formam uma estação amostral (EA). Caso ocorra amostragem simultânea de borboletas e de moscas, as UAs devem ficar distantes entre si 100m e devem estar adjacentes à linha de amostragem de plantas a uma distância de 50m (Figura 2.1). Nesse caso, para otimizar o tempo em campo é recomendado que a retirada das armadilhas de moscas seja feita no mesmo dia da instalação das armadilhas de borboletas frugívoras.

A associação com as transecções de vegetação não é necessária para a amostragem com armadilhas fotográficas, e elas devem estar a pelo menos 50m de distância das demais UAs devido à perturbação trazida pelo corte e roçagem da vegetação neste método (vide seção 4). Os detalhes da seleção de áreas para este método estão na seção "aves e mamíferos".

Para todos os grupos indicadores do MACS, os pontos de amostragem deverão ser validados em campo. Pontos amostrais alternativos devem ser sorteados previamente para casos de impossibilidade de instalação dos métodos. A amostragem de cada grupo será detalhada nas seções a seguir. Um resumo da periodicidade, tempo em campo e época de amostragem dos alvos de monitoramento encontra-se no Apêndice I.

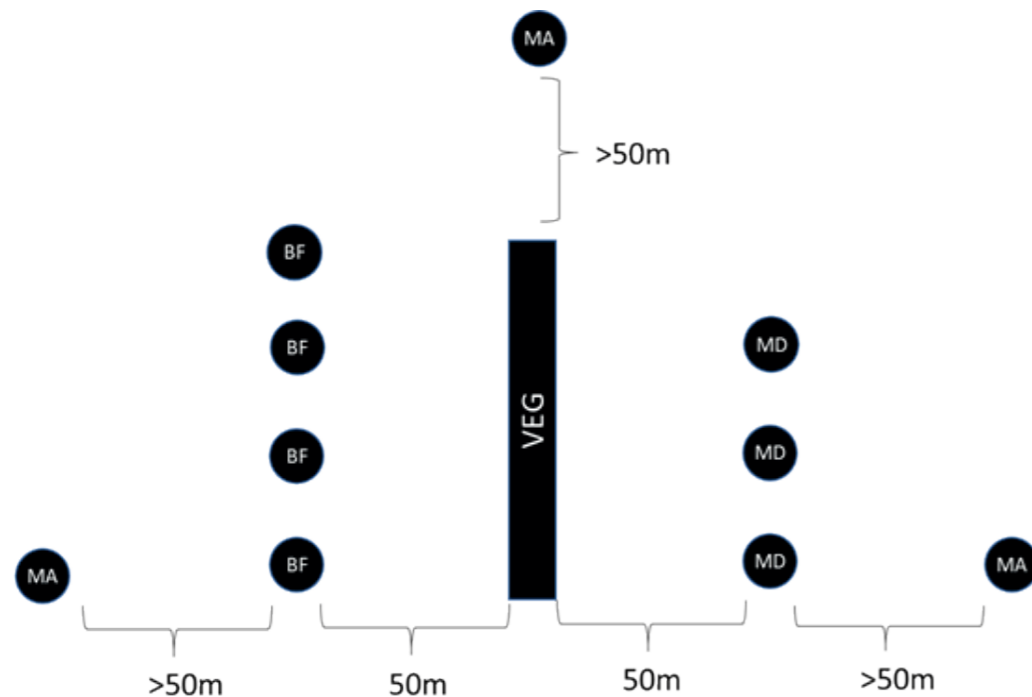


Figura 2.1. Esquema para implantação simultânea das unidades amostrais de plantas (VEG), borboletas frugívoras (BF), moscas *Drosophilidae* (MD), masto e avifauna (MA). As armadilhas fotográficas devem compor uma grade de pelo menos 10 pontos (vide seção 4).

### PARA SABER MAIS

Costa-Pereira, R., Roque, F.O., Constantino, P.A.L., Sabino, J., Uehara-Prado, M. 2013. Monitoramento in situ da biodiversidade: Proposta para um sistema brasileiro de monitoramento da biodiversidade. ICMBio. Brasília. 61 p.

IBGE. 2012. Manual Técnico da Vegetação Brasileira. Série Manuais Técnicos em Geociências 1, 2ª edição revista e ampliada. IBGE, Rio de Janeiro.

Instrução Normativa ICMBio 03/2017. Institui o Programa Nacional de Monitoramento da Biodiversidade do Instituto Chico Mendes [http://www.icmbio.gov.br/portal/images/stories/portarias/DCOM\\_ICMBio\\_Instrucao\\_Normativa\\_03\\_de\\_04\\_de\\_setembro\\_de\\_2017.pdf](http://www.icmbio.gov.br/portal/images/stories/portarias/DCOM_ICMBio_Instrucao_Normativa_03_de_04_de_setembro_de_2017.pdf)

Nobre, R.A., Kinouchi, M.R, Constantino, P. A. L.; Costa-Pereira, R., Uehara-Prado, M. 2014. Monitoramento da biodiversidade: roteiro metodológico de aplicação. Brasília: ICMBio, 40 p.

Stoddard, J.L., Larsen, D.P., Hawkins, C.P., Johnson, R.K., Norris, R.H. 2006. Setting expectations for the ecological condition of streams: the concept of reference condition. *Ecological Applications*, 16, 1267–1276.

### 3.1 - PLANTAS: INTERCEPTAÇÃO DE PONTOS EM LINHA

A amostragem de plantas segue o protocolo de interceptação de pontos em linha (adaptado de Herrick et al. 2005). Trata-se de um método simples, rápido e acurado para a quantificação da cobertura vegetal. Essas medidas podem ser relacionadas à capacidade de um sítio para resistir a perturbação e se recuperar de degradação.

#### Grupos-Alvo

Plantas herbáceas e lenhosas, nativas e exóticas.

#### Métrica: cobertura vegetal

O método de interceptação de pontos em linha gera informações que possibilitam a estimativa da cobertura vegetal, que pode ser usada no monitoramento para indicar mudanças da comunidade vegetal bem como da qualidade do habitat, em resposta a diferentes perturbações ou eventos extremos como fogo, mudanças no comportamento hídrico ou eventos climáticos.

A cobertura vegetal está entre as métricas mais frequentemente usadas para indicação biológica em ecossistemas terrestres. Esse indicador tem sido correlacionado com muitos serviços ecossistêmicos incluindo biodiversidade, conservação de solo e água, habitat para animais e produção de alimentos e fibras vegetais. É comumente usada para avaliar degradação ambiental e avaliar o êxito de projetos de restauração.

#### Desenho Amostral

No módulo básico, a porcentagem de cobertura vegetal deve ser avaliada em 12 transecções permanentes de 50m para cada fitofisionomia monitorada, preferencialmente em microbacias distintas. Pelo menos duas fitofisionomias devem ser monitoradas, preferencialmente uma mais campestre e outra mais savânica.

A amostragem deve ser feita uma vez a cada dois anos e contemplar a(s) fisionomia(s) vegetais campestres e/ou savânicas mais representativas ou de maior interesse para a UC. Em casos particulares, como no bioma Pampa ou no monitoramento do manejo integrado do fogo (MIF) na UC, a periodicidade de amostragem pode ser alterada de 1 até 5 anos.

#### Época de amostragem

A amostragem deve ser realizada no final da estação de crescimento, por exemplo, no final da estação de chuvas no bioma Cerrado.

### Equipamentos Básicos

- Trena de 50m;
- Vara de 2m de comprimento e entre 1 e 1,5 cm de diâmetro (vara de pesca ou similar, de bambu), com marcações na altura de 30cm e 50cm;
- Trena ou gabarito para medição de 5cm de diâmetro;
- Vergalhões de ferro de 5/16", com 2m de comprimento (24 por fitofisionomia);
- Marreta para fixação dos vergalhões;
- Placa de alumínio numerada e arame para marcação do número de cada transecção no vergalhão inicial;
- GPS;
- Prancheta, formulário, lápis;
- Tinta para pintar o vergalhão (devem ser pintados previamente à instalação);
- Bússola analógica ou de celular para verificar a orientação da transecção.

### Procedimentos em Campo

#### Seleção dos pontos de amostragem

Duas fitofisionomias deverão ser amostradas por UC, totalizando 24 pontos de amostragem, ou seja, pelo menos 12 em cada. Os pontos deverão ser sorteados previamente para a alocação das transecções de plantas na fitofisionomia selecionada dentro da área elegível para o monitoramento, usando como base a grade de pontos do serviço florestal brasileiro (SFB), adensada a 156,25m. Seis pontos sobressalentes por fitofisionomia devem ser sorteados, para o caso da impossibilidade de implantação de alguma transecção. Cada transecção deve ser instalada a pelo menos 100m uma da outra. O posicionamento das transecções no campo deve ser verificado previamente em escritório a fim de ser evitado o pisoteio da área de amostragem no momento da implantação.

Em campo, a transecção pode ser implantada com até 10 metros de precisão do ponto previamente sorteado, e, como exposto na seção 2, a pelo menos 100m de estradas pavimentadas, 50m de estradas de terra e a 5m de trilhas pré-existentes. Ao chegar ao ponto sorteado, deve ser avaliada a viabilidade de se estender uma trena de 50m dentro de uma mesma fitofisionomia, considerando ainda a viabilidade de execução do trabalho e segurança da equipe. Na impossibilidade de execução do trabalho por qualquer das razões mencionadas, outro ponto deve ser sorteado.

Para definição do sentido de cada transecção, deve ser levado em conta os pontos cardeais, iniciando pelo Norte e mudando no sentido horário caso exista algum impedimento para implantação da transecção (Figura 3.1). Assim, se no sentido Norte, for observado algum impedimento ao longo de 50m como grandes afloramentos de rocha, penhascos, corpos d'água etc., a direção da implantação deverá ser mudada para o sentido Leste. Se ainda houver algum impedimento, para Sul e, se ainda necessário, Oeste. Se nas quatro opções houver impedimentos, o ponto deve ser descartado. Devem ser detalhados em planilha os motivos para mudança de direção.

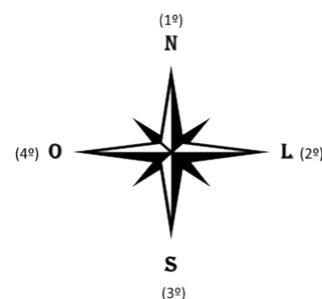


Figura 3.1. Esquema para definição do sentido da transecção de plantas em campo. Inicialmente a transecção deve ser implantada no sentido norte. No caso de algum impedimento deverá ser implantada no sentido leste, sul e por fim, oeste. Caso haja impedimentos nos quatro sentidos deverá ser adotado outro ponto amostral.

### Medição da cobertura vegetal

Antes de iniciar as medições de cobertura, uma trena de 50m deve ser estendida em linha reta, sendo o ponto inicial da transecção o ponto sorteado da grade. Um vergalhão deve ser colocado no início e outro no final da linha (conforme sentido selecionado: N, L, S, O) como marcações permanentes, e ambos devem ser georreferenciados (Figura 3.2). Ao vergalhão inicial deve-se amarrar uma placa de alumínio numerada para identificar a transecção. Deve ser tirada uma foto georreferenciada da fitofisionomia, direcionada do ponto zero ao ponto 101 (Figura 3.2).

O início da trena (na posição 0m) deve ser fixado no vergalhão inicial e a trena deve permanecer bem esticada e tão paralela ao solo quanto possível durante a amostragem (Figura 3.2). Os centímetros antecedentes de 0m na trena devem ser desconsiderados. Os monitores devem manter-se sempre do lado esquerdo da trena (no sentido 0m a 50m), posicionando a vareta do lado direito da trena (Figura 3.2). A vareta de amostragem deve ser posicionada verticalmente, de cabeça para baixo, a cada 50cm, a partir de 0m (Figura 3.2).

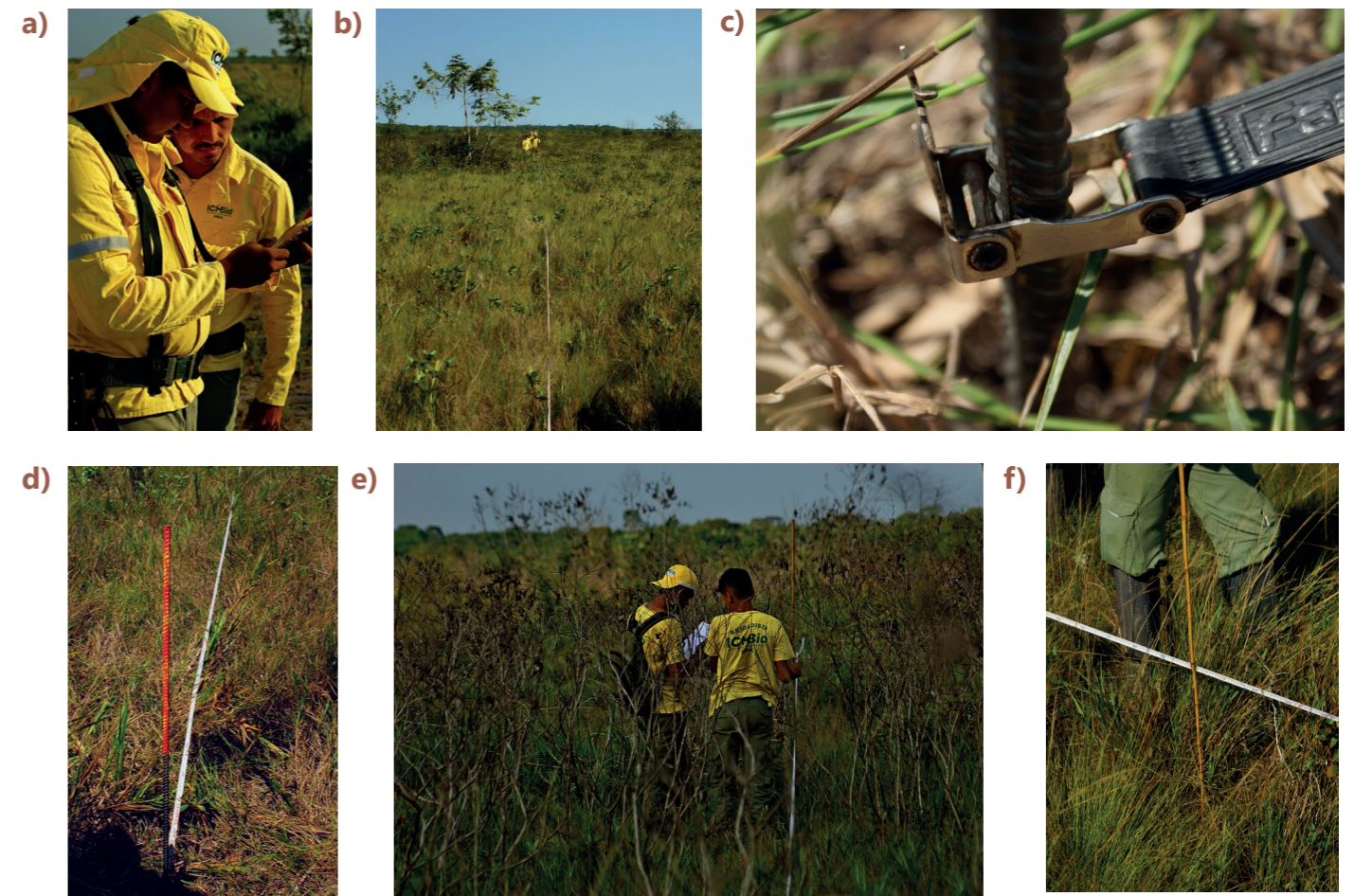


Figura 3.2. Procedimentos para amostragem de plantas por interceptação de pontos em linha. a) Georreferenciamento do ponto de amostragem; b) Foto da transecção para registrar a fitofisionomia; c) Detalhe da trena presa ao vergalhão; d) Vergalhão com a trena posicionada paralela ao solo; e) Posicionamento da dupla sempre do lado esquerdo da trena no sentido 0-50m; f) Uso da ponta da vara na amostragem.

Em cada um dos 101 pontos da linha todas as plantas que tocarem na vareta devem ser anotadas, desde o solo até 2m, bem como a projeção acima do comprimento da vareta. As seguintes categorias devem ser registradas:

- Solo nu/rochas (sem plantas tocando a vara)
- Serrapilheira ou folhiço (material vegetal desagregado – solto da planta)
- Graminoides (gramíneas, ciperáceas e juncáceas)

- Ervas não gramínoides
- Arbusto abaixo de 0,5m
- Arbusto acima de 0,5m
- Árvore abaixo de 5cm de diâmetro a 30 cm do solo (D30)
- Árvore acima de 5cm de D30
- Bambu (taquara)
- Bromioides (bromélias e apiáceas)
- Cactos
- Lianas (cipós, trepadeiras)
- Ervas-de-passarinho (hemiepífitas)
- Orquídeas
- Palmeiras
- Samambaias
- Canela-de-ema ou candombá
- Plantas secas

Para todos os tipos de planta deve ser registrado quando se tratar de espécies exóticas. A categoria "solo nu" é exclusiva, ou seja, só pode ser registrada quando não houver nenhuma das outras categorias no mesmo ponto. Para bromélias, orquídeas e cactos deve ser informado se são epífitas ou terrestres. Se uma planta tocar a vareta em mais de um ponto da trena, ela deve ser registrada.

Para diferenciar os arbustos de árvores abaixo de 5cm de diâmetro a 30 cm do solo (D30) é preciso observar que os arbustos não vão crescer para alcançar este diâmetro e florescem e frutificam em tamanhos bem abaixo desse diâmetro, sendo geralmente ramificados desde a base. As árvores só irão florescer e frutificar após ultrapassar os 5 cm de diâmetro (D30).

Assim, por exemplo, em um mesmo ponto podem ocorrer gramínea nativa (tocando a vareta em 0cm), gramínea exótica (50cm) e árvore acima de 5cm de D30. O modelo de planilha de anotação dos dados encontra-se no Anexo 3.1. Em cada transecção, a ficha de campo deve ser fotografada imediatamente após a anotação dos dados do último ponto.

O sorteio dos pontos de amostragem e a identificação das espécies exóticas e das formas de vida potenciais que ocorrerem na fitofisionomia selecionada deverá ser feita previamente ao início do monitoramento para cada UC, com o apoio do CBC. Ao término dos trabalhos de campo, os dados e fotos devem ser enviados o mais rapidamente possível para o CBC.

### RECOMENDAÇÕES GERAIS

- No caso de as 24 transecções estarem em locais de fácil acesso, a UC pode adotar um aumento do esforço amostral (número de transecções) por fitofisionomia.
- Se o ponto inicial da transecção estiver localizado a 100m de uma formação florestal, deverá ser adotado o sentido cardinal oposto à floresta para implantação.
- Devem ser tiradas fotos georreferenciadas de todas as plantas com dúvidas quanto à categoria. Registrar a dúvida no campo "observação" da planilha de campo.
- As fotos de todas as dúvidas, bem como as fotos da transecção devem ser tiradas nos aplicativos iNaturalist ou ODK;
- Caso a ponta da vareta intercepte um pedaço de madeira no chão deve ser considerado ser-rapilheira (folhiço);

- Quando tocadas, epífitas devem ser registradas, e devem ser anotadas nas observações;
- Para minimizar o pisoteio da vegetação de campo é recomendado que apenas duas pessoas façam a amostragem. A dupla deve entrar e sair em fila indiana pelo mesmo caminho usado para chegar ao ponto, a esquerda (no sentido 0 a 50m) da transecção
- Os pontos de amostragem devem ser numerados sequencialmente com uma sigla IBGE da fitofisionomia (IBGE 2012 - ex. Campo limpo = Sg1, Sg2... Sg10), além da sigla da UC;
- Caso seja usado a bússola do celular, este necessariamente deverá ter um magnetômetro.

### PARA SABER MAIS

Godínez-Alvarez, H., Herrick, J., Mattocks, M., Toledo, D. & Van Zee, J. 2009. Comparison of three vegetation monitoring methods: their relative utility for ecological assessment and monitoring. *Ecological indicators*, 9, 1001–1008.

IBGE. 2012. Manual Técnico da Vegetação Brasileira. Série Manuais Técnicos em Geociências 1, 2ª edição revista e ampliada. IBGE, Rio de Janeiro.

Sousa, A.P., Vieira, D.L.P. 2017. Protocolo de monitoramento da recomposição da vegetação nativa no Distrito Federal. Brasília: WWF.

Herrick, J.E., Van Zee, J.W., Havstad, K.M., Burkett, L.M., Whitford, W.G. 2005. Monitoring manual for grassland, shrubland and savanna ecosystems. Vol. I: Quick start. USDA-ARS Jornada Experimental Range, Las Cruces, NM: Distributed by University of Arizona Press.

Anexo 3.1. Planilha de plantas. Marcar um "X" no tipo de planta que tocar a vareta em cada ponto na trena. Pode haver vários tipos de plantas tocando a vareta num mesmo ponto. O item "solo nu" deve ser preenchido somente quando não houver nenhum toque de vegetação na vareta.

UC:	Número do transecto:
Data:	Latitude ponto 0m:
Equipe:	Longitude ponto 0m:

TRENA (m)	Solo exposto/rochas	Serapilheira/folhicho	Gramíneas	Ervas	Arbustos menor 0,5m	Arbustos maior 0,5m	Árvores c/diâmetro menor que 5cm	Árvores c/diâmetro maior que 5cm	Bambus	Bromélias	Cactos	Cipós	Erva-de-passarinho	Orquídeas	Palmeiras	Samambaias	Plantas secas	Exóticas	Observação
0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
0,5	0,5	0,5	0,5	0,5	0,5	0,5	0,5	0,5	0,5	0,5	0,5	0,5	0,5	0,5	0,5	0,5	0,5	0,5	0,5
1,0	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0
1,5	1,5	1,5	1,5	1,5	1,5	1,5	1,5	1,5	1,5	1,5	1,5	1,5	1,5	1,5	1,5	1,5	1,5	1,5	1,5
2,0	2,0	2,0	2,0	2,0	2,0	2,0	2,0	2,0	2,0	2,0	2,0	2,0	2,0	2,0	2,0	2,0	2,0	2,0	2,0
2,5	2,5	2,5	2,5	2,5	2,5	2,5	2,5	2,5	2,5	2,5	2,5	2,5	2,5	2,5	2,5	2,5	2,5	2,5	2,5
3,0	3,0	3,0	3,0	3,0	3,0	3,0	3,0	3,0	3,0	3,0	3,0	3,0	3,0	3,0	3,0	3,0	3,0	3,0	3,0
3,5	3,5	3,5	3,5	3,5	3,5	3,5	3,5	3,5	3,5	3,5	3,5	3,5	3,5	3,5	3,5	3,5	3,5	3,5	3,5
4,0	4,0	4,0	4,0	4,0	4,0	4,0	4,0	4,0	4,0	4,0	4,0	4,0	4,0	4,0	4,0	4,0	4,0	4,0	4,0
4,5	4,5	4,5	4,5	4,5	4,5	4,5	4,5	4,5	4,5	4,5	4,5	4,5	4,5	4,5	4,5	4,5	4,5	4,5	4,5
5,0	5,0	5,0	5,0	5,0	5,0	5,0	5,0	5,0	5,0	5,0	5,0	5,0	5,0	5,0	5,0	5,0	5,0	5,0	5,0
5,5	5,5	5,5	5,5	5,5	5,5	5,5	5,5	5,5	5,5	5,5	5,5	5,5	5,5	5,5	5,5	5,5	5,5	5,5	5,5
6,0	6,0	6,0	6,0	6,0	6,0	6,0	6,0	6,0	6,0	6,0	6,0	6,0	6,0	6,0	6,0	6,0	6,0	6,0	6,0
6,5	6,5	6,5	6,5	6,5	6,5	6,5	6,5	6,5	6,5	6,5	6,5	6,5	6,5	6,5	6,5	6,5	6,5	6,5	6,5
7,0	7,0	7,0	7,0	7,0	7,0	7,0	7,0	7,0	7,0	7,0	7,0	7,0	7,0	7,0	7,0	7,0	7,0	7,0	7,0
7,5	7,5	7,5	7,5	7,5	7,5	7,5	7,5	7,5	7,5	7,5	7,5	7,5	7,5	7,5	7,5	7,5	7,5	7,5	7,5
8,0	8,0	8,0	8,0	8,0	8,0	8,0	8,0	8,0	8,0	8,0	8,0	8,0	8,0	8,0	8,0	8,0	8,0	8,0	8,0
8,5	8,5	8,5	8,5	8,5	8,5	8,5	8,5	8,5	8,5	8,5	8,5	8,5	8,5	8,5	8,5	8,5	8,5	8,5	8,5
9,0	9,0	9,0	9,0	9,0	9,0	9,0	9,0	9,0	9,0	9,0	9,0	9,0	9,0	9,0	9,0	9,0	9,0	9,0	9,0
9,5	9,5	9,5	9,5	9,5	9,5	9,5	9,5	9,5	9,5	9,5	9,5	9,5	9,5	9,5	9,5	9,5	9,5	9,5	9,5
10,0	10,0	10,0	10,0	10,0	10,0	10,0	10,0	10,0	10,0	10,0	10,0	10,0	10,0	10,0	10,0	10,0	10,0	10,0	10,0
10,5	10,5	10,5	10,5	10,5	10,5	10,5	10,5	10,5	10,5	10,5	10,5	10,5	10,5	10,5	10,5	10,5	10,5	10,5	10,5
11,0	11,0	11,0	11,0	11,0	11,0	11,0	11,0	11,0	11,0	11,0	11,0	11,0	11,0	11,0	11,0	11,0	11,0	11,0	11,0
11,5	11,5	11,5	11,5	11,5	11,5	11,5	11,5	11,5	11,5	11,5	11,5	11,5	11,5	11,5	11,5	11,5	11,5	11,5	11,5
12,0	12,0	12,0	12,0	12,0	12,0	12,0	12,0	12,0	12,0	12,0	12,0	12,0	12,0	12,0	12,0	12,0	12,0	12,0	12,0
12,5	12,5	12,5	12,5	12,5	12,5	12,5	12,5	12,5	12,5	12,5	12,5	12,5	12,5	12,5	12,5	12,5	12,5	12,5	12,5
13,0	13,0	13,0	13,0	13,0	13,0	13,0	13,0	13,0	13,0	13,0	13,0	13,0	13,0	13,0	13,0	13,0	13,0	13,0	13,0
13,5	13,5	13,5	13,5	13,5	13,5	13,5	13,5	13,5	13,5	13,5	13,5	13,5	13,5	13,5	13,5	13,5	13,5	13,5	13,5
14,0	14,0	14,0	14,0	14,0	14,0	14,0	14,0	14,0	14,0	14,0	14,0	14,0	14,0	14,0	14,0	14,0	14,0	14,0	14,0
14,5	14,5	14,5	14,5	14,5	14,5	14,5	14,5	14,5	14,5	14,5	14,5	14,5	14,5	14,5	14,5	14,5	14,5	14,5	14,5
15,0	15,0	15,0	15,0	15,0	15,0	15,0	15,0	15,0	15,0	15,0	15,0	15,0	15,0	15,0	15,0	15,0	15,0	15,0	15,0
15,5	15,5	15,5	15,5	15,5	15,5	15,5	15,5	15,5	15,5	15,5	15,5	15,5	15,5	15,5	15,5	15,5	15,5	15,5	15,5
16,0	16,0	16,0	16,0	16,0	16,0	16,0	16,0	16,0	16,0	16,0	16,0	16,0	16,0	16,0	16,0	16,0	16,0	16,0	16,0
16,5	16,5	16,5	16,5	16,5	16,5	16,5	16,5	16,5	16,5	16,5	16,5	16,5	16,5	16,5	16,5	16,5	16,5	16,5	16,5
17,0	17,0	17,0	17,0	17,0	17,0	17,0	17,0	17,0	17,0	17,0	17,0	17,0	17,0	17,0	17,0	17,0	17,0	17,0	17,0
17,5	17,5	17,5	17,5	17,5	17,5	17,5	17,5	17,5	17,5	17,5	17,5	17,5	17,5	17,5	17,5	17,5	17,5	17,5	17,5
18,0	18,0	18,0	18,0	18,0	18,0	18,0	18,0	18,0	18,0	18,0	18,0	18,0	18,0	18,0	18,0	18,0	18,0	18,0	18,0



TRENA (m)	Solo exposto/rochas	Serapilheira/folhço	Gramíneas	Ervas	Arbustos menor 0,5m	Arbustos maior 0,5m	Árvores c/diâmetro menor que 5cm	Árvores c/diâmetro maior que 5cm	Bambus	Bromélias	Cactos	Cipós	Erva-de-passarinho	Orquídeas	Palmeiras	Samambaias	Plantas secas	Exóticas	Observação
37,0	37,0	37,0	37,0	37,0	37,0	37,0	37,0	37,0	37,0	37,0	37,0	37,0	37,0	37,0	37,0	37,0	37,0	37,0	
37,5	37,5	37,5	37,5	37,5	37,5	37,5	37,5	37,5	37,5	37,5	37,5	37,5	37,5	37,5	37,5	37,5	37,5	37,5	
38,0	38,0	38,0	38,0	38,0	38,0	38,0	38,0	38,0	38,0	38,0	38,0	38,0	38,0	38,0	38,0	38,0	38,0	38,0	
38,5	38,5	38,5	38,5	38,5	38,5	38,5	38,5	38,5	38,5	38,5	38,5	38,5	38,5	38,5	38,5	38,5	38,5	38,5	
39,0	39,0	39,0	39,0	39,0	39,0	39,0	39,0	39,0	39,0	39,0	39,0	39,0	39,0	39,0	39,0	39,0	39,0	39,0	
39,5	39,5	39,5	39,5	39,5	39,5	39,5	39,5	39,5	39,5	39,5	39,5	39,5	39,5	39,5	39,5	39,5	39,5	39,5	
40,0	40,0	40,0	40,0	40,0	40,0	40,0	40,0	40,0	40,0	40,0	40,0	40,0	40,0	40,0	40,0	40,0	40,0	40,0	
40,5	40,5	40,5	40,5	40,5	40,5	40,5	40,5	40,5	40,5	40,5	40,5	40,5	40,5	40,5	40,5	40,5	40,5	40,5	
41,0	41,0	41,0	41,0	41,0	41,0	41,0	41,0	41,0	41,0	41,0	41,0	41,0	41,0	41,0	41,0	41,0	41,0	41,0	
41,5	41,5	41,5	41,5	41,5	41,5	41,5	41,5	41,5	41,5	41,5	41,5	41,5	41,5	41,5	41,5	41,5	41,5	41,5	
42,0	42,0	42,0	42,0	42,0	42,0	42,0	42,0	42,0	42,0	42,0	42,0	42,0	42,0	42,0	42,0	42,0	42,0	42,0	
42,5	42,5	42,5	42,5	42,5	42,5	42,5	42,5	42,5	42,5	42,5	42,5	42,5	42,5	42,5	42,5	42,5	42,5	42,5	
43,0	43,0	43,0	43,0	43,0	43,0	43,0	43,0	43,0	43,0	43,0	43,0	43,0	43,0	43,0	43,0	43,0	43,0	43,0	
43,5	43,5	43,5	43,5	43,5	43,5	43,5	43,5	43,5	43,5	43,5	43,5	43,5	43,5	43,5	43,5	43,5	43,5	43,5	
44,0	44,0	44,0	44,0	44,0	44,0	44,0	44,0	44,0	44,0	44,0	44,0	44,0	44,0	44,0	44,0	44,0	44,0	44,0	
44,5	44,5	44,5	44,5	44,5	44,5	44,5	44,5	44,5	44,5	44,5	44,5	44,5	44,5	44,5	44,5	44,5	44,5	44,5	
45,0	45,0	45,0	45,0	45,0	45,0	45,0	45,0	45,0	45,0	45,0	45,0	45,0	45,0	45,0	45,0	45,0	45,0	45,0	
45,5	45,5	45,5	45,5	45,5	45,5	45,5	45,5	45,5	45,5	45,5	45,5	45,5	45,5	45,5	45,5	45,5	45,5	45,5	
46,0	46,0	46,0	46,0	46,0	46,0	46,0	46,0	46,0	46,0	46,0	46,0	46,0	46,0	46,0	46,0	46,0	46,0	46,0	
46,5	46,5	46,5	46,5	46,5	46,5	46,5	46,5	46,5	46,5	46,5	46,5	46,5	46,5	46,5	46,5	46,5	46,5	46,5	
47,0	47,0	47,0	47,0	47,0	47,0	47,0	47,0	47,0	47,0	47,0	47,0	47,0	47,0	47,0	47,0	47,0	47,0	47,0	
47,5	47,5	47,5	47,5	47,5	47,5	47,5	47,5	47,5	47,5	47,5	47,5	47,5	47,5	47,5	47,5	47,5	47,5	47,5	
48,0	48,0	48,0	48,0	48,0	48,0	48,0	48,0	48,0	48,0	48,0	48,0	48,0	48,0	48,0	48,0	48,0	48,0	48,0	
48,5	48,5	48,5	48,5	48,5	48,5	48,5	48,5	48,5	48,5	48,5	48,5	48,5	48,5	48,5	48,5	48,5	48,5	48,5	
49,0	49,0	49,0	49,0	49,0	49,0	49,0	49,0	49,0	49,0	49,0	49,0	49,0	49,0	49,0	49,0	49,0	49,0	49,0	
49,5	49,5	49,5	49,5	49,5	49,5	49,5	49,5	49,5	49,5	49,5	49,5	49,5	49,5	49,5	49,5	49,5	49,5	49,5	
50,0	50,0	50,0	50,0	50,0	50,0	50,0	50,0	50,0	50,0	50,0	50,0	50,0	50,0	50,0	50,0	50,0	50,0	50,0	
<b>Latitude ponto 50m:</b>																			
<b>Longitude ponto 50m:</b>																			
<b>Foto do transecto:</b>																			

**Apêndice 3.2.** Legenda do Sistema de Classificação da Vegetação Brasileira (Escala de 1:250 000 até 1:1 000 000) (IBGE 2012), adaptada e resumida para uso no monitoramento de áreas campestres e savânicas do ICMBio (MACS).

I- Campinarana (Caatinga da Amazônia, Caatinga-Gapó e Campina da Amazônia) L

a) Florestada (Caatinga da Amazônia e Caatinga-Gapó) Ld

b) Arborizada (Campinarana e Caatinga-Gapó) La

c) Arbustiva (Campina da Amazônia e Caatinga-Gapó) Lb

d) Gramíneo-Lenhosa (Campina da Amazônia) Lg

II - Savana (Cerrado) S

b) Arborizada (Campo Cerrado, Cerrado Ralo, Cerrado Típico e Cerrado Denso) Sa

c) Parque (Campo-Sujo-de-Cerrado, Cerrado-de-Pantanal, Campo-de-Murundus ou Covoal, Campo-Rupestre) Sp

d) Gramíneo-Lenhosa (Campo-Limpo-de-Cerrado) Sg

III - Savana-Estépica (Caatinga do Sertão Árido, Campos de Roraima, Chaco Mato-Grossense-do-Sul e Parque de Espinilho da Barra do Rio Quaraí) T

a) Florestada Td

b) Arborizada Ta

c) Parque Tp

d) Gramíneo-Lenhosa (Campestre) Tg

IV - Estepe (Campos do sul do Brasil) E

a) Arborizada Ea

b) Parque Ep

c) Gramíneo-Lenhosa (Campestre) Eg

V) Vegetação com influência marinha (Restinga) Pm

b) Arbustiva (das dunas) Pmb

c) Herbácea (das praias) Pm

## 3.2 - AVES E MAMÍFEROS: ARMADILHAGEM FOTOGRÁFICA

No módulo básico do monitoramento, a amostragem de mamíferos e aves será feita por meio de armadilhamento fotográfico, seguindo uma adaptação do protocolo TEAM (Tropical Ecology Assessment & Monitoring Network). Este texto é baseado em grande parte no manual de implementação do protocolo de monitoramento de vertebrados terrestres por armadilhamento fotográfico desse programa (TEAM, 2011), além de outras publicações que também se basearam nesse protocolo (Cunha, 2013, WWF, 2017).

### Grupos-Alvo

Mamíferos terrestres não voadores de médio e grande porte e aves terrícolas de médio e grande porte.

### Métrica: ocupação (WWF, 2017)

A ocupação das espécies ('species occupancy') é uma métrica que possibilita o monitoramento de muitas populações cuja abundância não pode ser monitorada de modo robusto. A ocupação requer apenas dados de presença e ausência (detecção/não detecção) e é por isso mais simples e barato de se obter do que a abundância (número de indivíduos), e pode ser aplicada para uma ampla gama de espécies. Por esse motivo, o protocolo padronizado 'Wildlife Picture Index' (O'Brien et al. 2010) e o próprio TEAM escolheram a ocupação como variável de avaliação de estado (Beaudrot et al. 2016).

A ocupação é definida formalmente como a probabilidade de que determinado sítio esteja ocupado, mas a interpretação específica depende da definição dada ao sítio. Em alguns casos, a ocupação pode ser interpretada como a proporção de sítios que estão ocupados ou, mais especificamente, a proporção de área ocupada (PAO) em uma dada região de estudo.

### Desenho Amostral

#### Localização das armadilhas fotográficas

Dentro da área selecionada na UC para o monitoramento, 30 armadilhas fotográficas serão dispostas em grade de conformação livre a 1,4 Km de distância entre armadilhas adjacentes. Pontos que estiverem em vegetação ou ambientes que não forem alvo do MACS devem ser descartados, por exemplo mata ciliar, pequenos capões de mata, rios, lagos, alagados, etc. |As armadilhas não podem estar a menos de 50m das transecções de vegetação.

Após a definição das áreas elegíveis o posicionamento exato das armadilhas será escolhido considerando a capacidade de acesso. Caso nas áreas elegíveis caibam mais do que 30 pontos na vegetação campestre e savânica, a localização das câmeras será definida arbitrariamente. Os pontos de amostragem podem ser separados em conjuntos de no mínimo 10 armadilhas, caso seja necessário pela configuração da paisagem ou caso a equipe gestora da UC opte em função de condições logísticas.

Após validação em campo, os pontos selecionados deverão ser os mesmos em todas as amostragens posteriores do monitoramento. O projeto de amostragem de cada UC deve ser discutido com o CBC.

### Época de amostragem

A amostragem deve ser feita anualmente, na época seca, e as câmeras devem permanecer pelo menos 30 dias em campo. O cálculo do número de dias para cada UC pode ser refinado com o uso de ferramentas presentes na plataforma Wildlife Insights.

## Equipamentos Básicos

- Armadilhas fotográficas (30 + 3 reservas);
- Cartões de memória de pelo menos 16GB (30 + 5 reservas);
- Pilhas alcalinas (12 por armadilha, sendo 4 reservas);
- Travas antifurto (a critério da UC);
- Correias para fixação das armadilhas;
- Folha de papel ou quadro branco para - 'Claquete';- Pincel marcador atômico preto;
- GPS;
- Planilha de campo;
- Estacas de madeira de 1m de comprimento;
- Marreta ou martelo;
- Tinta para pintar a estaca (deve ser pintada previamente ao campo)
- Enxada, roçadeira, foice, facão.

## Preparação do equipamento

Para garantir uma tomada de dados de boa qualidade, o ponto focal do monitoramento deve dedicar atenção especial à preparação das armadilhas antes da instalação no campo. As armadilhas devem ser conferidas uma a uma para ter a mesma configuração e garantir a padronização dos dados a serem coletados (Figura 4.1).

1 – O manuseio das armadilhas deve ser feito tomando cuidado para que nenhuma sujeira interfira no funcionamento do equipamento, bem como para que nenhum cheiro atraia ou afaste os animais;

2 – As armadilhas devem ser numeradas sequencialmente (1, 2, 3... 30), e essa numeração deve ser relacionada ao número de série do equipamento;

3 – Os cartões de memória devem receber a mesma numeração da armadilha em que forem usados;

4 – Devem ser usadas pilhas alcalinas de qualidade para garantir o funcionamento do equipamento por todo o período de coleta;

5 – Configuração das armadilhas

- Conferir se a carga das pilhas está completa;

- Conferir se o cartão de memória está vazio e destravado, e formatá-lo utilizando a função de formatação da máquina fotográfica;

- Configurar a máquina fotográfica;

## Configurações da câmera (Bushnell predator) para amostragem em ambientes campestres e savânicos:

Câmera ou vídeo: câmera;

Resolução: máxima

Número de fotos na sequência: 3

Intervalo entre fotos: 1 segundo

Sensibilidade do sensor: baixa

Formatar cartão

Ajustar data e hora



Figura 4.1. Preparação do equipamento. a) Armadilhas fotográficas separadas para conferência e configuração prévia; b) Luz frontal da armadilha mostrando configuração normal (azul) e com algum problema (lilás); c) Cartão de memória não bloqueado para gravação.

## Procedimentos em Campo

### Escolha do ponto de amostragem

A instalação das armadilhas fotográficas pode ser feita em um raio de até 100 metros do ponto exato pré-definido por sorteio. Para a instalação deve ser escolhida uma árvore ou arbusto, ou inserida uma estaca no solo. A árvore não deve ser muito fina, para evitar qualquer oscilação do equipamento, e deve ser o mais reta possível (perpendicular ao solo), para facilitar o posicionamento das armadilhas. Uma fita de marcação deve ser amarrada ao ponto de instalação da armadilha para facilitar a localização posterior. A localização exata do ponto onde a armadilha for instalada deve ser georreferenciada.

O campo de visão de 15 metros à frente da armadilha deve ser o mais livre possível para permitir registros claros, sem obstrução. O terreno em frente a armadilha deve ser o mais plano possível para facilitar o ajuste de angulação. As armadilhas devem estar a pelo menos 100m de florestas ou estradas e devem ser instaladas voltadas para o campo.

Rastros, trilhas e outros indícios deixados pelos animais (p. ex., árvores arranhadas, fuçados, tocas), e fontes de alimento (p. ex., árvore com frutos) devem ser usados prioritariamente como um parâmetro de escolha do ponto de instalação das armadilhas e do seu posicionamento. Nesse caso, a armadilha deve ser posicionada em um ângulo que aumente a chance de fotografar o(s) animal(is), visando a maximização dos registros.

Quando o ponto de instalação cair em local com plantas sensíveis (e.g. orquídeas, bromélias, velózias), que seriam removidas devido ao método, a AF deve ser realocada dentro dos 100m permitidos, mantendo a distância de 50m da transecção de plantas. Da mesma forma, devem ser excluídas da amostragem as fitofisionomias sensíveis. O CBC deve ser consultado para determinação das plantas e fitofisionomias sensíveis de cada UC.

O local de amostragem dentro do raio de 100m ao redor do ponto exato selecionado previamente pode ser ajustado de um ano para outro, bem como o posicionamento da armadilha no local de amostragem. No entanto, é desejável que se mantenha o ponto exato de instalação das armadilhas em anos diferentes sempre que possível.

### Fixação das armadilhas

As armadilhas devem ser instaladas na direção norte-sul (voltadas para o sentido o sul ou para o norte) a fim de evitar uma exposição direta aos raios de sol (leste ou oeste) que pode gerar disparos em falso da câmera ou fotos de baixa qualidade. O sentido adotado deve ser anotado no formulário de instalação. A armadilha deve estar voltada contra o vento predominante sempre que possível, a fim de minimizar impactos de eventuais incêndios sobre o equipamento.

A armadilha deve ser presa na vegetação ou estaca com o auxílio de correias, paralela ao solo,

a uma altura de 30 cm, de modo a permitir o registro de espécies de aves e mamíferos tanto de pequeno porte (como inhambus e tatus) quanto de maior porte (como emas e tamanduás-bandeira). Um ajuste mais fino de angulação pode ser feito com o auxílio de gravetos posicionados atrás da armadilha ou inclinando à estaca. Durante a instalação da armadilha fotográfica em árvore deve-se evitar desbastar a casca sempre que possível. Numa eventual raspagem da casca para nivelamento da armadilha deve-se atentar para não "anelar" a árvore, ou seja, não remover completamente a casca ao longo de uma mesma altura. (Figura 4.2).

Em ambientes campestres uma área trapezoidal de 10 x 10 x 10 x 3 metros à frente do ponto de instalação da armadilha deverá ser roçada e o excesso de capim cortado deve ser retirado dessa área. Uma área de dois metros ao redor da armadilha deve ser roçada até deixar o solo nu, para minimizar o efeito de eventual incêndio (Figura 4.2 e 4.3). A vegetação de pequeno porte (até 2 cm de diâmetro a 30 cm do solo) mais próxima (até 5 m) na direção onde a armadilha estiver apontada deve ser retirada ou desbastada, de modo a evitar disparos da câmera promovidos pela movimentação de folhas e ramos mais finos, e qualquer material que possa atrapalhar o registro dos animais (troncos, pedras, vegetação roçada e podada, etc.), sempre que possível, deve ser removido. No caso de arbustos, palmeiras e Velloziaceae, folhas e flores devem ser desbastadas até a altura de 1,5 m e o "caule" mantido.

Uma vez fixada, a armadilha fotográfica deve ser ligada e configurada. Um teste de acionamento deve ser feito, com uma pessoa da equipe passando em frente a armadilha a diferentes distâncias, verificando se a câmera está tirando fotos. Por fim, uma claquete deve ser preenchida com pincel marcador atômico preto, com o código do ponto, data e hora de instalação, número de série da armadilha (os quatro últimos), nome dos instaladores e coordenadas geográficas. Essa claquete deve ser posicionada em frente à armadilha, a 2m de distância e a 50cm de altura. Para garantir que a armadilha capture a imagem, enquanto um membro da equipe segura a claquete, outro deve se movimentar atrás para acionar a armadilha (Figura 4.3). A claquete também deve ser movimentada de baixo para cima e da esquerda para direita, lentamente, para minimizar possíveis efeitos do reflexo do sol.

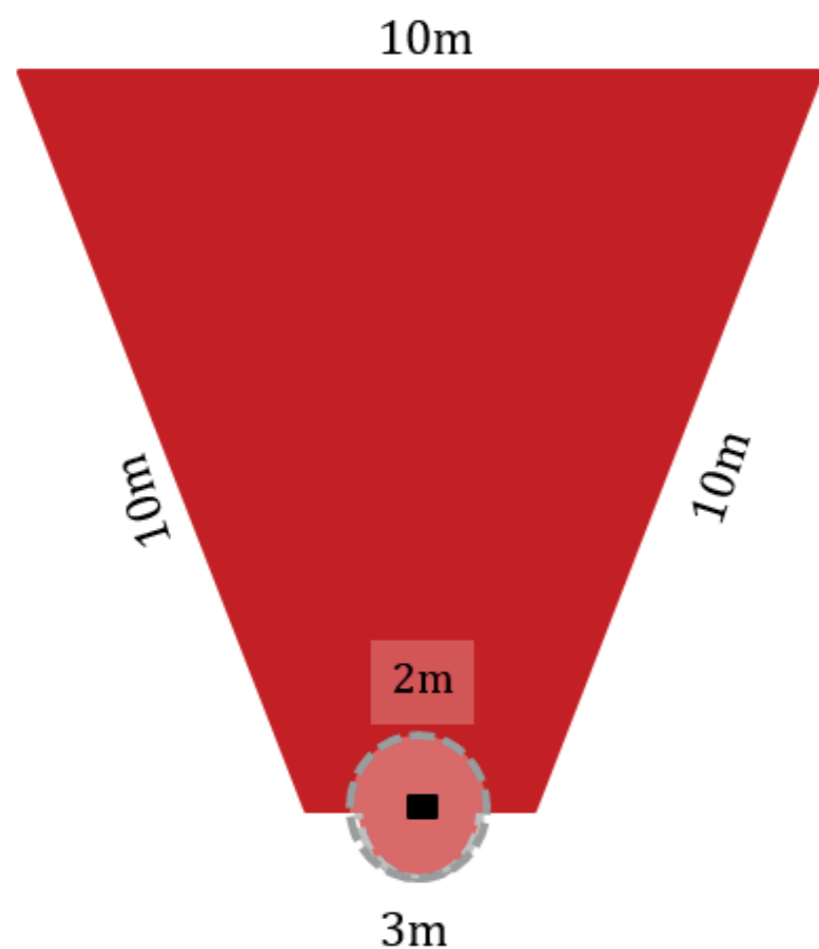


Figura 4.3. Procedimentos para instalação das armadilhas fotográficas. a) Delimitação da área a ser roçada em frente à armadilha; b) Fixação da estaca com uma marreta; c) Vegetação em frente à armadilha sendo capinada; d) Corte da vegetação em frente à armadilha com roçadeira; e) Estaca fixada e área roçada à frente; f) Armadilha fotográfica presa à estaca; g) Posicionamento da claquete em frente à armadilha para registro; h) Movimentação para o acionamento da armadilha fotográfica e registro da claquete.

### Retirada das armadilhas

Após pelo menos 30 dias, as armadilhas devem ser retiradas do campo. Na ocasião da remoção, a claquete contendo o código do ponto, data e hora da remoção, número de série da armadilha, nome dos responsáveis pela instalação e coordenadas geográficas deve ser novamente posicionada em frente à armadilha, como descrito anteriormente. A armadilha deve então ser removida da árvore ou estaca e qualquer avaria ou mal funcionamento do equipamento deve ser anotado.

O cartão de memória deve ser retirado somente na hora de transferir os dados para o computador, já de volta à base de campo. Todas as armadilhas devem ser limpas com um pano úmido e deixadas para secar, e as pilhas removidas. As armadilhas que porventura estiverem avariadas ou com mal funcionamento devem ser separadas para reparo.

### Gestão de imagens

As imagens contidas nos cartões de memória devem ser passadas para um computador imediatamente ao chegar do campo. As imagens devem ser transferidas para pastas nomeadas com um código único contendo a UC, o número do ponto, número da armadilha e o ano da amostragem. Cópias de segurança ('backups') das imagens devem ser armazenadas em mídias físicas (HDs externos) e/ou em um serviço de armazenamento em nuvens.

As imagens devem ser enviadas imediatamente ao CENAP para triagem e identificação. Caso não seja possível via internet, o envio deve ser feito por correio em alguma mídia física (p. ex., DVD, HD externo ou pen drive).

### RECOMENDAÇÕES GERAIS

- Caso não haja espaço físico suficiente para instalação das 30 armadilhas fotográficas na área elegível para o monitoramento, a grade poderá ser adensada pela metade (1km<sup>2</sup> e depois 500m<sup>2</sup>);
- As AFs devem ser transportadas e acondicionadas de modo a minimizar danos;
- Uma limpeza regular do equipamento vai assegurar o seu bom funcionamento por mais tempo;
- - Uma atenção especial deve ser tomada no manuseio das armadilhas em relação a qualquer elemento que possa atrair ou afastar os animais do campo de ação da armadilha, como restos de alimento, repelentes, fezes e urina;
- Em locais muito úmidos, pelotas dessecantes (p.ex. sílica gel) devem ser fixadas na parte interna das armadilhas;
- As informações solicitadas das claquetes devem ser preparadas previamente (ficha impressa ou outro dispositivo), e o preenchimento feito em campo;
- As cores que o led frontal exibe são diferentes quando a câmera está configurada corretamente e quando não está (p. ex., no caso da AF Buschnell predator, azul quando está funcionando corretamente e lilás quando não está);
- Os cartões de memória não devem ser utilizados em celulares em hipótese nenhuma, sob risco de perda de informações.

### PARA SABER MAIS

TEAM NETWORK 2011. Terrestrial Vertebrate Protocol Implementation Manual, v.3.1. Tropical Ecology, Assessment and Monitoring Network, Center for Applied Biodiversity Science, Conservation International, Arlington, VA, USA.

Cunha, F.P. 2013. Monitoramento de mamíferos terrestres de médio e grande porte. Relatório técnico. Cenap, ICMBio.

Wearn, O.R., Glover-Kapfer, P. 2017. Camera-trapping for conservation: a guide to best-practices. WWF Conservation Technology Series 1(1). WWF-UK, Woking, United Kingdom.

## 3.3 - DROSOPHILIDAE: ARMADILHAS DE RETENÇÃO

### Introdução

No módulo básico do monitoramento, a amostragem de Drosophilidae será feita por meio de armadilhas de retenção contendo banana fermentada como isca. Esse método é usado para coleta dessas moscas de modo sistemático no Brasil por diversos grupos de pesquisa, para diferentes propósitos, incluindo estudos de genética, ecologia de populações e comunidades, monitoramento de pragas agrícolas e bioindicação.

### Grupos-Alvo

Moscas-da-fruta da família Drosophilidae, nativas e exóticas, atraídas à frutos fermentados. Em particular, a espécie *Zaprionus indianus*, espécie exótica de fácil identificação.

### Métrica: porcentagem de espécies exóticas

A ocorrência e abundância de espécies exóticas invasoras é um bom indicador do estado de conservação de uma dada localidade, uma vez que essas espécies normalmente invadem ambientes degradados e apresentam alta tolerância às perturbações ambientais, em particular às antrópicas.

O monitoramento da proporção de moscas exóticas pode funcionar como uma ferramenta de diagnóstico precoce de alterações no estado de conservação de uma UC, de modo que o aumento da proporção de moscas exóticas em relação às nativas funcionaria como um alarme a respeito das condições de conservação na UC e em seu entorno. No entanto, não há estudos publicados que tenham feito amostragens contrastando sítios com diferentes graus de perturbação em áreas campestres ou savânicas.

### Desenho Amostral

Em cada UC pelo menos cinco unidades amostrais com 3 armadilhas deverão ser instaladas por fitofisionomia, em pontos previamente sorteados (vide seção "Seleção de áreas de amostragem"). No mínimo duas fitofisionomias savânicas devem ser amostradas. A unidade amostral deve ser instalada a uma distância de pelo menos 100m da próxima, para garantir independência entre amostras. As armadilhas de uma unidade amostral devem ser dispostas a 10m umas das outras para aumentar a representatividade da heterogeneidade ambiental no ponto de coleta.

### Época de amostragem

A amostragem de drosofilídeos deve ser realizada final da estação chuvosa (no bioma Cerrado de março a maio). A amostragem feita fora da época adequada normalmente resulta em poucos indivíduos capturados e, possivelmente, em uma proporção de moscas exóticas enviesada.

### Equipamentos Básicos

- Armadilhas confeccionadas com garrafas PET de 2 l (arame, algodão, gaze, meia calça, tinta preta)
- Banana e fermento biológico (*Saccharomyces cerevisiae*) para isca
- Concha e balde de pelo menos 8 l, jornal ou tecido voil para preparação da isca
- Fita crepe para etiquetar e fechar os furos das armadilhas
- Marcador permanente
- Fio para prender as armadilhas na árvore
- Pincéis para manusear moscas

- Pinças para manusear moscas
- Potes com tampa (potes de vidro, tubos tipo falcon, etc.)
- Bandejas brancas pequenas para triagem
- Luminárias portáteis
- Lupas manuais
- GPS

### Armadilhas de retenção de *Drosophilidae* (Roque et al. 2011)

Para construir a armadilha, devem ser usadas duas garrafas PET de dois litros com exatamente o mesmo formato, sem curvaturas (Figura 5.1-A).

O compartimento de retenção das moscas consiste em uma garrafa inteira (Figura 5.1-B). Um pedaço de arame de aproximadamente 7 cm deve ser inserido para dentro da tampa da garrafa, onde um chumaço de algodão envolto em gaze deve ser amarrado. Esse rolo serve para que as moscas pousem, uma vez capturadas.

Furos de um milímetro devem ser feitos próximos ao gargalo, para eliminar o excesso de umidade do interior da garrafa (Figura 5.1-C).

A parte inferior externa da garrafa deve ser pintada de preto com tinta spray para induzir as moscas a voar para cima, atraídas pela luz. Para permitir a entrada das moscas, na parte pintada da garrafa devem ser feitos nove furos de 0,5 cm de diâmetro, dispostos em linhas de três (Figura 5.1-D). Na mesma parte do compartimento de retenção, um arame deve ser atravessado horizontalmente de um lado para o outro da garrafa e torcido nas pontas, formando nós. Na base da armadilha devem ser feitos cinco furos de 2cm de diâmetro, e a parte inferior coberta por um tecido de meia calça, de aproximadamente 20 cm. É por esses furos que o cheiro da isca vindo do compartimento inferior vai passar, ao mesmo tempo que o tecido impede o contato direto das moscas com a isca (Figura 5.1-E).

O compartimento onde a isca será colocada é a metade inferior da outra garrafa, pintada de preto. Em cada lado da garrafa um pedaço de arame deve ser fixado através de um furo, e esses arames serão usados para fixar as duas partes, amarrando nos nós do compartimento de contenção (Figura 5.1-F).

Um arame deve ser preso ao gargalo da garrafa, para ser usado para pendurar na vegetação ou em uma estrutura construída para pendurar a armadilha (dois arames em arco, por exemplo).

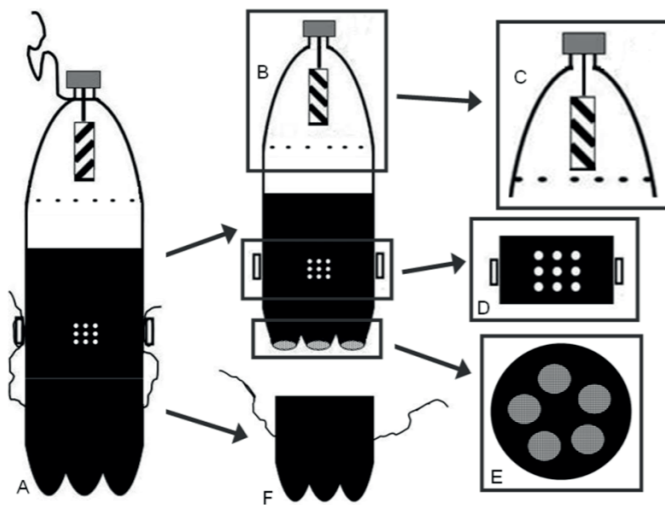


Figura 5.1. Armadilha para captura de *Drosophilidae*. A: armadilha completa; B: Compartimento de retenção das moscas; C: Poleiro para moscas e pequenos furos para eliminação da umidade; D: furos para entrada das moscas; E: furos para a passagem do cheiro da isca; F: Compartimento da isca. (Fonte: Roque et al. 2011).

### Isca

A isca a ser utilizada nas coletas deve ser preparada com banana nanica (d'água, caturra) e água na proporção de 2:1, acrescida de 1% de fermento biológico em relação à quantidade de banana. Cada armadilha deve conter uma banana, de modo que para cada evento de amostragem serão usadas 30 bananas. Para o preparo da isca, cada banana com casca deve ser cortada em três pedaços, e misturada com a água e o fermento em um balde (Figura 5.2). Esse balde deve ser tampado com jornal ou tecido voil e elásticos, e deixado para fermentar por 24 horas. Assim, caso o peso das 30 bananas com casca totalize, por exemplo, 5 Kg, deve-se adicionar 2,5 litros de água e 50g de fermento biológico.

Pouco antes da instalação em campo, a isca deve ser distribuída nas armadilhas (três pedaços de banana por armadilha, distribuindo o caldo equitativamente). A isca deve ser colocada no compartimento na base da armadilha, usando para isso uma concha (Figura 5.2). Após a colocação da isca, o compartimento deve ser completa e firmemente envolvido com o tecido usando para isso o próprio elástico de meia calça, e fixado ao compartimento de retenção das moscas. Ao montar as armadilhas, não se deve esquecer de fechar as entradas das moscas com fita crepe.

A isca de banana fermentada é a mais usada em pesquisas no Brasil, propiciando maior comparabilidade entre o Programa Monitora e outros estudos.

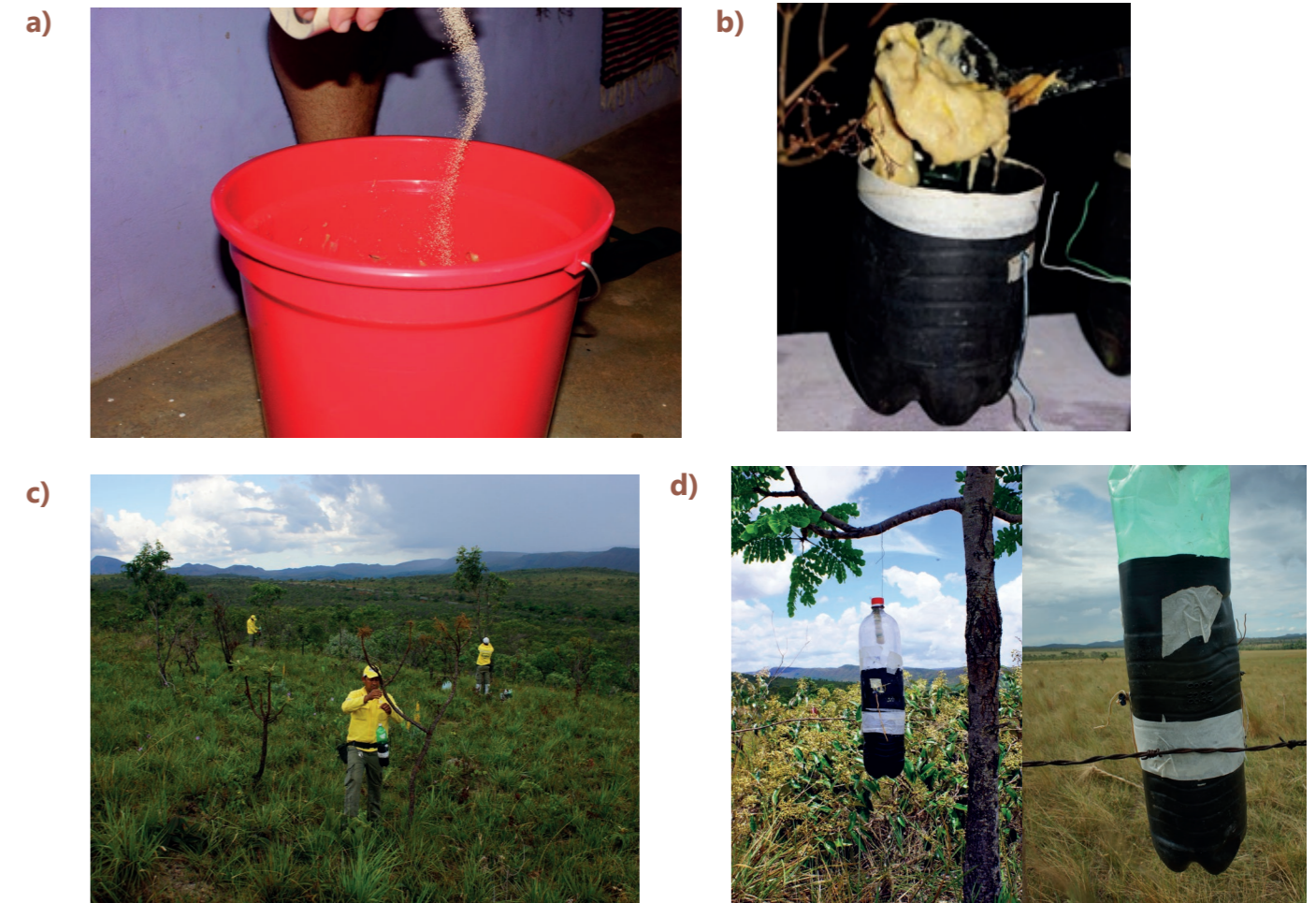


Figura 5.2. Amostragem de moscas *Drosophilidae*. a) Adição de fermento; b) Isca sendo colocada na parte inferior da armadilha; c) Instalação das armadilhas; d) Armadilha instalada em cerrado (esquerda) e em campo.

## Procedimentos em Campo

### Escolha do ponto e instalação das armadilhas

Em cada UC pelo menos dez unidades amostrais divididas em duas fitofisionomias com estrato arbustivo devem ser instaladas (ou seja, pelo menos 5 por fitofisionomia), em pontos sorteados previamente dentro da grade amostral, em áreas elegíveis para o monitoramento (vide seção "Seleção de áreas de amostragem"). Estes devem ser os mesmos pontos usados na amostragem da vegetação, formando uma estação amostral. Ao chegar ao ponto exato para fixação das armadilhas previamente selecionado, deve ser avaliada a condição geral do sítio para instalação das armadilhas. Locais que possam oferecer algum risco às pessoas, viés à amostragem, ou com qualquer característica que impeça a execução do trabalho devem ser descartados.

Árvores e arbustos próximos ao ponto devem ser escolhidas para pendurar as armadilhas. Uma vez escolhido o ponto, as armadilhas devem ser instaladas a aproximadamente um metro do solo, preferencialmente em locais sombreados, e deixadas durante 72 horas em campo (Figura 5.2). A conformação espacial das armadilhas na UA é livre, desde que mantida a distância indicada entre elas.

### Retirada das armadilhas

Após 72 horas, as armadilhas devem ser retiradas do campo. Na ocasião da remoção, os furos da armadilha devem ser bem fechados com uma fita adesiva para evitar que as moscas escapem ou caiam. O compartimento de isca deve ser desacoplado da armadilha, a isca deve ser descartada e a meia calça invertida de modo a fechar a câmara de retenção. Ao retirar as armadilhas, as etiquetas das garrafas devem ser conferidas em campo, para o caso de terem apagado ou caído e, se for o caso, refeitas (Figura 5.3). Amostras de garrafas cujos furos cheguem destampados no local de triagem devem ser desconsideradas, sob o risco de estarem 'contaminadas' por *Zaprionus* de locais de fora da UA, e enviar os resultados.

As armadilhas devem ser removidas do ponto de fixação e levadas para o laboratório/alojamento/acampamento, para contagem posterior das moscas. Toda armadilha deve conter uma fita crepe com os dados do ponto de amostragem: UC, data, UA e armadilha.

### Triagem das moscas

Alguns cuidados durante a coleta são essenciais para preservar as moscas, com implicações diretas na etapa da triagem: é necessário prestar atenção nas moscas desde a hora em que as armadilhas são recolhidas em campo até o momento da transferência para os tubos ou potes e posterior contagem. Cuidado redobrado deve ser tomado para que elas não amassem nem quebrem, tornando-se indistinguíveis entre si.

Imediatamente ao chegar do campo no local onde serão triadas, as moscas de cada armadilha devem ser despejadas em recipientes com tampa (Figura 5.3), como potes de vidro, tubos tipo falcon, etc. Sempre que possível, esses recipientes devem ser colocados em um congelador até o dia seguinte. Essa transferência deve ser feita com firmeza, porém com delicadeza para não estragar as moscas. Em casos excepcionais as moscas podem ser despejadas em álcool 70%, mas este as deixa menos distinguíveis entre si, principalmente para triadores inexperientes.

A separação e contagem das moscas nativas e exóticas deve ser feita com o auxílio de uma pinça e/ou um pincel, preferencialmente em uma bandeja branca. Uma lupa de mão ou de mesa pode ser usada para auxiliar a separação. Os dados devem ser anotados na planilha de laboratório (Anexo 5.1).

As moscas exóticas da espécie *Zaprionus indianus* são facilmente distinguíveis dos demais *Drosophilidae* por possuírem duas faixas brancas no dorso, as quais nenhuma espécie nativa possui (Figura 5.4).

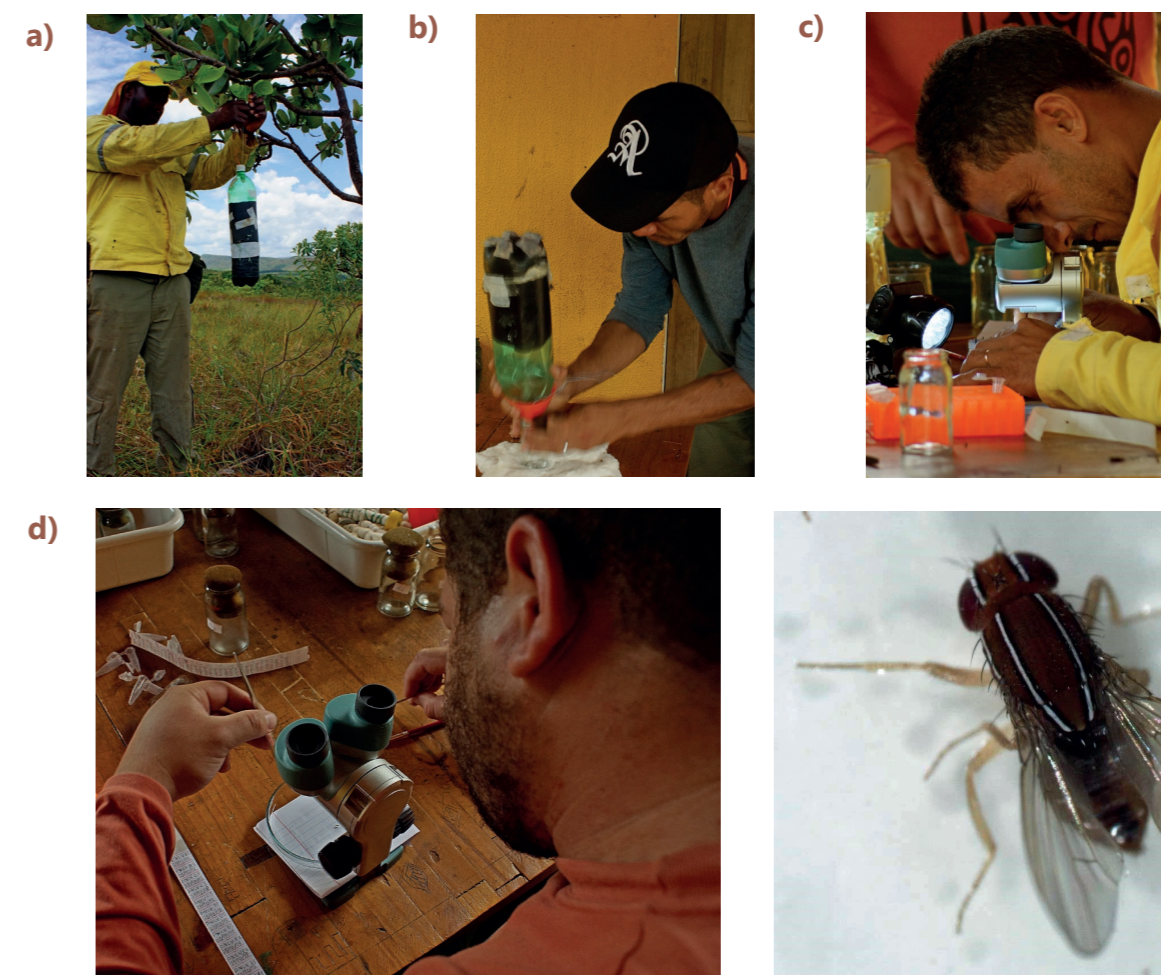


Figura 5.3. Triagem das moscas *Drosophilidae*. a) Retirada de armadilha do campo; b) Moscas sendo retiradas da armadilha; c) Moscas sendo separadas; d) Detalhe da lupa portátil usada para separação dos gêneros *Zaprionus* (exóticas) e *Drosophila* (nativas).



Figura 5.4. *Zaprionus indianus*, vista dorsal evidenciando as duas faixas brancas, ausentes em espécies nativas de *Drosophilidae* no Brasil (Fonte: Virginia Tech Department of Entomology).

## RECOMENDAÇÕES GERAIS

- Sempre deve ser levado algo para manter as armadilhas em pé durante a instalação e remoção em campo: sacolas de feira, caixas de papelão, etc;
- Após o campo, todas as armadilhas devem ser lavadas. Armadilhas que porventura estiverem avariadas devem ser separadas para reparo;
- Em caso de locais sem vegetação lenhosa de maior porte, uma estrutura com dois arames curvados em "x" pode ser usada para pendurar as armadilhas.

## PARA SABER MAIS

Mata, R.A., McGeoch, M, Tidon, R. (2008). *Drosophilid assemblages as a bioindicator system of human disturbance in the Brazilian Savanna*. *Biodivers Conserv* 17: 2899-2916.

Matavelli, C. 2014. *Dinâmica populacional de Zaprionus indianus Gupta 1970 (Diptera: Drosophilidae) e caracterização de alguns aspectos biológicos*. Tese de doutorado. Universidade Estadual Paulista.

Medeiros, H.F., Klaczko, L.B. 1999. *Dros. Inf. Serv.* 82: 100-102;

Paula, M.A. 2015 *Diversidade de drosofilídeos (diptera, drosophilidae) na reserva ecológica do IBGE, em áreas afetadas pelo fogo*. Dissertação de mestrado. Universidade de Brasília.

Roque, F., Oliveira, S. C. F. and R. Tidon 2011. *Technical adaptations of retention traps used to catch drosophilids*. *Drosophila Information Service* 94: 140-141

**Anexo 5.1.** Planilha de triagem para entrada de dados de moscas Drosophilidae.

<b>Latitude:</b> _____ <b>Longitude:</b> _____ <b>Ponto:</b> _____					
<b>Observação geral sobre a amostragem:</b>					
UA (1 a 10)	Armadilha (1 a 3)	No. de indivíduos nativos	No. de indivíduos exóticos (  )	Armadilha funcionando? (S/N)	Observações
1	1				
1	2				
1	3				
2	1				
2	2				
2	3				
(...)					
10	1				
10	2				
10	3				

### 3.4 - BORBOLETAS FRUGÍVORAS: ARMADILHAS DE ATRAÇÃO

#### Introdução

Borboletas frugívoras compõem um grupo que tem se mostrado excelentes indicadores biológicos para o diagnóstico do estado de conservação de diferentes habitats, especialmente florestais, tendo sido incluídas no componente florestal do Programa Monitora. Em escala mundial, o protocolo usado no Programa para amostrar essas borboletas foi incluído nas recomendações da GEO BON, uma rede global de observação da biodiversidade, parceira da CDB (Convenção da diversidade Biológica da ONU) (Van Swaay et al., 2015). O protocolo apresentado aqui é o mesmo do componente florestal do Programa Monitora, com pequenas adaptações para amostragem em áreas abertas.

#### Grupos-Alvo

Borboletas frugívoras estritas, de 13 tribos pertencentes à família Nymphalidae (Tabela 6.1). Grupos de borboletas da mesma família que eventualmente são capturadas, mas que não são frugívoras estritas devem ser desconsideradas, como as do gênero *Adelpha* e *Doxocopa*, assim como borboletas de outras famílias, notadamente Riodinidae (Apêndice 6.1).

Tabela 6.1 Classificação de borboletas frugívoras estritas, da família Nymphalidae.

Subfamília	Tribo	No. nos guias*
Biblidinae	Ageroniini	1
	Biblidini	2
	Callicorini	3
	Epicaliini	4
	Epiphilini	5
Charaxinae	Anaeini	6
	Preponini	7
Nymphalinae	Coeini	8
Satyrinae	Morphini	9
	Melanitini	10
	Brassolini	11
	Haeterini	12
	Satyrini	13

\*Guias de identificação de tribos do componente florestal do Programa Monitora (Santos et al. 2014, a, b)

#### Métrica: composição de tribos e espécies

A proporção de tribos de borboletas frugívoras pode ser usada para indicar a qualidade do ambiente onde essas borboletas se encontram, e tem sido empregada no componente florestal do Programa Monitora com sucesso. Essa indicação se dá pela proporção de tribos tipicamente de áreas mais abertas ou mais fechadas em ambientes florestais, principalmente pela relação das diferentes borboletas com suas plantas hospedeiras. Da mesma forma, a abundância e a composição de espécies da guilda de borboletas são excelentes indicadores da qualidade florestal. No entanto, como mencionado para Drosophilidae, não há estudos publicados que tenham feito amostragens contrastando sítios com diferentes graus de perturbação em áreas campestres ou savânicas no Brasil.

## Desenho Amostral

Em cada UC devem ser instaladas pelo menos 10 unidades amostrais (UAs), em duas fitofisionomias (mínimo de 5 UAs por fitofisionomia), nos pontos previamente sorteados para a amostragem de plantas, em áreas elegíveis para o monitoramento (vide seção “Seleção de áreas de amostragem”).

A unidade amostral de borboletas frugívoras é constituída de quatro armadilhas de atração, dispostas de 30 a 50m umas das outras para aumentar a representatividade da heterogeneidade ambiental no ponto de coleta. Cada UA deve ser instalada a uma distância de pelo menos 500m da próxima, para garantir independência entre amostras.

## Época de amostragem

A amostragem deve ser feita na melhor época do ano de cada localidade, para que seja possível contemplar o máximo de diversidade das borboletas frugívoras possível em um curto período. A amostragem deve ser feita em duas campanhas de sete dias, separadas entre si por 15 a 30 dias, de modo a propiciar uma substituição temporal de espécies dentro da mesma época.

A melhor época de amostragem para borboletas frugívoras em áreas campestres e savânicas no Sul, Sudeste e Centro-Oeste do Brasil é entre fevereiro e abril. Para o Cerrado da região Centro-Oeste essa amostragem deve ser feita de preferência entre a segunda quinzena de fevereiro e a segunda quinzena de março. Para a região Norte, a recomendação é que as amostragens sejam feitas no final da época chuvosa. Para a Caatinga há poucos estudos que fazem referência a sazonalidade, sendo que para a região do Parque Nacional de Catimbau (PE) os meses próximos a maio são os que capturaram maior abundância e riqueza de borboletas (Nobre et al., 2012).

## Equipamentos Básicos

- Armadilhas modelo Van-Someren Rydon;
- Banana e caldo de cana (para isca);
- Linhas de polipropileno;
- Copos de café de 50 ml;
- Fita adesiva;
- Caneta marcadora permanente;
- Pote para dispensar isca velha;
- Câmera fotográfica ou celular com câmera.

## Armadilhas Van Someren Rydon

Borboletas frugívoras podem ser capturadas de modo simples e eficiente com armadilhas contendo frutas fermentadas como isca. Os modelos mais usados para a amostragem de borboletas frugívoras são modificações a partir da armadilha VSR (sigla para Van Someren e Rydon, autores que criaram a armadilha de modo independente no século passado, DeVries, 1987). O modelo usado no Programa Monitora tem um funil interno, que minimiza a fuga das borboletas capturadas. Um molde para costura da armadilha encontra-se no Apêndice 6.2.

## Isca

A isca mais usada em estudos no Brasil, inclusive no componente florestal do Programa Monitora, é uma mistura de banana e caldo de cana, fermentada por 48h. A isca deve ser feita com bananas bem maduras e caldo de cana fresco, na proporção de 3 para 1, ou seja, três partes de banana (pesada com casca) para uma parte de caldo de cana. A banana deve ser preferencialmente nanica

(caturra, d'água). O caldo de cana pode ser substituído por açúcar mascavo diluído em água em 20%, ou seja, 200g de açúcar mascavo por litro de água.

Em locais sem eletricidade, a banana pode ser amassada com um garfo ou espremedor de batata e depois misturada com o caldo de cana. Em locais com eletricidade, ela pode ser batida no liquidificador ou mixer junto com o caldo de cana. A mistura deve ser colocada em garrafas PET e deixada para fermentar por 48h. A tampa deve ser aberta periodicamente para esgotar o gás produzido pela fermentação. Deve ser colocado 50% do volume da garrafa com a isca.

A quantidade total de isca usada por unidade amostral é de aproximadamente 600g, e é calculada da seguinte forma: ~50g/armadilha x 4 armadilhas x 3 trocas de isca (vide abaixo). Em locais muito quentes e secos, é recomendado aumentar em 50% a quantidade de isca e usar um recipiente com tampa furada.

## Procedimentos em Campo

### Escolha do ponto e instalação das armadilhas

Ao chegar ao ponto exato para fixação das armadilhas previamente selecionado, deve ser avaliada a condição geral do sítio para instalação das armadilhas. Locais que possam oferecer algum risco às pessoas, viés à amostragem, ou com qualquer característica que impeça a execução do trabalho devem ser descartados.

Árvores próximas ao ponto devem ser escolhidas para pendurar as armadilhas, que devem ser espaçadas de 30 a 50m umas das outras. Em caso de localidades com pouca ou sem vegetação lenhosa de maior porte (e. g. ambientes campestres), um tripé feito com bambu (ou outro material), pode ser usado para pendurar as armadilhas (Figura 6.1). A configuração espacial das armadilhas na UA é livre, mantidas as distâncias indicadas, mas normalmente o modo mais prático é em linha.

As armadilhas devem ser penduradas com a base a aproximadamente um metro do chão, de modo que possam ser prontamente inspecionadas. Uma vez penduradas, devem ser amarradas linhas em duas abraçadeiras da base e em alguma pedra, vegetação ou toco próximo à armadilha. No caso dos tripés, a ancoragem pode ser feita no próprio bambu. Essa “ancoragem” serve para que a armadilha não fique girando ou balançando muito, impedindo as borboletas de entrar ou até derramando a isca. Após a ancoragem, a isca deve ser colocada no copo de café, e este fixado à base da armadilha com uma fita adesiva (Figura 6.1).

## Revisão

As armadilhas devem ser revisadas periodicamente, para registro das borboletas capturadas e para troca de isca. Ao chegar na armadilha, o monitor deverá prestar atenção se há borboletas na base ou no funil. Uma vez que todas as borboletas estejam na parte superior da armadilha, um prendedor de roupas deve ser usado para prender o meio da armadilha logo acima do funil, impedindo qualquer possibilidade de fuga. Antes de coletar os indivíduos, uma inspeção deve ser feita para garantir que não há vespas, abelhas, formigas, aranhas ou qualquer artrópode que possa causar algum ferimento.

As borboletas podem então ser retiradas uma a uma, fotografadas (vide abaixo), marcadas e soltas. A marcação das borboletas deve ser feita com uma caneta marcadora permanente, na face ventral (“lado de baixo”), para evitar dupla contagem dos indivíduos capturados (Figura 6.1). As borboletas devem ser soltas no mesmo local de captura. As borboletas recapturadas não devem ser computadas nem registradas na ficha de campo (salvo em projetos específicos). Algumas borboletas não frugívoras estritas são capturadas incidentalmente, e podem ser fotografadas para fins de inventário.

As armadilhas podem ser revisadas a cada 24 (6 revisões) ou 48 horas (3 revisões), a depender da logística local. A revisão de 24 horas tem a vantagem de minimizar a possibilidade de fuga e predação das borboletas, mas exige um número maior de pessoas em campo. Por outro lado, há evidências de que a revisão de 48h não promove mudança significativa dos padrões de bioindicação encontrados, propiciando que mais áreas sejam amostradas com menos pessoas.

A isca deve ser trocada a cada 48h, independentemente da frequência de revisão, e durante a troca, a isca velha deve ser colocada em um recipiente para descarte posterior. Em hipótese alguma a isca deve ser jogada no chão próximo à armadilha, pois o isso atrai borboletas para fora da armadilha, prejudicando os dados coletados para o monitoramento.

### Fotografia e gestão de imagens

Todos os indivíduos de borboletas frugívoras capturados devem ser fotografados com o aplicativo iNaturalist (veja próxima seção), para possibilitar identificação posterior até espécie. Para tirar as fotos, as borboletas não devem ser pressionadas contra qualquer superfície, pois isso pode danificá-las e até matá-las. Devem ser tiradas fotos da face ventral de todos os indivíduos, e da face dorsal de parte deles (Figura 6.1). Os casos onde não é necessário tirar fotos da face dorsal serão especificados para cada região pelo CBC. Em caso de dias muito nublados e escuros, uma lanterna pode ser usada para auxiliar na iluminação da foto. Muita atenção deve ser prestada à qualidade das fotos, pois imagens escuras, desfocadas e tremidas podem impossibilitar a identificação das espécies. O uso de um fundo (papel branco, tronco de uma árvore, base da armadilha etc.) melhora consideravelmente a qualidade das fotografias em campo (Figura 6.1).

Armadilhas cuja amostragem esteja claramente prejudicada devem ser fotografadas e registrada a informação do problema verificado. Isso ocorre, por exemplo, quando algum animal consome a isca, formigas cortadeiras cortam as armadilhas ou o vento ou a queda de galhos derrubam a armadilha.

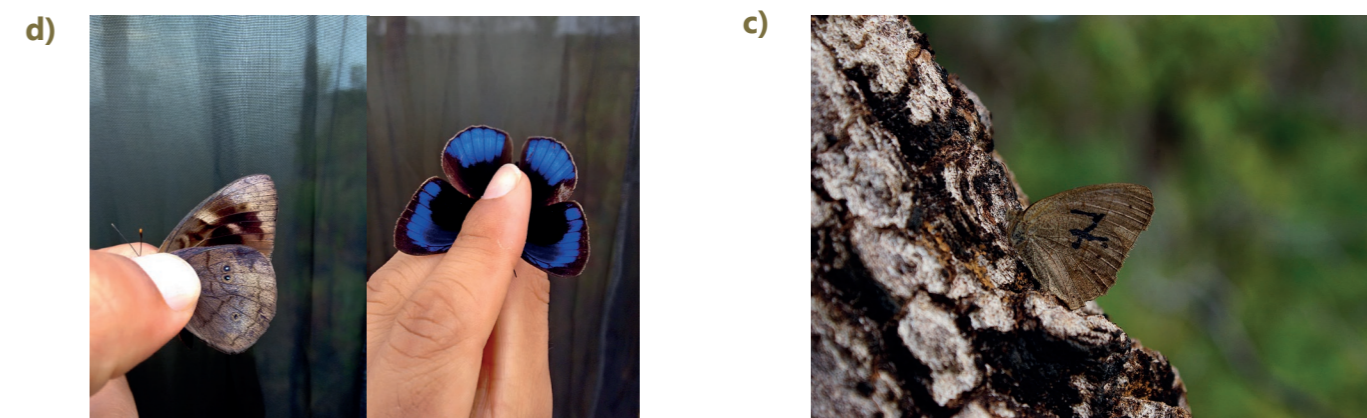
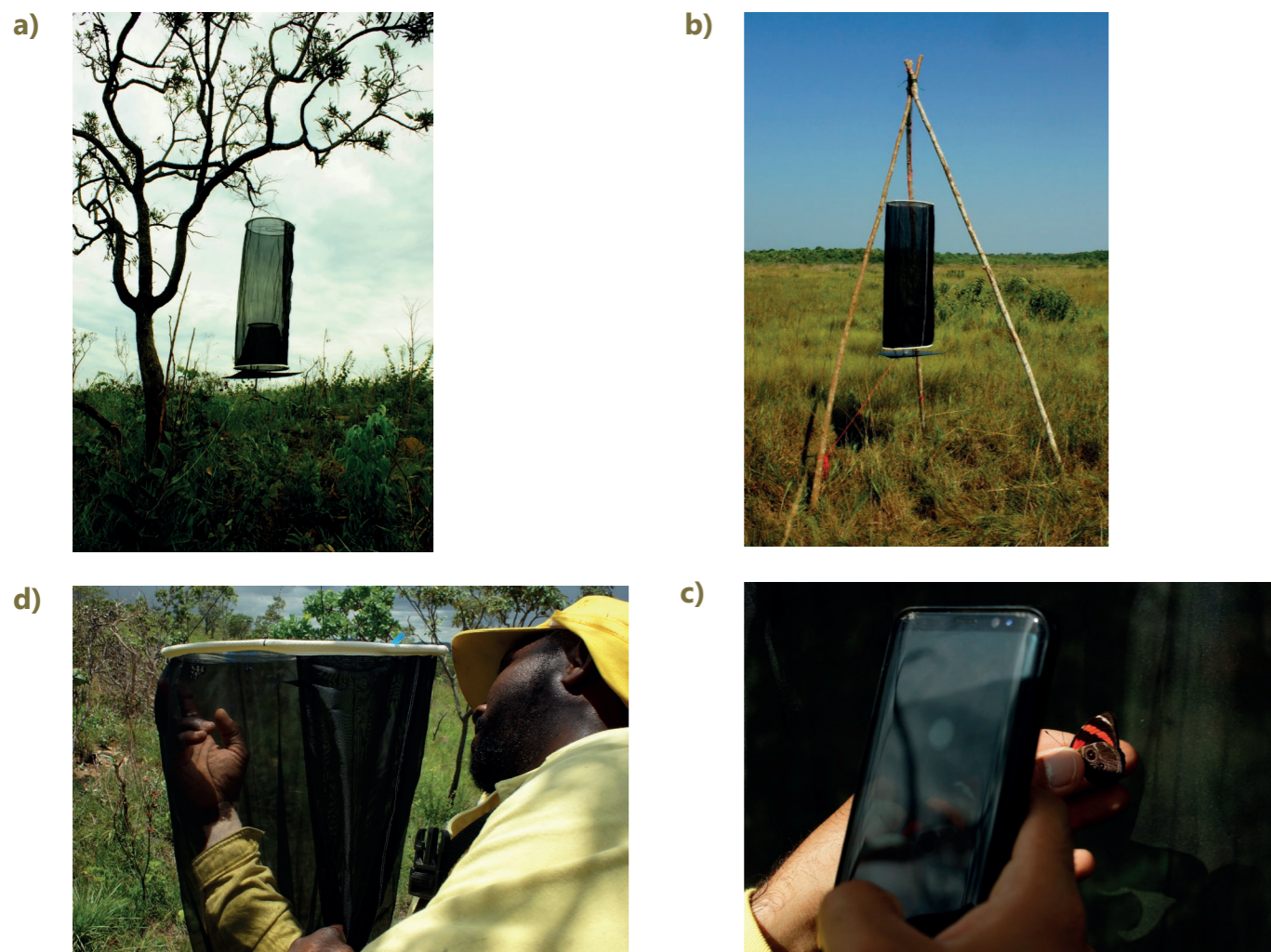


Figura 6.1. Procedimentos para amostragem de borboletas frugívoras. a) Armadilha instalada em árvore; b) Armadilha instalada em um tripé; c) Borboleta sendo coletada na armadilha; d) Borboleta capturada sendo fotografada contra um fundo, para inserção no aplicativo iNaturalist; e) Borboleta capturada na armadilha, face ventral (esquerda) e dorsal; f) Borboleta pousada após ser marcada e solta.

### O aplicativo iNaturalist

O iNaturalist é uma rede social que funciona como um sistema de identificação colaborativa e uma ferramenta de registro de ocorrência de organismos, cujo objetivo é, além de conectar pessoas à natureza, gerar dados de biodiversidade com validade científica.

#### Criando uma conta e um projeto no iNaturalist

No Programa Monitora, 10 passos são necessários para se criar uma conta e um projeto para que o aplicativo possa ser usado para monitorar as borboletas em uma UC:

- 1 – Crie uma conta no iNaturalist ([www.inaturalist.org](http://www.inaturalist.org)) com o e-mail institucional da UC: nome-dauc@icmbio.gov.br;
- 2 – Crie um nome de usuário com a sigla da UC: nomedauc\_icmbio e uma senha;
- 3 – Clique no checkbox para criar uma licença para as imagens;
- 4 – Ao entrar na conta, clique na aba “projetos” e depois em “iniciar um projeto”;
- 5 – Procure na página por “projeto de coleção” e clique em “começar”;
- 6 – No campo “Nome do projeto” digite “Monitora UC”
- 7 – No campo “Resumo do projeto”, copie e cole o texto abaixo:  
Programa Monitora – Programa de Monitoramento da Biodiversidade do ICMBio.  
Projeto destinado à implementação do protocolo de monitoramento de borboletas frugívoras no (preencher com o nome da UC)  
#ProgramaMonitora  
#MonitoraUC
- 8 – No campo “Usuários” digite o nome do usuário criado anteriormente (“nomedauc\_icmbio”);
- 9 – No campo “Administrador(es)” digite cbc\_icmbio
- 10 – Clique em “Concluído”.

#### Usando o aplicativo no celular (versão 1:11.24 (348))

O aplicativo iNaturalist deve ser baixado nos sites Google Play para o sistema Android (<https://play.google.com>) e na App Store para o sistema IOS (<https://www.apple.com/br/ios/app-store/>). Após baixar o aplicativo, basta digitar o nome de usuário ou e-mail e a senha criados anteriormente,

e clicar em “entrar”. Antes de começar a usar o aplicativo para as amostragens do monitoramento, deve ser conferido se a bateria está com carga suficiente para a atividade, se a localização do celular está ativada e se a data e horário estão corretos.

Uma vez com o aplicativo aberto, para fazer um registro são necessários 6 passos. Esses passos devem ser repetidos para todos os indivíduos capturados durante a amostragem do monitoramento.

1 – Clique no símbolo “+” no lado direito inferior do aplicativo;

2 – Clique em “tirar foto”;

3 – Tire foto(s) da borboleta conforme instrução do protocolo. No caso de a foto não ficar boa, descartar e repetir;

4 – No campo “anotações” escreva o código da armadilha. Por exemplo, para a trilha da onça, armadilha 14, pode ser usado o código alfanumérico “O 14”; O código utilizado deve permitir a individualização da armadilha, UA e EA ;

5 – Preste atenção no campo de localização, a acurácia do registro (“ACC”) deve estar abaixo de 100 metros;

6 – Clique no símbolo no lado direito superior.

### RECOMENDAÇÕES GERAIS

- O material para o preparo das iscas deve incluir funil e copo graduado (copo medidor);
- Para facilitar a preparação da isca, especialmente se for feita em campo, a banana deve ser pesada em porções de peso conhecido (e.g., 1 Kg);
- A isca feita 48h antes da instalação das armadilhas não estraga até o fim da campanha, desde que as porções sejam separadas em garrafas por dia de revisão; Armazenar em local sombreado, mas nunca colocar na geladeira.
- As condições meteorológicas das áreas de amostragem devem ser acompanhadas com antecedência às campanhas de campo, em sítios da internet como o INMET (<http://www.inmet.gov.br/portal/>) e a Hidroweb/ANA ([http://www.snirh.gov.br/hidroweb/publico/medicoes\\_historicas\\_abas.jsf](http://www.snirh.gov.br/hidroweb/publico/medicoes_historicas_abas.jsf)). A amostragem não deve ser planejada para dias chuvosos, predominantemente nublados ou frios. Caso haja previsão de frente fria, a programação de campo deve ser reagendada;
- Em locais com solo impenetrável (como campo rupestre) onde forem usados tripés, deve ser amarrado a cada perna dos tripés algum objeto pesado para mantê-los firmes no chão;
- Sempre que possível as revisões das armadilhas devem ser feitas a cada 24h;
- Após o campo, todas as armadilhas devem ser limpas e deixadas para secar antes de serem guardadas. Armadilhas que porventura estiverem avariadas devem ser separadas para reparo;
- As armadilhas não devem ser guardadas próximo a fontes de cheiro forte, como motores, solventes, produtos de limpeza etc. O cheiro pode impregnar no tecido e afastar as borboletas;
- O guia de procedimentos do componente florestal do Programa Monitora pode ser consultado para a execução do protocolo.

### PARA SABER MAIS

Nobre, C.E.B., Iannuzzi, L., Schlindwein, C. 2012. Seasonality of fruit-feeding butterflies (Lepidoptera, Nymphalidae) in a Brazilian semiarid area. *ISRN Zoology*, 2012: 1-8.

Nobre, R.A., Kinouchi, M.R., Constantino, P. A. L., Costa-Pereira, R., Uehara-Prado, M. 2014. Monitoramento da biodiversidade: roteiro metodológico de aplicação. Brasília: ICMBio, 40 p.

Santos, J.P., Freitas, A.V.L., Constantino, P.A.L., Uehara-Prado, M. 2014a. Guia de identificação de tribos de borboletas frugívoras. Amazônia. MMA/ICMBio/GIZ. Brasília. 12 p.

Santos, J.P., Freitas, A.V.L., Constantino, P.A.L., Uehara-Prado, M. 2014b. Guia de identificação de tribos

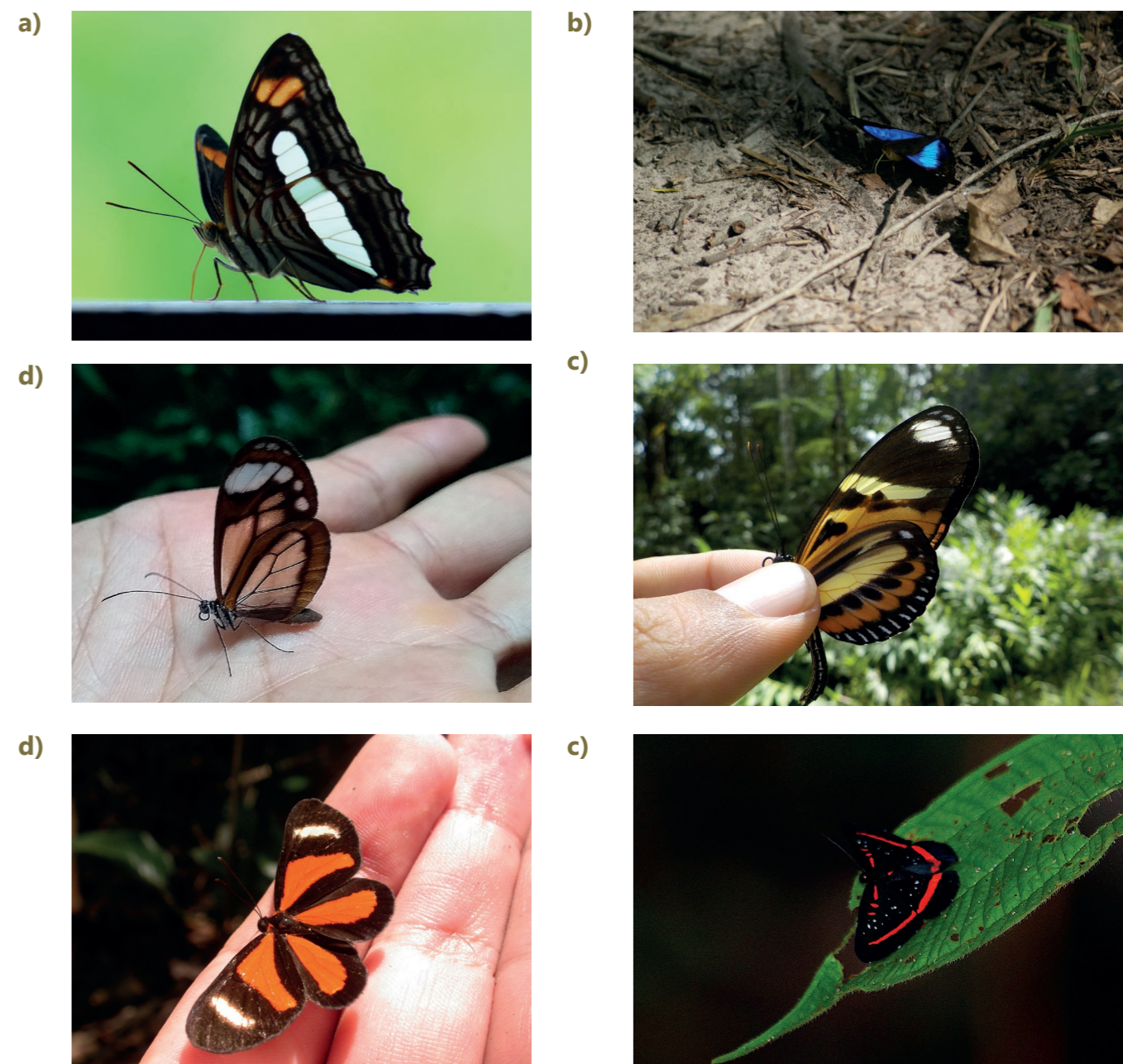
de borboletas frugívoras. Cerrado. Monitoramento de Biodiversidade. MMA/ICMBio/GIZ. Brasília. 12 p.

Uehara-Prado, M., Ribeiro D.B. 2012. Borboletas em Floresta Atlântica: métodos de amostragem e inventário de espécies na Serra do Itapeti. In: Serra do Itapeti: aspectos históricos, sociais e naturalísticos (eds MSC Morini & VFO Miranda). Bauru, Canal 16, pp. 167–186.

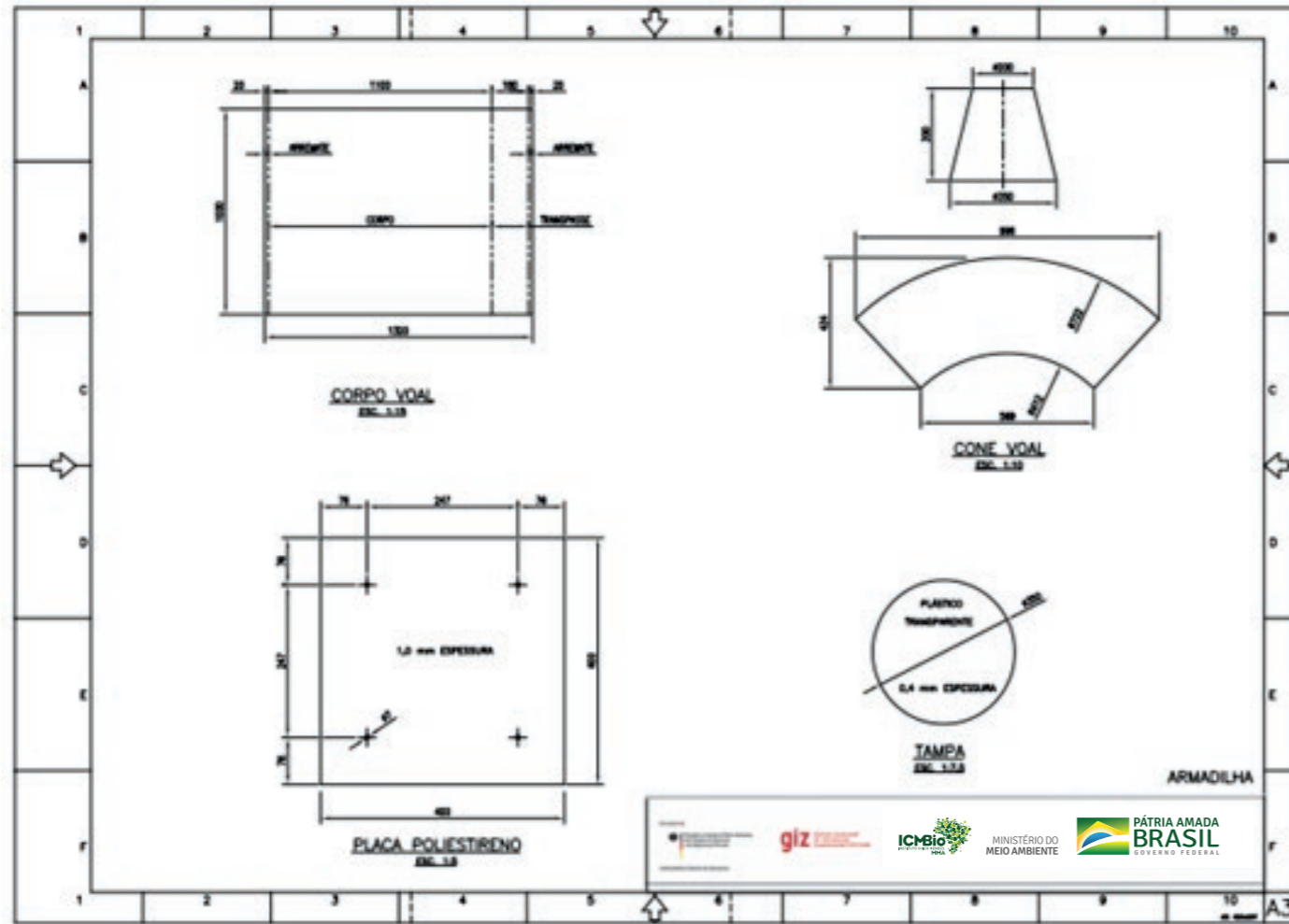
Van Swaay, C., Regan, E., Bozhinovska, E., Fernandez, M., Marini-Filho, O.J., Huertas, B., Phon, C.K., Korosi, A., Meerman, J., Peer, G., Uehara-Prado, M., Safian, S., Sam, L., Shuey, J., Taron, D., Terblanche, R., Underhill, L. 2015. Guidelines for Standardized Global Butterfly Monitoring. Leipzig: Group on Earth Observations Biodiversity Observation Network (GEO BON).

Warren, A.D., Davis, K.J., Stangeland, E.M., Pelham, J.P. Grishin, N.V. Illustrated Lists of American Butterflies (North and South America) 21-XI-2017. <https://www.butterfliesofamerica.com/L/Neotropical.htm> (acessado em 15-05-2019).

**Apêndice 6.1.** Borboletas que normalmente são capturadas nas amostragens do Programa Monitora, mas que não são frugívoras estritas. a) *Adelpha* sp. (Nymphalidae); b) *Doxocopa* sp. (Nymphalidae); c) *Ithomiini* (Nymphalidae); d) *Heliconius* sp. (Nymphalidae); e) *Cartea vitula* (Riodinidae); f) *Amarynthys meneria* (Riodinidae).



**Apêndice 6.2.** Molde para costura da armadilha usada na amostragem de borboletas frugívoras do Programa Monitora.



**Apêndice I.** Resumo da periodicidade, tempo em campo e época de amostragem dos alvos de monitoramento.

Grupos indicadores	Unidade amostral (UA)	Réplicas	Periodicidade	Tempo em campo*	Época de amostragem
Plantas	Transecção permanente de 50m	12 transecções por fitofisionomia, em pelo menos duas fitofisionomias	Uma campanha a cada 2 anos	20 minutos por transecção	Março- abril (Cerrado) Outubro- novembro (Campos sulinos) Outubro- fevereiro (Pantanal)
Aves e mamíferos	Armadilha fotográfica	30 armadilhas, podendo ser divididas em conjuntos de 10	Duas campanhas por ano (instalação e retirada)	Três a cinco câmeras por dia para instalação; câmeras permanecem pelo menos 30 dias.	Estação seca
Borboletas frugívoras	Quatro armadilhas de atração	Dez réplicas, podendo ser divididas em conjuntos de pelo menos cinco	Duas campanhas por ano, separadas entre 15 e 30 dias	Sete dias por campanha (um para instalação e seis de amostragem)	Fevereiro a abril nos estados do Sul, Sudeste e Centro-Oeste Final da estação chuvosa nos estados do Norte Abril-Maio-Junho na Caatinga
Moscas Drosophilidae	Três armadilhas de atração	Dez réplicas, podendo ser divididas em conjuntos de pelo menos cinco	Uma campanha por ano	Três dias	Final da estação chuvosa

\*Tempo em campo por campanha correspondente a amostragem de uma UA com uma equipe de duas pessoas



Vídeos instrucionais para  
implementação dos protocolos:



MINISTÉRIO DO  
MEIO AMBIENTE



PÁTRIA AMADA  
**BRASIL**  
GOVERNO FEDERAL