

MANUAL DE MÉTODOS PARA EL DESARROLLO DE INVENTARIOS DE BIODIVERSIDAD

Instituto de Investigación de Recursos Biológicos
Alexander von Humboldt

Programa Inventarios de Biodiversidad
Grupo de Exploración y Monitoreo Ambiental
(GEMA)

Mauricio Álvarez

Sergio Córdoba

Federico Escobar

Giovanny Fagua

Fernando Gast

Humberto Mendoza

Mónica Ospina

Ana María Umaña

Héctor Villarreal



INSTITUTO DE INVESTIGACIÓN DE
RECURSOS BIOLÓGICOS
ALEXANDER VON HUMBOLDT

© Instituto de Investigación de Recursos Biológicos
Alexander von Humboldt
2006

Los textos pueden ser utilizados total o parcialmente citando la fuente

EDICIÓN

Claudia María Villa G.

ILUSTRACIONES

Roberto Rozo
Humberto Mendoza
Robin Schiele

Portada

Robin Schiele

FOTOGRAFÍAS

Francisco Nieto
Banco de Imágenes Ambientales
Instituto Alexander von Humboldt

Héctor Villarreal
Danilo Salas
Juan Manuel Renjifo
Parques Nacionales Naturales

FOTOGRAFÍAS AÉREAS

IGAC

OTRAS IMÁGENES

www.usgs.gov
Estralher 1986

DISEÑO Y DIAGRAMACIÓN

Liliana Patricia Aguilar G.

IMPRESIÓN

Ramos López Editorial

Segunda edición
Impreso en Bogotá D. C., Colombia
Febrero de 2006

CÍTESE COMO

VILLARREAL H., M. ÁLVAREZ, S. CÓRDOBA, F.
ESCOBAR, G. FAGUA, F. GAST, H. MENDOZA, M.
OSPINA y A.M. UMAÑA. Segunda edición. 2006.
Manual de métodos para el desarrollo de
inventarios de biodiversidad. Programa de
Inventarios de Biodiversidad. Instituto de Investiga-
ción de Recursos Biológicos Alexander von
Humboldt. Bogotá, Colombia. 236 p.

ISBN

8151-32-5

***Esta obra contribuye
al Inventario Nacional de la Biodiversidad***



REPÚBLICA DE COLOMBIA
Ministerio de Ambiente, Vivienda
y Desarrollo Territorial



Embajada Real
de los Países Bajos



Banco Mundial



GEF



DIRECCIÓN GENERAL
Fernando Gast Harders

Tucán rabirrojo (*Aulacorhynchus haematopygus*)
endémico del norte de los Andes.

Índice de autores

Mauricio Álvarez

Programa de Inventarios de Biodiversidad
Grupo de Exploración y Monitoreo Ambiental (GEMA)
Instituto Humboldt
Ornitólogo
malvarez@humboldt.org.co

Sergio Córdoba

Programa de Inventarios de Biodiversidad
Grupo de Exploración y Monitoreo Ambiental (GEMA)
Instituto Humboldt
Ornitólogo
scordoba@humboldt.org.co

Federico Escobar

Federico Escobar
Investigador asociado IAVH
Departamento de Ecología
y Comportamiento Animal
Instituto de Ecología A.C., México
escobarf@ecologia.edu.mx

Giovanny Fagua

Departamento de Biología,
Pontificia Universidad Javeriana
Entomólogo
fagua@javeriana.edu.co

Fernando Gast

Instituto Humboldt (Director)
Biogeógrafo
fgast@humboldt.org.co

Humberto Mendoza

Programa de Inventarios de Biodiversidad
Grupo de Exploración y Monitoreo Ambiental (GEMA)
Instituto Humboldt
Botánico
hmendoza@humboldt.org.co

Mónica Ospina

Programa de Inventarios de Biodiversidad
Grupo de Exploración y Monitoreo Ambiental (GEMA)
Instituto Humboldt
Entomóloga
monicaospinac@hotmail.com

Ana María Umaña

Programa de Inventarios de Biodiversidad
Grupo de Exploración y Monitoreo Ambiental (GEMA)
Instituto Humboldt
Ornitóloga
umana@humboldt.org.co

Héctor Villarreal

Programa de Inventarios de Biodiversidad
Grupo de Exploración y Monitoreo Ambiental (GEMA)
Instituto Humboldt
Geógrafo
hvillarreal@humboldt.org.co

Tabla de contenido

Agradecimientos	11
Presentación	13
Prólogo	15
Introducción	17
1. Inventarios de biodiversidad	19
1.1 ¿Qué medir? ¿En cuál nivel de organización?	22
1.2 ¿Cómo medir?	23
1.3 Selección de grupos biológicos	24
1.4 Registros biológicos, colecciones y bases de datos	27
2. Planeación y ejecución de un inventario de biodiversidad	29
2.1 Etapas en la planeación y ejecución de un inventario de biodiversidad	33
2.1.1 Etapa preliminar	33
2.1.2 Etapa de interpretación de imágenes de sensores remotos y elaboración de mapas preliminares	33
2.1.3 Etapa de campo	34
2.1.4 Etapa de laboratorio y oficina	35
3. Caracterización del paisaje	37
3.1 El concepto de paisaje	39
3.2 Procedimiento para la identificación y delineación de paisajes	43
3.2.1 Etapa preliminar	44
3.2.2 Etapa de interpretación de imágenes de sensores remotos	44
3.2.3 Etapa de campo	48
3.2.4 Etapa final	49
4. Plantas	69
4.1 Métodos	71
4.1.1 Muestreos de Rubiaceae y Melastomataceae	71
4.1.2 Muestreos de plantas leñosas	75
4.1.3 Colecciones generales de plantas	78
4.1.4 Descripción de la vegetación	80
4.2 Requerimientos de personal, equipos y materiales	81
4.3 Síntesis de los métodos expuestos	82

5.	Aves	91
5.1	Métodos	94
5.1.1	Recopilación de información	94
5.1.2	Detecciones visuales y auditivas	95
5.1.3	Grabación de vocalizaciones	99
5.1.4	Redes de niebla	104
5.2	Análisis de datos	110
5.2.1	Representatividad del muestreo y riqueza de especies	110
5.2.2	Singularidad de las comunidades de aves	111
5.2.3	Comunidades de aves bajo con algún riesgo de extinción en un análisis regional	112
6.	Insectos	149
6.1	Escarabajos coprófagos	151
6.1.1	Métodos de captura	152
6.1.2	Arreglo espacial de las trampas en el campo e intensidad del muestreo	155
6.2	Hormigas	157
6.2.1	Métodos de captura	158
6.2.2	Arreglo de las trampas en el campo e intensidad del muestreo	160
6.3	Mariposas diurnas	163
6.3.1	Métodos de captura	164
6.3.2	Arreglo de las trampas en el campo e intensidad del muestreo	166
6.4	Análisis de los datos en insectos	169
7.	Métodos para el análisis de datos: una aplicación para resultados provenientes de caracterizaciones de biodiversidad	185
7.1	Contexto general del análisis de la información	187
7.2	Tratamiento de los datos: cómo estimar la diversidad alfa, beta y gamma	189
7.2.1	Índices para medir la diversidad alfa	189
7.2.2	Índices para medir la diversidad beta	191
7.2.3	Medición de la diversidad gamma	193
7.3	Cómo evaluar los datos: curvas de acumulación de especies	193
7.4	Cómo realizar listas depuradas de las bases de datos a partir de Excel®	197
8.	Referencias	227
	Índice de figuras	7
	Índice de tablas	8
	Índice de anexos	8

Índice de figuras

Figura 1.1	Niveles de organización jerárquica de la biodiversidad y atributos de composición, estructura y función (tomado de Noss 1990)	21
Figura 1.2	Esquema de un muestreo de plantas leñosas con algunos conceptos básicos de diseño metodológico en un inventario de biodiversidad	25
Figura 2.1	Etapas en la planeación y ejecución de un inventario de biodiversidad	32
Figura 3.1	Caracterización del paisaje en función de los factores formadores, estudio de caso de sabanas de la altillanura plana (Santa Rita, Vichada)	40
Figura 3.2	Configuración externa (geoforma/vegetación) de los paisajes en varios contextos geográficos y niveles de resolución (escala)	43
Figura 3.3	Escalas de aproximación a la cartografía del paisaje de acuerdo con las fuentes utilizadas	45
Figura 4.1	Representación del método de muestreo en transectos de Rubiaceae y Melastomataceae	72
Figura 4.2	Medición del DAP	75
Figura 4.3a	Transecto de muestreo de plantas leñosas	75
Figura 4.3b	Representación del método de muestreo de plantas leñosas propuesto por Gentry (1982)	75
Figura 4.4	Perfil de la vegetación	81
Figura 4.5	Materiales y equipos requeridos para un muestreo de la vegetación	81
Figura 5.1	Esquema de los recorridos de observaciones y grabaciones de aves	96
Figura 5.2	Partes de un ave (Modificado de Gooders y Weidensaul 1990)	99
Figura 5.3	Ubicación de una estación de redes de niebla dentro del bosque	105
Figura 5.4	Partes de una red de niebla	105
Figura 5.5	Etiqueta de identificación de los ejemplares de aves	110
Figura 6.1	Trampas de caída comúnmente utilizadas para el muestreo de escarabajos coprófagos	153
Figura 6.2	Trampa de caída modificada	153
Figura 6.3	Trampa de interceptación al vuelo	154
Figura 6.4a	Trampas utilizadas para la captura de hormigas: cernidor de hojarasca	158
Figura 6.4b	Trampas utilizadas para la captura de hormigas: saco Winkler	158
Figura 6.4c	Trampa de caída	159
Figura 6.4d	Tubos para cebos	159
Figura 6.4e	Captura manual	160
Figura 6.5	Diseño de muestreo para la captura de hormigas	161
Figura 6.6	Observación de mariposas mediante binóculos (a) y captura mediante jama (b)	166
Figura 6.7	Trampas utilizadas para la captura de mariposas: trampa con atrayente (tipo van Sormeren-Rydon) (a); colocación de las trampas (b,c)	167

Figura 7.1	Curvas de acumulación de especies de muestreos de Rubiaceae en el PNN Cueva de Los Guácharos	194
Figura 7.2	Curvas de acumulación de especies de un muestreo de plantas leñosas en el PNN Cueva de Los Guácharos	196

Índice de tablas

Tabla 5.1	Unidades de muestreo en campo y pruebas aplicadas a las muestras para el análisis de datos de aves	111
Tabla 7.1	Parámetros generados por el programa Stimates 6.0 después de la corrida de un conjunto de datos	195

Índice de anexos

Anexo 3.1	Relación escala-grado de detalle y medidas básicas en las aerofotografías	51
Anexo 3.2	Modelos de análisis de elementos de fotointerpretación para el reconocimiento y la descripción de paisajes mediante el uso de fotografías aéreas	52
Anexo 3.3	Formato de toma de datos en campo para la descripción integral de las Unidades de Paisaje (unidades de muestreo).....	54
Anexo 3.4.	Conceptos básicos y consideraciones prácticas útiles para la documentación y descripción geográfica de los sitios de observación y muestreo	56
Anexo 4.1	Ventajas y desventajas de los diferentes tipos de métodos para el inventario de la vegetación	84
Anexo 4.2	Modelo de formato para la consignación de datos en la tabla base en Excel de los datos de campo de los muestreos de las familias de Rubiaceae y Melastomataceae en 0.4 ha	85
Anexo 4.3	Modelo de formato de la lista de especies de los muestreos de plantas de las familias de Rubiaceae y Melastomataceae en 0.4 ha	86
Anexo 4.4	Modelo de formato para la consignación en la tabla base en Excel de los datos de campo de los muestreos de 0.1 ha, metodología Gentry (1982)	87
Anexo 4.5	Modelo de formato para la consignación en la tabla base en Excel de los parámetros estructurales de los muestreos de 0.1 ha, metodología Gentry (1982)	88
Anexo 4.6	Modelo del formato de la tabla base de las colecciones generales de plantas	89
Anexo 4.7	Ejemplo de formato de etiqueta para colecciones de herbario	90
Anexo 5.1	Información para la base de datos de observaciones de aves	113
Anexo 5.2	Procedimientos técnicos utilizados en el Banco de Sonidos Animales para la edición de vocalizaciones de aves	114
Anexo 5.3	Información para la base de datos de redes	120
Anexo 5.4	Preparación de una piel de estudio en aves	121

Anexo 5.5	Información para la base de datos de colecciones	138
Anexo 5.6	Preservación de contenidos estomacales de aves	139
Anexo 5.7	Breves metodologías para la toma y transporte de muestras de tejidos para ser utilizados en estudios moleculares	141
Anexo 5.8	Procedimiento para establecer muestras de 20 registros en aves	143
Anexo 6.1	Formato para la consignación de los datos de los muestreos de escarabajos coprófagos (Coleoptera: Scarabaeidae: Scarabaeinae)	172
Anexo 6.2	Formato para la consignación de los datos de los muestreos de hormigas (Hymenoptera: Formicidae)	173
Anexo 6.3	Formato para la consignación de los datos en campo de los muestreos de mariposas diurnas (Lepidoptera: Rhopalocera)	174
Anexo 6.4	Formato para la consignación de los datos de los muestreos de mariposas diurnas (Lepidoptera: Rhopalocera)	175
Anexo 6.5	Formato para la consignación de la información taxonómica de las especies de insectos (utilizado con más frecuencia en el trabajo con mariposas)	176
Anexo 6.6	Recomendaciones para la captura y el sacrificio en campo de escarabajos coprófagos, hormigas y mariposas	177
Anexo 6.7	Recomendaciones para el montaje y manejo en laboratorio de escarabajos coprófagos, hormigas y mariposas	179
Anexo 6.8	Cartilla de campo de morfotipos de mariposas	183
Anexo 7.1	Algunos índices para estimar la Diversidad Alfa, Beta y Gamma	198
Anexo 7.2	Procedimientos para utilizar el programa EstimateS 6 y realizar curvas de acumulación de especies	205
Anexo 7.3	Procedimientos para utilizar algunas herramientas de Excel®	210

Agradecimientos

Nuestro especial agradecimiento y aprecio a María Elfi Chaves, Subdirectora, Instituto Humboldt, por sus comentarios, sugerencias y revisión de textos.

Agradecemos el apoyo de todas las personas del Instituto por sus contribuciones a los contenidos y a aquellas por la revisión y comentarios aportados sobre las versiones que antecedieron a la elaboración final de este documento:

A los investigadores del equipo GEMA: María Ángela Echeverry, ornitóloga; Ingrid Quintero, entomóloga; Adriana Prieto, botánica y a Astrid Pulido, entomóloga. A los investigadores de otras líneas de investigación: Ángela Suárez y Ximena Franco, SIB; Fernando Fernández, entomólogo; Juan Diego Palacio, Felipe Estela, Viviana Caro, Cesar Monje (en su momento); David Mejía y Enrique Castillo.

A Cristián Samper y Giselle Didier, quienes propusieron, inicialmente, la elaboración de este Manual.

A los doctores Gonzalo Halffter, Jonattan Coddington y Robert Colwell por su aportes.

A Claudia Villa y Diego Ochoa de la Unidad de Comunicación del IAvH, y a Liliana Aguilar, diagramadora. Su paciencia y soporte fueron inestimables durante el proceso editorial de esta obra.

También apreciamos y agradecemos a entidades y funcionarios por su apoyo, dedicación y acompañamiento en campo en varias expediciones, durante las cuales se aplicaron, ensayaron y refinaron las metodologías propuestas en este Manual: al Ministerio de Ambiente, Vivienda y Desarrollo Territorial, a la Unidad Administrativa Especial del Sistema de Parques Nacionales Naturales, a los funcionarios de áreas protegidas (PNN Tamá, El Tuparro, Chingaza, Cueva de los Guacharos, de Los Picachos), a las CAR (Corporación, Corpocaldas, Carder, Corpoamazonia, CVC), a miembros de la Asociación Red Nacional de Reservas Privadas, la Asociación Red de Reservas Privadas del Valle del Cauca y de la Red Nacional de Observadores de Aves, así como a estudiantes de la universidades de Pamplona, Industrial de Santander, Nariño, Huila, Javeriana, Andes, Cauca), quienes con sus inquietudes e interrogantes planteados en desarrollo de cursos de capacitación en técnicas de muestreo, motivaron la revisión y mejoramiento de algunos contenidos de este Manual.

Apreciamos el apoyo de todo el equipo de auxiliares de campo y laboratorio de las áreas de botánica, ornitología y entomología del Instituto Humboldt: Aura Robles, Elvia González, Fernando Forero, Socorro Sierra, Sandra Medina, José Agustín López, Claudia Reina, Edwin Torres y Miguel Torres.

Al Banco Mundial y a la Embajada Real de los Países Bajos, por los recursos proporcionados para la publicación de esta obra, en el marco del Proyecto Andes.

A Colciencias, entidad que financió proyectos durante los cuales se llevaron a cabo los primeros ejercicios de puesta en práctica, ensayo y refinamiento de técnicas de muestreo, que culminaron con la publicación de este Manual.

Presentación

Como una de las primeras prioridades identificadas por el Instituto Humboldt, luego de su creación en 1995, fue la necesidad de caracterizar los componentes de biodiversidad presentes en los diversos ecosistemas de Colombia. Desde entonces se conformó con este objetivo y como parte del Programa de Inventarios de Biodiversidad el Grupo de Exploración y Monitoreo Ambiental (GEMA).

Hace ocho años, este grupo de jóvenes investigadores colombianos inició el proceso de seleccionar, desarrollar, aplicar y verificar metodologías estandarizadas que permitieran, a través de la obtención de información científica en campo, caracterizar la diversidad en diferentes ecosistemas, así como contribuir al Inventario Nacional de Biodiversidad como mandato para el conocimiento y conservación de la biodiversidad en Colombia.

El Manual de Metodologías para el Desarrollo de Inventarios de Biodiversidad que hoy presenta el Instituto Humboldt, ofrece metodologías cuantitativas que caracterizan de manera simultánea componentes de la biodiversidad mediante grupos biológicos indicadores como plantas vasculares, aves e insectos. Estas metodologías responden a las posibilidades nacionales en conocimiento, esfuerzo de tiempo y espacio a costos razonables. La aplicación simultánea y la opción de comparar diferentes grupos biológicos en un mismo lugar, ha aportado resultados inesperados que le han dado mayor solidez científica a las metodologías.

Vemos en este Manual un aporte y los pasos iniciales a la generación de capacidad nacional y regional para la caracterización de componentes de biodiversidad para los investigadores en ciencias biológicas, funcionarios de Corporaciones Autónomas Regionales, Parques Nacionales, Red de Reservas de la Sociedad Civil y universidades del Sistema Nacional Ambiental (SINA). Aunque el manual no cubre todos los grupos biológicos, es posible desarrollar en el mismo esquema, metodologías similares para seguir contribuyendo al conocimiento, conservación y uso de la biodiversidad colombiana.

Fernando Gast H.

Director General
Instituto Humboldt

Prólogo

Colombia es uno de los países del mundo con mayor diversidad en especies de plantas y animales. Aproximadamente un 10% de las descritas se encuentran en su territorio. Hay varias razones para esta extraordinaria riqueza. Las tres cordilleras que recorren el territorio colombiano representan la mayor complejidad orográfica de los Andes y al estar situadas en la franja intertropical, cerca del Ecuador, determinan una variedad de climas que cubre todas las gamas, tanto en temperatura como en humedad. Desde un enfoque evolutivo, en Colombia convergen dos grandes áreas de especiación: la Amazónica y la Andina. Además, es la ruta de conexión a Sudamérica de la biota centroamericana. Como ejemplo de esta diversidad, el páramo colombiano con el 2% de la superficie de los países andinos, contiene 4.000 especies de plantas vasculares, la mayor flora de alta montaña a nivel mundial (Samper 2000).

Esta extraordinaria riqueza y las dificultades que representa asegurar su continuidad ante las presiones antrópicas, han dado lugar en los últimos 10 años a varios esfuerzos colectivos de reunión de información con miras a la formulación de estrategias. En 1992 edité (Halffter (ed.) 1992) la primera aproximación general al conocimiento de la biota terrestre de Colombia. En un total de nueve capítulos debidos a Jorge Hernández Camacho, Rosario Ortiz Quijano, Thomas Walschburger y Adriana Hurtado Guerra con la colaboración de otros tres autores, se caracterizó geográficamente al país, se discutió el origen y distribución de la biota colombiana, la división en ecosistemas, la composición de especies en éstos, las unidades biogeográficas, los endemismos, las áreas prioritarias para la conservación, las estrategias de conservación y el manejo de la diversidad biológica. Realmente fue un homenaje al Dr. Jorge Hernández Camacho, pues reunía muchas de las ideas e información previamente publicadas por él o preparadas bajo su dirección para este volumen.

El Dr. J. Orlando Rangel y su equipo de colaboradores del Instituto de Ciencias Naturales (ICN) de la Universidad Nacional de Colombia, con el apoyo de autores de otras instituciones ha publicado en tres volúmenes un gran esfuerzo de síntesis. Describen los climas y ecosistemas de Colombia, la riqueza en ellos y en las áreas de reserva existentes de distintos grupos de organismos (Rangel 1995, Rangel *et al.* 1997, Rangel 2000).

El esfuerzo más reciente es la publicación por el Instituto Alexander von Humboldt del Informe Nacional sobre el Estado de la Biodiversidad en Colombia (Chaves y Arango (eds.) 1998). Este Informe reúne el trabajo de unas 90 personas para dar una visión de conjunto sobre la diversidad biológica de Colombia y la problemática de su conservación. Busca ser la base para una Estrategia Nacional de Conservación de la Biodiversidad. El Informe comprende tres volúmenes. El primero es la descripción de ecosistemas y algunos ejemplos de diversidad de especies. El segundo, analiza las causas de pérdida de diversidad biológica, y el tercero está dedicado a la conservación y uso sostenible de la misma.

Esta rápida y sin duda incompleta revisión muestra que, más que en muchos otros países, en Colombia se está haciendo un esfuerzo nacional por conocer, valorizar y racionalizar el uso y conservación de la biodiversidad. En estas circunstancias es natural que aparezca la inquietud de dar una base sólida a los trabajos de inventario. Especialmente para que se realicen siguiendo lineamientos que faciliten la comparación entre distintos lugares, así como la valorización y monitoreo de las acciones antrópicas. Es para satisfacer estas necesidades que el Instituto von Humboldt publica este Manual. Es una respuesta a la necesidad de metodologías estandarizadas, mismas que han sido probadas y ajustadas por los investigadores del Instituto.

En español, el Manual tiene dos antecedentes, ambos preparados con los mismos propósitos y los dos publicados por la Sociedad Entomológica Aragonesa con el patrocinio del Programa Iberoamericano de Ciencia y Tecnología para el Desarrollo (CYTED) y de la Oficina Regional de Ciencia y Tecnología para América Latina y el Caribe (ORCYT - UNESCO). Se trata de los libros "Métodos para Medir la Biodiversidad" de Claudia E. Moreno (2001) y "Manual para Evaluación de la Biodiversidad en Reservas de la Biosfera" de G. Halffter *et al.* (2001).

De manera que considero muy apropiado que el Manual preparado por el Instituto von Humboldt se centre en el uso de grupos indicadores. Las razones son claras: las limitaciones que imponen el conocimiento taxonómico, el financiamiento y las disponibilidades de personal y tiempo. Especialmente el tiempo es un factor limitante. Es necesario tener disponible la información en pocos años, para contar con la base científica que necesita una estrategia de conservación y uso de la biodiversidad. No se pretende trabajar con todos los grupos de organismos, ni siquiera con muchos. Se han escogido unos pocos grupos que permitan realizar apreciaciones cuantitativas sobre lo que ocurre con la diversidad total. Los indicadores escogidos son grupos de plantas, aves e insectos sobre los que se tiene experiencia en el uso para este fin. Grupos que faciliten las comparaciones entre lugares y entre tiempos, comparaciones que son las que permitirán establecer y evaluar qué ocurre con la riqueza de especies de plantas y animales a niveles regional y nacional. Muy acertadamente los inventarios están planteados para ser realizados a nivel de paisaje, tomando en cuenta tanto los remanentes de vegetación natural, como las etapas sucesionales y los agroecosistemas. Este tipo de paisajes fragmentados son cada vez más los que dominan en América intertropical.

En sus pocos años de existencia, el Instituto von Humboldt ha estado involucrado en varias acciones importantes para la búsqueda de nuevas alternativas para evaluar y monitorear la diversidad biológica. Así, fue sede del Primer Taller Iberoamericano de Entomología Sistemática (28 de junio al 5 de julio de 1999), mismo que permitió la propuesta de la Red Iberoamericana de Biogeografía y Entomología Sistemática (RIBES - CYTED) que propone nuevas alternativas para evaluar la biodiversidad a través de cuatro órdenes hiperdiversos de insectos (véase Martín-Piera *et al.* 2000). En este Taller se enfatizó lo que hemos venido señalando en esta Introducción: la urgencia de disponer de medidas y diagnósticos de la riqueza de especies en un tiempo breve.

Patrocinado por CYTED, lo mismo que el Taller antes mencionado, el Instituto von Humboldt realizó el Curso - Taller "Diseño de Inventarios y Uso de Grupos Indicadores", Villa de Leyva, 25 de noviembre - 5 de diciembre de 1999, actividad que es un inmediato antecesor a este Manual. Todo lo anterior hace que podamos considerar al Manual como una contribución sólida e indispensable dentro de una estrategia bien definida. Una contribución que aunque en principio está destinada a Colombia, resulta de primera utilidad en todo el ámbito iberoamericano.

Dr. Gonzalo Halffter

Instituto de Ecología, A. C.
Xalapa, Veracruz
México

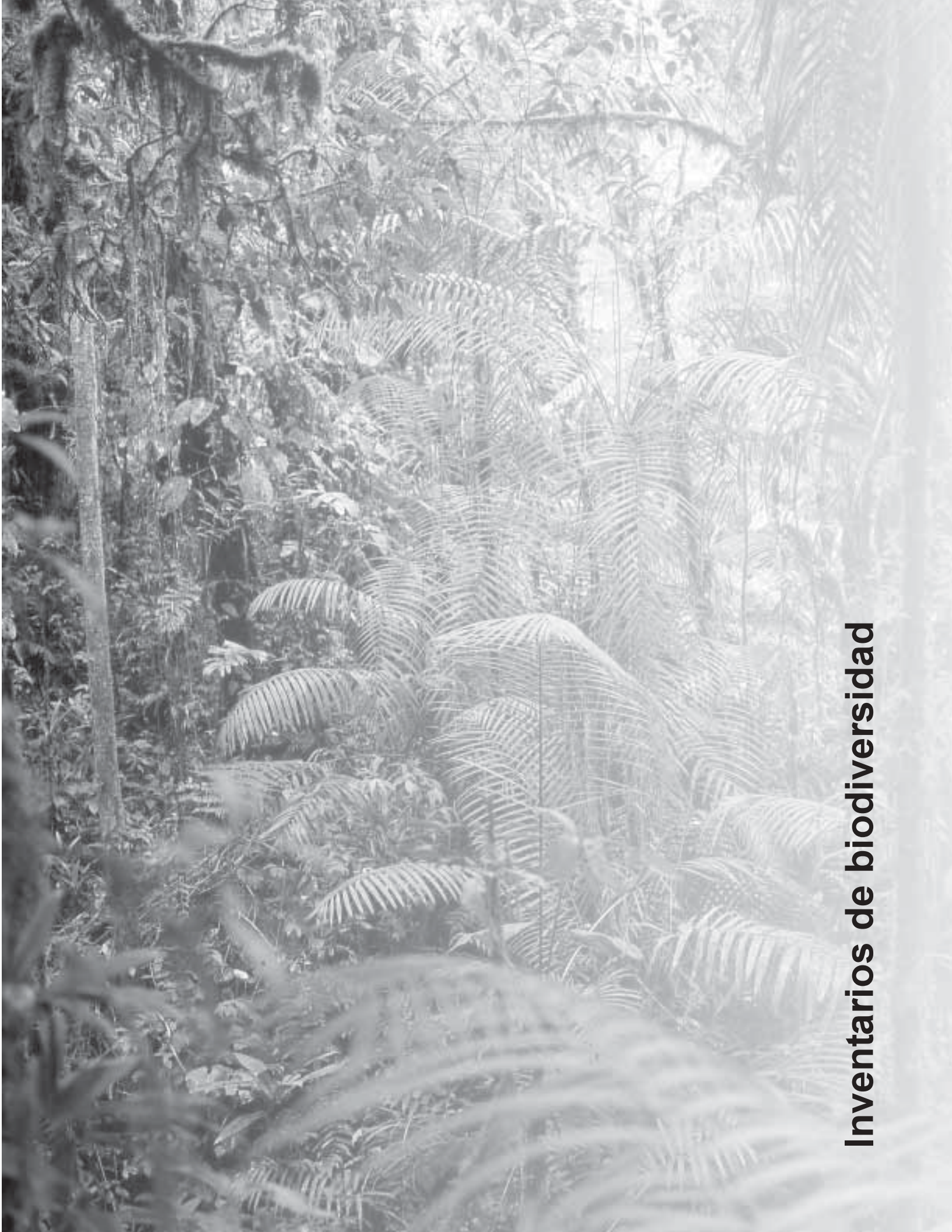
Introducción

En pocas décadas, la diversidad biológica ha sido reconocida a nivel nacional e internacional como un elemento fundamental para el desarrollo de planes de conservación y el uso sustentable de los recursos naturales. Por lo tanto, su conocimiento, cuantificación y análisis es fundamental para entender el mundo natural y los cambios inducidos por la actividad humana.

A pesar de las múltiples facetas del concepto, la diversidad biológica puede ser entendida simplemente como el número de especies presentes en un sitio o región. Esta aparente simplificación tiene ventajas obvias para la planeación y el desarrollo de programas de inventarios de biodiversidad, los cuales deben estar enfocados a responder cuánta diversidad existe dónde y cómo se distribuye.

En este contexto, nuestro conocimiento sobre *qué* cuantificar y *cómo* analizar, parece haber superado el *cómo* ejecutar los inventarios. En últimas, *qué* métodos en tiempo y espacio son razonablemente más apropiados para obtener información básica confiable para alimentar la toma de decisiones respecto, por ejemplo: al diseño de áreas naturales protegidas, a la conservación y manejo de los recursos biológicos o a la implementación de programas de monitoreo de las actividades humanas y sus efectos sobre la biodiversidad, entre otros.

Este manual de metodologías o manual del *cómo* planear y ejecutar inventarios de biodiversidad, pretende contribuir a la educación de nuevas generaciones de biólogos empeñados en el estudio y conservación de la riqueza biológica de nuestro país. Este manual no pretende ser la verdad definitiva en torno a la implementación y ejecución de los inventarios, mediante las técnicas de muestreo propuestas. Simplemente pretender ser una guía para la obtención de información biológica cuantitativa confiable.



Inventarios de biodiversidad

1. Inventarios de biodiversidad

El conocimiento de la biodiversidad requiere considerar los diferentes niveles jerárquicos de organización de la vida (genes, especies, poblaciones, comunidades y ecosistemas), junto con sus atributos de composición, estructura y funcionalidad. Su estudio puede abordarse a partir de tres grandes preguntas en cada uno de los niveles: ¿qué elementos la componen?, ¿cómo están organizados? y ¿cómo interactúan? (Noss 1990) (Figura 1.1).

Para estudiar la biodiversidad es importante reconocer qué elementos o entidades la componen. La realización de inventarios facilita describir y conocer la estructura y función de diferentes niveles jerárquicos, para su aplicación en el uso, manejo y conservación de los recursos. Obtener información básica confiable para la toma de decisiones, sustentadas científicamente, es una necesidad urgente que los investigadores, las instituciones y las naciones deben enfatizar. Para esto se hace imperioso el desarrollo de estrategias multidisciplinarias, que permitan obtener información, a corto y mediano plazo, para conocer la composición y los patrones de la distribución de la biodiversidad (Haila y Margules 1996).

Para la adecuada planeación y diseño de un inventario debe tenerse en cuenta:

1. La definición precisa del (los) objetivo(s), que a su vez determina el nivel de organización, la escala e intensidad de muestreo.
2. La selección de los grupos biológicos (taxonómicos) apropiados y la implementación de los métodos de muestreo adecuados para cada uno.
3. La generación, captura y organización de los datos, de forma que se facilite su uso y que estén acordes al tipo de análisis e información que se desea obtener.

El desarrollo de estos elementos, en el contexto de inventarios y caracterización de la biodiversidad, constituye uno de los objetivos fundamentales de este manual de metodologías.

Al establecer de manera precisa el objetivo, es importante definir qué y cómo medirlo; en otras palabras, qué elementos cuantificar, qué instrumentos y procedimientos utilizar y qué información se va a generar para apoyar la toma de decisiones.

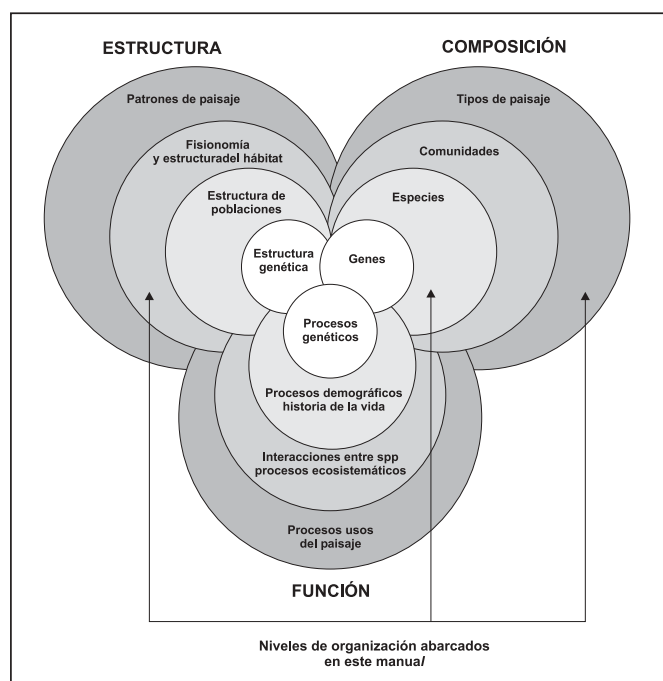


Figura 1.1 Niveles de organización jerárquica de la biodiversidad y atributos de composición, estructura y función (Noss 1990)

Biodiversidad e inventarios

Biodiversidad o diversidad biológica: es la variabilidad de organismos vivos de cualquier fuente, incluidos, entre otras cosas, los ecosistemas terrestres y marinos y otros ecosistemas acuáticos y los complejos ecológicos de los que forman parte; comprende la variación dentro de cada especie, entre las especies y los ecosistemas (IAvH 2000).

Inventario: es la forma más directa de reconocer la biodiversidad de un lugar (Noss 1990). En su definición más compleja, el inventario se considera como el reconocimiento, ordenamiento, catalogación, cuantificación y mapeo de entidades natu-

rales como genes, individuos, especies, poblaciones, comunidades, ecosistemas o paisajes (UNEP 1995).

Los datos provenientes de los inventarios pueden ser procesados, contextualizados y analizados para obtener una caracterización de la biodiversidad; pueden tener aplicación en sistemática, ecología, biogeografía y manejo de ecosistemas, entre otros. Ellos aportan información sobre el estado de conservación de la biodiversidad, la detección y evaluación de cambios biológicos y ecológicos, y la estimación de la proporción de la biodiversidad que falta inventariar.

1.1 ¿Qué medir? ¿En cuál nivel de organización?

Realizar un estudio de la biodiversidad, a partir del inventario de especies (en adelante inventario), representa uno de los elementos más utilizados, pues su medición es de las más sencillas de llevar a cabo a diferentes escalas geográficas (Gaston 1996). Con base en las especies es posible aproximarse a los niveles de genes, comunidades e incluso de tipos de paisajes, así como hacer inferencias de otros aspectos tanto estructurales como funcionales a partir de sus atributos.

La escala de la diversidad y sus componentes

Para estudiar la biodiversidad se debe establecer la escala geográfica, definir qué es local y qué es regional, para asociarla a las medidas de la diversidad alfa, beta y gamma.

El número de especies o *diversidad alfa* (α) está referida a un nivel local y refleja la coexistencia de las especies en una comunidad.

La *diversidad beta* (β) es la medida del grado de cambio o reemplazo en la com-

posición de especies entre diferentes comunidades en una región; refleja la respuesta de los organismos a la heterogeneidad espacial.

La *diversidad gamma* (γ) es la riqueza total de especies en una región en la cual se incluyen varias comunidades o el intercambio existente entre regiones; refleja fundamentalmente los procesos históricos (evolutivos) que han actuado en un nivel geográfico mayor.

El énfasis que se ha hecho en la realización de inventarios a nivel de especies, en comparación con otros niveles jerárquicos de organización, es apenas un leve esfuerzo, pues el conocimiento del número de especies sobre el planeta y su distribución se encuentra en un estado incipiente. Se estima que existen de 10 a 30 millones de especies, de las cuales sólo se conocen 1.75 millones (Gleich *et al.* 2000).

Los análisis de los inventarios son útiles para definir los rangos de distribución geográfica de las especies y reconocer los cambios en la distribución de los orga-

nismos en el espacio y el tiempo (incluyendo su relación con el impacto generado por la actividad humana). Asimismo, apoyan la valoración económica, la exploración de posibles usos de las especies y el diseño de acciones de conservación (Chalmers 1996).

La caracterización de las especies provee una medida de la variedad de formas de vida, además aporta información de diferentes facetas de esa variedad, como diversidad funcional (como un descriptor de la cadena alimenticia), diversidad a diferentes niveles taxonómicos (p. e. géneros y familias) y heterogeneidad espacial (Gaston 1996).

Es necesario ajustar los métodos para la realización de inventarios de especies y su caracterización, para producir conocimiento útil y oportuno que alimente procesos de uso adecuado de la biodiversidad. Es claro que aunque se invierta un gran esfuerzo en efectuar inventarios, no se logrará en el corto plazo inventariar todas las especies de una localidad, región o país; sin embargo, es necesario continuar con estudios a diferentes niveles jerárquicos, con el fin de restringir el universo de muestreo, seleccionando determinados grupos biológicos que reflejen el comportamiento de la diversidad en general y que presenten sensibilidad a los cambios de las condiciones ambientales.

1.2 ¿Cómo medir?

Los mecanismos que regulan la biodiversidad a nivel espacial y temporal, pueden comprenderse a través de estudios comparativos, para lo cual los muestreos dentro de un inventario deben realizarse con rigor metodológico y deben ser comparables (Huston 1994).

Es importante resaltar que los métodos aplicados para llevar a cabo inventarios, es decir, las técnicas de muestreo, deben seleccionarse cuidadosamente y reconocer sus limitaciones para obtener información representativa. Al hacer comparaciones es importante tener en cuenta los siguientes requisitos:

1. Uso de metodologías estandarizadas, esto es, que al momento de aplicar los métodos se ciñan estrictamente los parámetros básicos de medición establecidos con antelación. De esta forma, se asegura que el muestreo pueda ser replicado (repetido) en distintas localidades, paisajes, áreas o regiones por los mismos o diferentes investigadores.
2. Los métodos de muestreo deben suministrar información representativa del atributo a medir (si es necesario

se deben utilizar métodos de muestreo complementarios) y cubrir de forma adecuada las distintas localidades, áreas o regiones.

Aunque el primer requisito es relativamente fácil de cumplir, es importante definir algunos conceptos básicos del diseño para comprender la necesidad de estandarizar las técnicas de inventario.

Previo a la toma de datos es indispensable establecer claramente el método de muestreo, la muestra, la unidad de muestreo y el esfuerzo de muestreo, con el fin de estandarizarlos y aplicarlos de forma semejante en los sitios de interés, lo que permite realizar comparaciones al momento de analizar los resultados, en términos, por ejemplo, de evaluar la diversidad alfa, beta y gamma entre sitios de muestreo.

El segundo requisito es que los métodos de muestreo suministren información representativa del atributo a medir, para lo cual se requiere un esfuerzo de muestreo suficiente, tratando de abarcar la heterogeneidad de hábitats del área bajo estudio; este aspecto es, precisamente, una de las carencias que presentan algunos de los métodos de muestreo empleados en la ejecución de inventarios de biodiversidad.

Los métodos expuestos en este Manual han sido utilizados en diversos contextos

geográficos, considerando los aspectos antes anotados.

Conceptos básicos de diseño para un inventario de biodiversidad

- **Universo del estudio:** componentes bióticos y abióticos de interés en un área geográfica definida.
- **Variable cuantificable (de respuesta):** característica susceptible de ser medida o cuantificada en una entidad biológica definida, por ejemplo, abundancia y riqueza de especies en una comunidad de aves.
- **Unidad cuantificable (de respuesta):** individuo, entidad u objeto del cual se desea observar todas o algunas de sus características para ser medidas o contadas.
- **Técnica de muestreo:** conjunto de procedimientos y métodos, con el fin de obtener datos que midan la variable bajo estudio.
- **Método de muestreo:** aplicación ordenada de las técnicas de muestreo.
- **Muestreo:** acción de seleccionar y obtener muestras con un método definido.
- **Muestra:** conjunto de datos de una entidad biológica obtenidos en un muestreo.
- **Unidad de muestreo:** unidad básica de la cual se obtienen muestras. Dependiendo del grupo biológico estudiado y del método de muestreo empleado, la unidad de muestreo puede tener diferentes unidades de medida ya sean de área, tiempo, etc. (p. e. 0.1 ha, un transecto de 400 m, 4 horas de recorrido).
- **Esfuerzo de muestreo:** intensidad de trabajo invertido para obtener los datos en un muestreo (p. e. 3 muestreos de 0.1 ha, 3 transectos de 500 m por semana, 4.000 horas/red/mes).
- **Base de datos:** conjunto de datos estructurados y consistentes que facilitan su comprensión, uso y aprovechamiento. Existen diferentes tipos de bases de datos: relacionales y de archivos planos (tipo simplificado que contiene únicamente una tabla de datos); incluso una tabla organizada manualmente cabe dentro del concepto. La sistematización de una base de datos (conversión digital) facilita el análisis y uso de los contenidos.

En la Figura 1.2. se presentan algunos de los conceptos descritos.

1.3 Selección de grupos biológicos

Al inventariar y caracterizar el estado de la biodiversidad en un lugar, área o región es indispensable restringir los muestreos a sólo unos componentes de la biodiversidad, ya que el conocimiento taxonómico, el financiamiento y el esfuerzo necesario para obtener información (tiempo disponible), son algunos de los limitantes para la ejecución de este tipo de estudios.

Mediante los inventarios es posible evaluar, por ejemplo, si la riqueza de especies es alta, o si la presencia de especies

con rangos de distribución restringida señala la presencia de endemismos, o si la disminución de la abundancia de especies y grupos se debe al efecto de disturbios humanos. Para ello, los grupos biológicos y metodologías seleccionadas dependen de los intereses y objetivos que se desean alcanzar. El uso de *grupos indicadores* como estrategia para evaluar la biodiversidad y los procesos que la afectan, ha generado una serie de debates y críticas que han permitido delimitar el concepto, precisar el tipo de información que

se desea obtener y establecer los criterios y su evaluación para la postulación como indicadores (Pearson 1995, Favila y Halffter 1997 citados en Halffter *et al.* 2001).

Hay dos grandes clases de grupos indicadores: de diversidad y de procesos ecológicos. Los primeros, permiten estimar la diversidad en un área determinada, información que puede ser extrapolada a otros grupos afines no inventariados. El segundo grupo permite evaluar cambios ambientales

o interacciones entre especies, haciendo posible evaluar el impacto generado por diferentes tipos de disturbios (Halffter *et al.* 2001).

Los grupos indicadores citados en este Manual para caracterizar la diversidad a través de su inventario, comprenden taxones de plantas, vertebrados (aves) e invertebrados (insectos), los cuales han sido tradicionalmente usados para la estimación de diversidad y suministran información confiable sobre el estado de conservación de un hábitat.

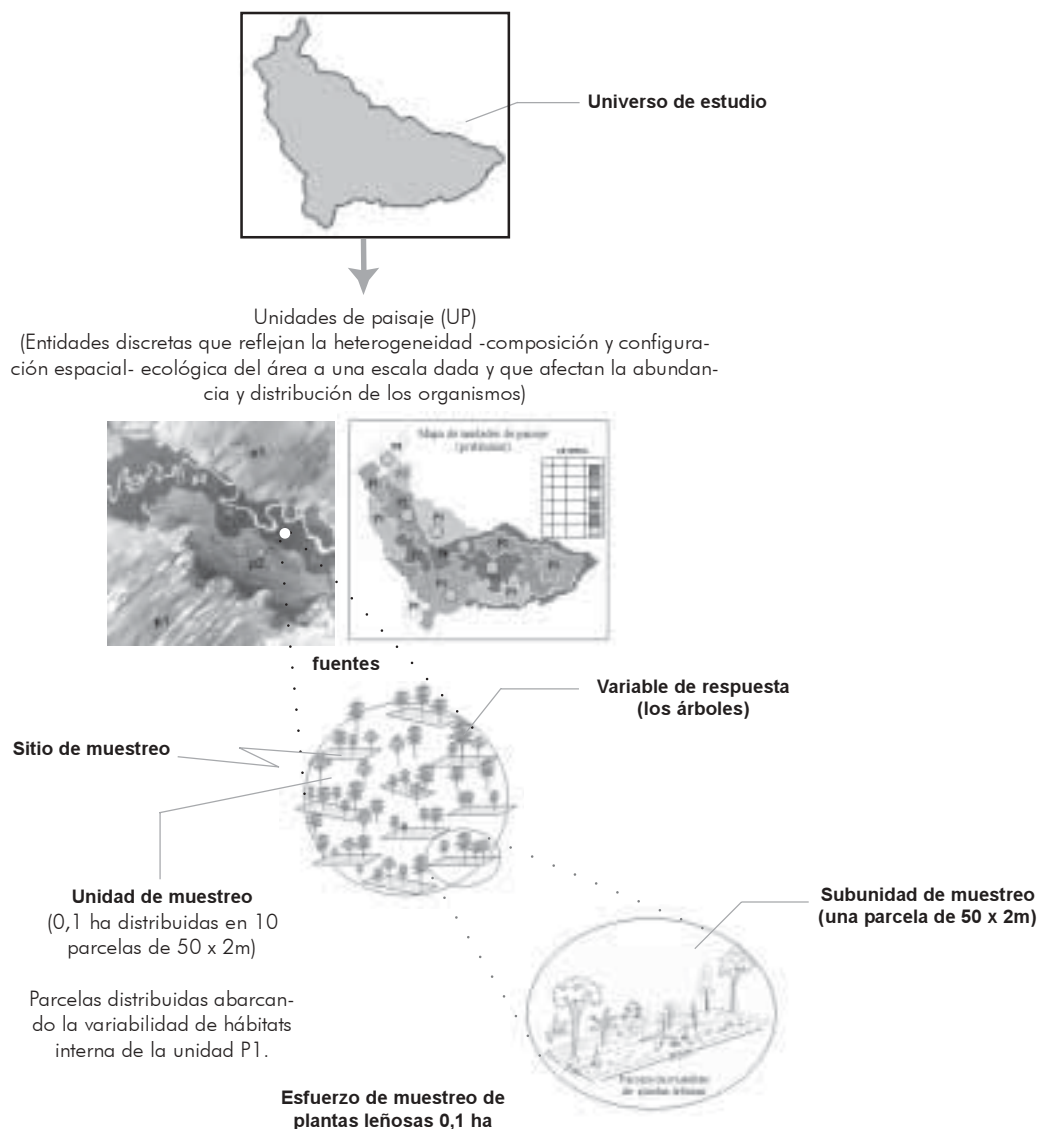


Figura 1.2. Esquema de un muestreo de plantas leñosas, señalando algunos conceptos básicos en el diseño metodológico de un muestreo de biodiversidad

Criterios y sistema de evaluación para la selección de grupos indicadores (con énfasis en indicadores de diversidad) (basado en Brown 1991 y Halffter *et al.* 2001)

1. Taxonomía bien conocida y estable. Las especies con que se trabaje deben ser identificables sin mayores problemas.
2. Historia natural bien conocida. Entre más numerosos y completos sean los estudios sobre el taxón alrededor del mundo, más respaldo se tendrá para la interpretación de resultados.
3. Taxones superiores con distribución en un amplio rango geográfico. Los taxones y sus especies deben encontrarse en diferentes ecosistemas.
4. Abundantes y de fácil observación y manipulación. No debe ser necesario mucho esfuerzo para encontrar individuos del grupo objeto, al igual que deben ser de fácil reconocimiento.
5. Taxones inferiores (especies y subespecies) con especificidad de hábitat y sensibles a cambios. El grado de sensibilidad del grupo objeto es útil para cuantificar disturbios o impactos si se generan cambios en el hábitat.
6. Grupo altamente diversificado taxonómica y ecológicamente. Es importante que el grupo objeto presente un número de especies tal, que brinde información de lo que se desea contestar a la escala trabajada.
7. Presentar poca estacionalidad. Es importante que las especies del grupo objeto posean pocas fluctuaciones poblacionales relacionadas con los cambios ambientales.
8. Patrones de diversidad extrapolable a otros taxones relacionados y no relacionados. Por ejemplo, con la diversidad de helechos y melastomataceas se puede predecir la riqueza de árboles en algunos tipos de bosque de la Amazonia (Ruokolainen *et al.* 1997), o con la de escarabajos cichéidos se puede predecir la de aves y mariposas a escalas con poco detalle (Pearson y Cassola 1992).

Sistema de evaluación:

Dado que difícilmente muchos grupos pueden cumplir cabalmente todos los criterios expuestos, es necesario evaluarlos para seleccionar aquellos que mejor se ajusten a los objetivos planteados.

El siguiente es un ejemplo de categorización de los criterios para la evaluación de grupos indicadores (tomado de Halffter *et al.* 2001), en el que el criterio de sensibilidad a cambios o disturbios antrópicos es el más importante:

Primero. Se categorizan los criterios en orden inverso de importancia, así:

1. Taxón con amplia distribución y presente en diferentes ecosistemas
2. Patrones de diversidad extrapolables a otros taxones relacionados y no relacionados
3. Historia natural bien conocida
4. Abundantes y de fácil observación y manipulación
5. Taxonomía bien conocida
6. Taxones especializados y sensibles a cambios de hábitat

Segundo. Se calcula la importancia de un grupo sumando las puntuaciones de los criterios y se compara con el valor máximo hipotético. En este ejemplo el valor máximo es: $1+2+3+4+5+6=21=100\%$. Si por ejemplo, un grupo no cumple el criterio 4 (abundantes, de fácil observación y manipulación), entonces el puntaje es $1+2+3+0+5+6=17=80.95\%$.

Tercero. El resultado en porcentaje puede incluirse en una de las siguientes categorías:

- >90% = Muy buen indicador
- 75-89% = Buen indicador
- < 74% = No se sugiere como indicador

El valor porcentual obtenido es el índice para definir si se utiliza o no el grupo evaluado como indicador. Este índice es flexible, se pueden añadir otros criterios tanto biológicos como logísticos, con las justificaciones apropiadas, y darles una categorización de importancia de acuerdo con los objetivos.

1.4 Registros biológicos, colecciones y bases de datos

El inventario de componentes de la biodiversidad de los grupos indicadores escogidos, puede generar datos e información de diferente índole. Cada uno de esos datos, ubicados en un tiempo y espacio determinados, constituye un registro. Los objetos de estudio en las ciencias biológicas son las entidades biológicas, es decir, los componentes de la biodiversidad en los diferentes niveles de organización (Noss 1990).

“Los registros biológicos son tan diversos como unidades biológicas puedan ser evaluadas, considerando infinidad de atributos y métodos de evaluación asociados a ellas. Los registros biológicos constituyen, por tanto, uno de los conjuntos de datos más complejos y vitales para el diseño, desarrollo e implementación de un sistema de información sobre biodiversidad, y son, de acuerdo con los modelos actuales de estudio de la biodiversidad, un elemento primordial para caracterizarla (por ejemplo, a través de la definición de patrones de distribución, categorías de amenaza, relaciones filogenéticas, etc.)” (Rivera *et al.* 2003).

Para constatar y validar la existencia de los registros a través del tiempo debe obtenerse de la mayoría de ellos una o varias evidencias físicas (ejemplares, archivos sonoros, imágenes o tejidos, entre otros) como respaldo, las cuales deben depositarse en colecciones idóneas (herbarios, museos, bancos de sonidos o de tejidos) para garantizar su conservación y disponibilidad a largo plazo (décadas, y si es posible siglos).

Considerando que existen diversos enfoques de análisis de los datos y que en un futuro se desarrollarán nuevas teorías, es de vital importancia conservar y valorar los datos básicos originales. En pocas ocasiones se considera la posibilidad que los registros biológicos y su información asociada tengan un alcance más allá de su

propósito inicial. En la mayoría de los casos, la información básica de campo es relegada a un segundo plano una vez se realiza su interpretación y raras veces hay acceso público a los datos originales. Los datos, como base del conocimiento científico, deben poder ser compartidos e intercambiados, con la posibilidad de realizar nuevos análisis e interpretaciones y plantear nuevas hipótesis para generar nueva información.

De esta forma, si se quiere potenciar al máximo la información generada en los estudios de biodiversidad, conviene garantizar que los datos puedan ser fácilmente accesados, intercambiados e interpretados por diferentes usuarios. Es aquí donde la concepción y el diseño de las bases de datos cobran importancia, pues de éstas depende que la información pueda ser almacenada, administrada, distribuida e intercambiada de manera eficiente. En consecuencia, conviene asegurar que los conjuntos de datos almacenados estén adecuadamente documentados, para lo cual se recomienda la adopción de estándares de registros biológicos disponibles (ver Rivera *et al.* 2003).

Es este Manual se presentan atributos definidos que documentan cada grupo biológico propuesto, de acuerdo con los estándares desarrollados y adoptados para el efecto al interior del Instituto Humboldt (documentos disponibles en <http://www.humboldt.org.co/sib/content.jsp?doc=documentos>).

Por otro lado, el aprovechamiento eficiente de la información depende de la facilidad para encontrarla, consultar sus contenidos y determinar sus alcances y limitaciones. En este sentido, los metadatos están siendo incorporados para describir el contenido, la calidad y condición de los datos, constituyendo una excelente herramienta para descubrir, explorar y usar con propósitos diversos las fuentes de información disponibles (Rivera *et al.* 2003).

Los grupos biológicos seleccionados y los métodos propuestos en este Manual para el estudio de la biodiversidad, buscan caracterizar la composición y estructura de las especies y los paisajes en diferentes escalas geográficas. Los análisis de los regis-

tros obtenidos (capítulo 7) permiten estimar la eficiencia de los muestreos, cuantificar la composición de especies, así como realizar comparaciones de la diversidad alfa, beta y gamma, y evaluar el estado de conservación de las áreas estudiadas.

Planeación y ejecución de un inventario de biodiversidad

Platanillo (*Heliconia* sp.) del piedemonte amazónico, Putumayo.
Estas especies son propias de la región Neotropical.

2. Planeación y ejecución de un inventario de biodiversidad

El éxito en el desarrollo y ejecución en un inventario de biodiversidad, en un tiempo y área geográfica definidos, requiere una planeación adecuada de las actividades, acorde con los objetivos perseguidos y los recursos disponibles.

Como se mencionó en el capítulo anterior, el diseño e implementación de un inventario involucra diversos aspectos, y dar respuesta a todos ellos depende en gran medida de los objetivos planteados y del contexto de la investigación temática, de acuerdo con la magnitud del proyecto. Algunos de los aspectos más relevantes a considerar son:

¿CUÁL

- es el objetivo del inventario? ¿Qué pretende lograr con los resultados?
- es la cobertura geográfica del estudio y cuáles áreas son prioritarias?
- es la escala de aproximación y cuantificación de la biodiversidad?

¿QUÉ

- grupos taxonómicos son de interés?
- métodos de campo se utilizarán durante el desarrollo de los muestreos?

¿CUÁNTO

- costará la ejecución del proyecto?
- presupuesto y tiempo se tiene para llevarlo a cabo?

¿CUÁNDO

- llevará a cabo los muestreos y cuánto tiempo requerirá para realizarlos?

¿DÓNDE

- se aplicarán las técnicas de observación y muestreo en los grupos biológicos de interés y cuáles serán los sitios de observación y muestreo?
- se depositarán las evidencias físicas (ejemplares) colectadas?

¿CÓMO

- se analizarán los datos obtenidos?
- se presentarán los resultados?

Asimismo, es necesario considerar:

¿QUÉ

- documentos cartográficos o qué imágenes de sensores remotos de apoyo utilizará?
- personal especializado y de apoyo se requerirá?
- materiales de campo e información secundaria se requerirán?
- apoyo de campo será necesario para llevar a cabo los muestreos y cómo se organizará la logística en el terreno?

En este capítulo se presentan los lineamientos generales para dar respuesta a algunos de ellos, mediante un flujo de actividades ordenadas de manera coherente en cuatro etapas generales (Figura 2.1). En capítulos posteriores se dará respuesta detallada a todos aquellos aspectos que atañen a los métodos en los grupos biológicos propuestos.

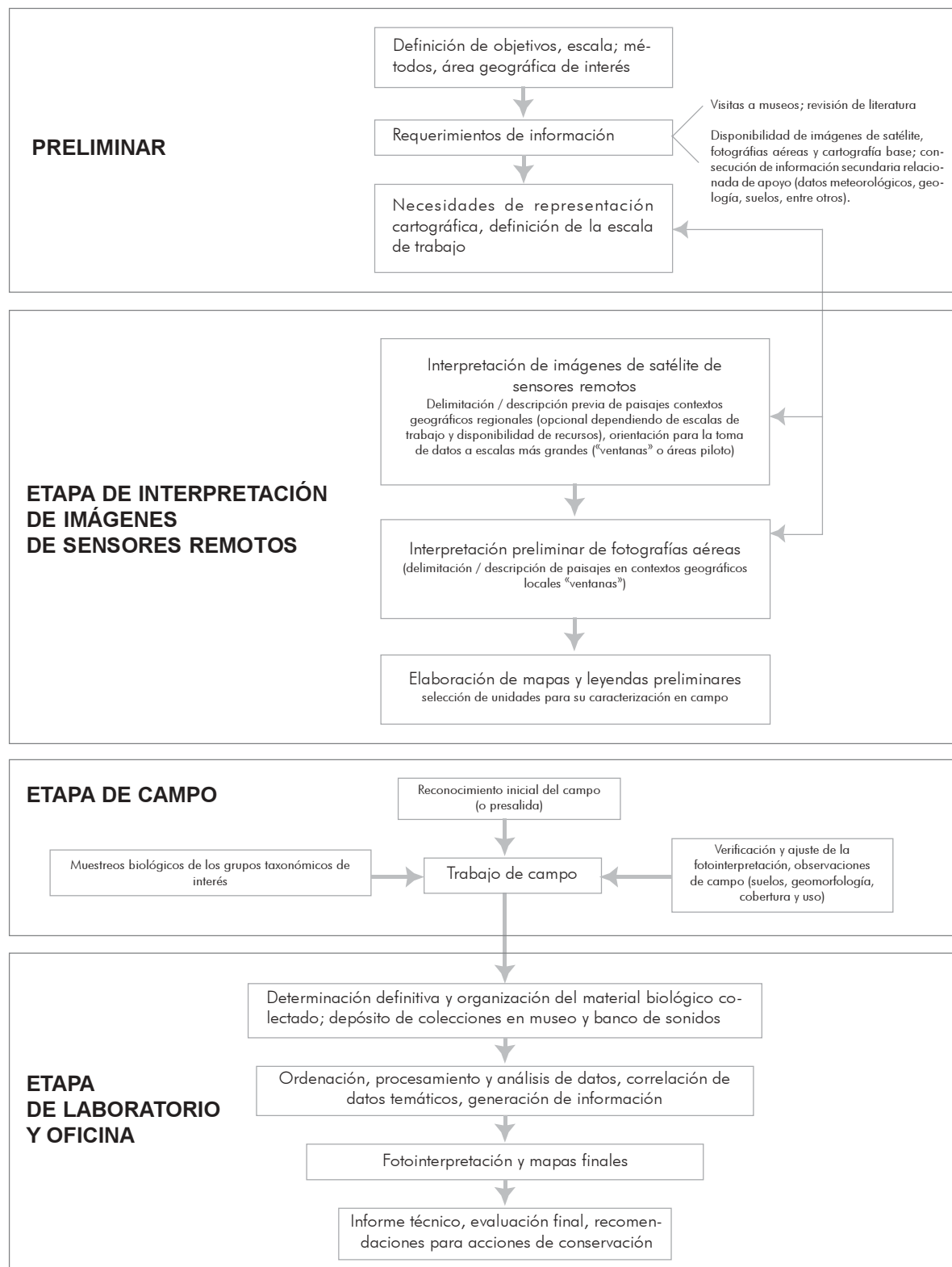


Figura 2.1 Etapas en la planeación y ejecución de un inventario de biodiversidad

2.1 Etapas en la planeación y ejecución de un inventario de biodiversidad

2.1.1 Etapa preliminar

Durante esta etapa es necesario definir el área geográfica y seleccionar los grupos taxonómicos de interés, así como conformar el equipo de trabajo interdisciplinario para la planeación y ejecución de las actividades previstas en las etapas que se describen a continuación.

¿Dónde realizar los muestreos de biodiversidad? Esta decisión obedece a los objetivos particulares del inventario. En cualquier caso, la decisión deberá involucrar la delimitación geográfica del espacio de interés y la definición de la escala de aproximación al área de estudio. Los inventarios de biodiversidad pueden ser concebidos como el resultado final de una investigación para la generación de información básica o aplicada, por ejemplo, para la identificación de áreas prioritarias para la conservación, o también pueden constituir una variable más que puede ser integrada a otras variables ambientales para un mejor análisis y conocimiento integral de un territorio, en el marco de aplicaciones de mayor alcance temático.

Recopilación de información

La recopilación de información relacionada debe hacerse a diferentes niveles, y debe llevarse a cabo antes de la etapa de campo. En esta etapa se realiza la re-

visión de literatura del área de interés en relación con el medio biológico y físico (geología, clima, suelos, vegetación/uso de la tierra), así como la consecución de cartografía base y temática y de imágenes de sensores remotos (satelitales y fotografías aéreas). La elección del tipo de imágenes depende de los objetivos, la extensión del área de interés y de la escala de representación cartográfica temática definida previamente para el estudio.

Las imágenes de satélite son apropiadas en estudios de gran extensión en una dimensión regional (escalas pequeñas, menores de 1:100.000). Cuando se trata de estudios locales a escalas (semi)detalladas (mayores de 1:100.000), las fotografías aéreas cobran su valor por la mayor resolución espacial que ofrecen. Sin embargo, se presentan casos de carácter regional que requieren ventanas de análisis de áreas específicas, por lo que las imágenes de satélite pueden orientar la toma de datos y recolección de información más detallada a partir de fotografías aéreas.

Con el fin de facilitar la labor de determinación de los individuos en campo en los grupos taxonómicos de interés, como actividad paralela a la anterior se recomienda visitar colecciones de historia natural a fin de familiarizarse con las especies esperadas en el área de estudio.

2.1.2 Etapa de interpretación de imágenes de sensores remotos y elaboración de mapas preliminares

Durante esta etapa se lleva a cabo la interpretación de las imágenes de sensores remotos para el delineamiento y agrupamiento de las unidades de paisaje/vegetación consideradas homogéneas a la

escala de trabajo seleccionada, así como la clasificación preliminar de las mismas de acuerdo con el sistema adoptado. Como resultado de esta labor se obtienen modelos cartográficos que permiten orientar y

planear el trabajo interdisciplinario de campo en los grupos biológicos seleccionados.

La elaboración de mapas previa a la etapa de campo, y al final de los estudios, puede ser opcional, según los objetivos y la disponibilidad de recursos financiero y técnicos. Pero en cualquier caso es muy recomendable la consulta y el examen de imágenes de sensores remotos no solo para decidir dónde realizar los muestreos biológicos, de forma más certera según la variabilidad ecológica (paisajes) del área de interés, sino también para planear el trabajo de campo. Los estudios que desestiman esta práctica corren el riesgo de no reflejar adecuadamente la distribución espacial y composición de los organismos, ni de cómo se relacionan estos con su entorno.

En no pocas ocasiones el número de paisajes resultantes a la escala de trabajo es tal que resultaría difícil estudiarlos todos, ya sea por limitaciones presupuestales, de acceso geográfico o por situaciones del

orden social que dificultan el desarrollo del trabajo en campo. En consecuencia, es imperativo tener criterios de selección de las unidades de muestreo para posteriormente realizar extrapolaciones de los resultados obtenidos, para lo cual es necesario disponer de un modelo cartográfico o interpretaciones con base en fotografías aéreas de la(s) variable(s) de interés convenientemente concebido y fundamentado. Una unidad puede definirse como porciones del terreno con límites definidos, que contiene un conjunto de atributos internos y externos característicos y que puede ser diferenciable de unidades adyacentes.

Como resultado de esta etapa se obtiene un mapa temático preliminar con la leyenda correspondiente, que refleja adecuadamente la heterogeneidad ecológica del área (unidades de paisaje) a la escala de trabajo definida para el estudio, el cual constituye el punto de partida para orientar y planear el trabajo disciplinario temático en campo.

2.1.3 Etapa de campo

Definidas las unidades y sitios de muestreo en la etapa anterior, se recomienda llevar a cabo la siguiente actividad:

- Previo a la etapa de campo propiamente dicha se recomienda realizar una presalida al área de interés. Esta actividad puede ser llevada a cabo por una o dos personas, y tiene como fin hacer un reconocimiento preliminar en el terreno de los sitios de observación y muestreo, lo cual permite percibir y dimensionar las dificultades topográficas del área y de los sitios específicos de interés; estimar los tiempos de desplazamiento y el tiempo efectivo de trabajo para los muestreos; prever actividades propias de la logística (contratación de personal local para el apoyo en trans-

porte, cocina, apertura de trochas, entre otros); y conocer el comportamiento climático local a través de los moradores del área.

En la presalida se recomienda llevar cartillas informativas que expongan de forma sencilla, una presentación institucional e información sobre los objetivos del trabajo que se llevará a cabo en el área, a fin de distribuirlas entre las autoridades y población locales. Esta actividad ha demostrado ser útil para generar confianza entre los pobladores y los miembros de la expedición.

La etapa de campo involucra:

- Observaciones generales y detalladas del paisaje para la corroboración y ajuste de líneas de fotointerpretación y validación de las mismas.

- Observaciones acerca de los usos del suelo (actividades productivas y extractivas) y del grado de intervención y transformación de la cobertura vegetal original.
- Observaciones sobre los rasgos geomorfológicos y del relieve (tipo y grado de las pendientes, disecación e incisión, rasgos erosivos, clase de laderas, y configuración general del relieve) y generales y detalladas de los suelos.
- Descripción geográfica regional y local de la localización de los sitios específicos de observación y muestreo. Es conveniente que esta descripción sea detallada, de modo que las evidencias físicas colectadas queden bien documentadas.
- Ejecución de los muestreos biológicos, de acuerdo con los métodos y las técnicas de muestreo propuestas en este Manual.

Estimación del tiempo de trabajo en campo, aplicando los métodos propuestos en este manual

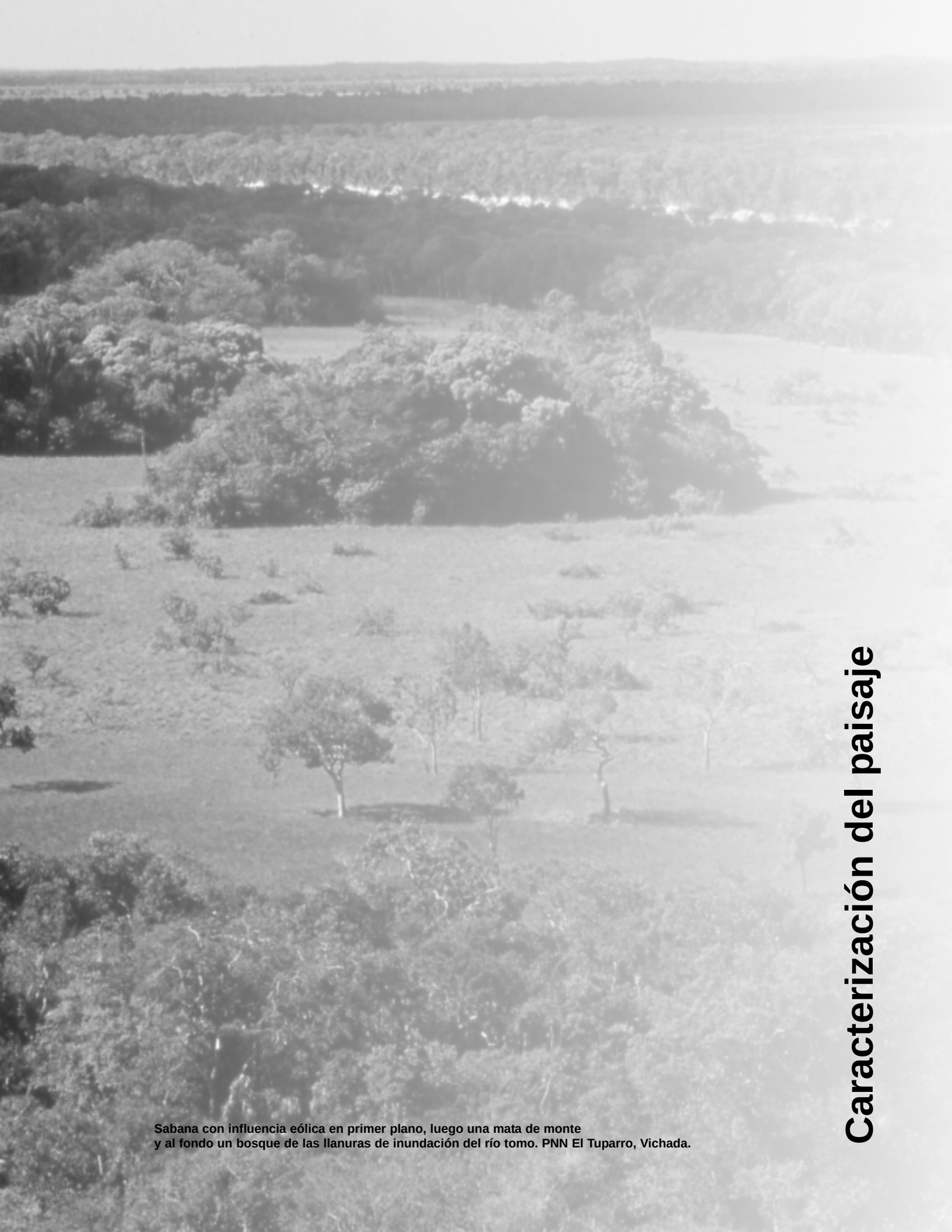
Aunque este aspecto está en relación directa con la extensión del área, la cantidad de unidades a estudiar, los tiempos de desplazamiento local hasta los sitios específicos de muestreo/observación, el número de personas de apoyo, así como con el nivel de entrenamiento y destreza de quienes realizan esta labor, los métodos y la intensidad de muestreo propuestos en este Manual requieren de 5 a 6 días por unidad de muestreo.

Cuando la extensión del área de estudio y las limitaciones geográficas son notables, conviene fraccionar el trabajo de campo en varias expediciones, no sólo para tomar un descanso, sino para organizar y almacenar apropiadamente las muestras colectadas. Adicionalmente, cabe anotar que la experiencia adquirida señala que en las expediciones muy prolongadas el estado anímico y emocional de los miembros del equipo empieza, inexorablemente, a deteriorarse debido al esfuerzo y la fatiga física que suponen el trabajo de campo.

2.1.4 Etapa de laboratorio y oficina

Esta etapa incluye las siguientes actividades principales:

- Revisión y organización del material biológico y no biológico colectado.
- Identificación y curaduría del material biológico.
- Ordenación, almacenamiento, procesamiento y análisis de los datos.
- Correlación de la información temática.
- Realización de ajustes necesarios a la interpretación inicial, de acuerdo con la verificación y validación de campo, y elaboración de las leyendas definitivas de los mapas temáticos.
- Sistematización de datos para el almacenamiento y manipulación de la información espacial, mediante el uso de herramientas especializadas para este fin.
- Elaboración de informe descriptivo e interpretativo con recomendaciones para la conservación y manejo de la biodiversidad del área estudiada.



Sabana con influencia eólica en primer plano, luego una mata de monte
y al fondo un bosque de las llanuras de inundación del río tomo. PNN El Tuparro, Vichada.

Caracterización del paisaje

3. Caracterización del paisaje

Para un mejor conocimiento y entendimiento de las interacciones entre los organismos y su entorno físico en un espacio geográfico definido, se hace necesario abordar los inventarios de biodiversidad de manera integral. Este enfoque se fundamenta en el hecho de que existen algunas variables ambientales (clima, relieve, hidrología y suelos, entre otras) que crean patrones de paisajes, y, consecuentemente, estos a su vez afectan la distribución espacial, composición y abundancia de los organismos. En este sentido, se pretende referir los inventarios de biodiversidad a entidades espaciales discretas homogéneas en dichas variables, denominadas paisajes.

El enfoque propuesto para la caracterización de componentes de biodiversidad es la ecología del paisaje. Esta disciplina es el estudio de los factores bióticos y abióticos en una cierta área de la superficie terrestre, incluyendo el estudio de las relaciones espaciales, temporales y funcionales entre los componentes de los paisajes (Van Gils *et al.* 1990). Algunas aproximaciones al estudio del paisaje concentran su atención al análisis y cuantificación de la estructura de los patrones de paisajes, mediante la estimación de índices que reflejan el estado de éstos en términos de tamaño, forma, distancia, aislamiento, diversidad, dominancia, conectividad y fragmentación, entre otros (ver p. e. McGarigal y Marks 1995, Dale *et al.* 1994, Saunders *et al.* 1991, O'Neill *et al.* 1988).

La composición se refiere a la diversidad y abundancia de los tipos de fragmentos en un paisaje; en tanto que la estructura, hace referencia a la organización espacial de los fragmentos en el paisaje y a las relaciones espaciales entre los mismos.

Dado que en la mayoría de los casos los paisajes originales han sido alterados en diversos grados por acción humana, los paisajes están compuestos por un mosaico de fragmentos de vegetación natural, agroecosistemas y etapas sucesionales de la vegetación (Halffter *et al.* 2001). En este contexto, el término paisaje hace referencia a espacios territoriales amplios, conformados por coberturas vegetales naturales y transformadas.

Este capítulo se enfoca solamente en las variables abióticas involucradas en la formación de paisajes y en los criterios y aspectos prácticos generales utilizados para su identificación y delineamiento en diferentes escalas de estudio y representación cartográfica, en el contexto de los inventarios de biodiversidad. Con esto se pretende que los usuarios de este Manual hagan acopio de algunos criterios que le permitan planear un inventario que, en lo posible, sea representativo de la heterogeneidad ecológica de un área, abarcando diversos arreglos de paisaje, con frecuencia bien expresados en imágenes de sensores remotos (imágenes de satélite y fotografías aéreas).

3.1 El concepto de paisaje

La mayoría de la gente asocia el término paisaje como el escenario compuesto por campos de cultivo, bosques, montañas y ríos (Wiens 1995). En este caso, el concepto es utilizado para referirse a la imagen de un territorio desde el punto de vista escénico (Etter 1990). Es decir, se interpreta el paisaje como el aspecto visual físico o artístico que configura un espacio.

Desde una perspectiva ecológica, aunque existen diversas definiciones de paisaje, dependiendo del campo de aplicación o fenómeno bajo estudio, la mayoría coinciden en considerarlo como porciones de la superficie terrestre con homogeneidad climática, geomorfológica y geográfica (Zonneveld 1979, Etter 1990, Villota 1997).

Para nuestros propósitos hemos acogido la siguiente definición: un paisaje se define como una porción de espacio geográfico, homogéneo en cuanto a su fisonomía y composición, con un patrón de estabilidad temporal, resultante de la interacción compleja de clima, rocas, agua, suelos, flora, fauna y el ser humano, que es reconocible y diferenciable de otras porciones vecinas de acuerdo con el análisis (resolución) espacio-temporal específico (Etter 1990).

La configuración o expresión externa e interna que adquiere un paisaje es el resultado de los factores que intervienen en su formación (clima, geomorfología, hidrología, suelos, litología/materiales parentales, vegetación y actividades humanas). El grado y complejidad de interacción entre éstos

le confiere unos rasgos distintivos en cuanto a la geoforma y la cobertura vegetal (natural y transformada), así como a la fauna que albergan. Dos factores resultan relevantes para la identificación y delineación de paisajes: la geomorfología y la cobertura, los cuales constituyen las propiedades emergentes de los paisajes, lo que permite reconocerlos y diferenciarlos unos de otros (Etter 1990). En este sentido, las imágenes de sensores remotos constituyen un insumo de especial significado para su estudio y representación cartográfica.

En la Figura 3.1 se presenta un modelo de un estudio de caso de un paisaje de sabanas de la Orinoquia, caracterizando cada uno de los atributos que han dado origen a su configuración y composición externa e interna. Análogamente, en la Figura 3.2 se muestra la expresión externa (geoforma y cobertura) que adquieren otros paisajes, como resultado de la interacción y jerarquía variables de los mismos factores de formación expuestos en la Figura 3.1, pero en escenarios y condiciones ambientales diversas de la geografía del país, y en diferentes escalas de resolución.

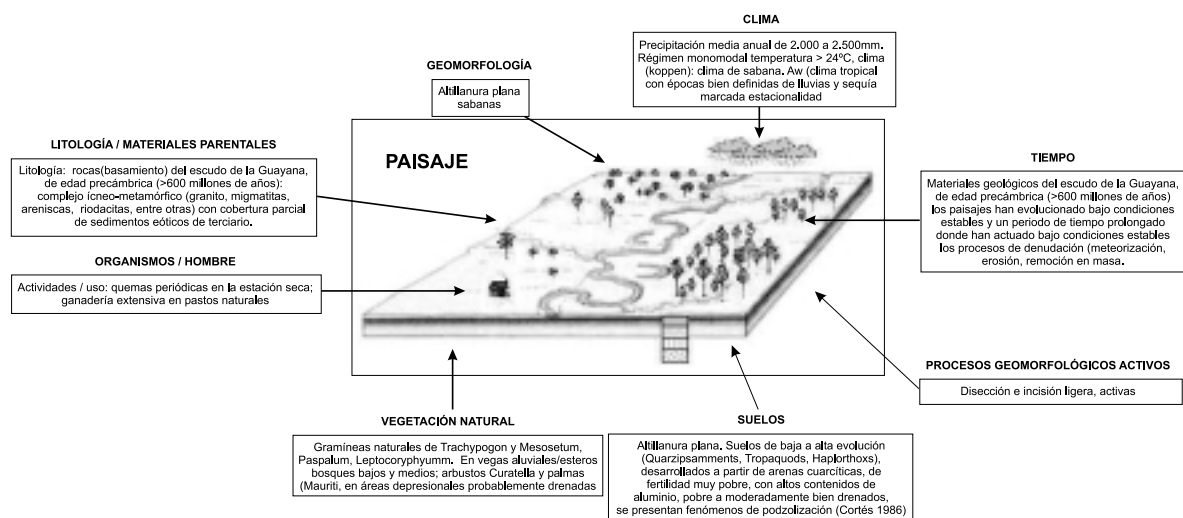


Figura 3.1 Caracterización del paisaje en función de los factores formadores, estudio de caso de sabanas de la altillanura plana (Santa Rita, Vichada)
Fuentes: Botero y Jiménez 1999, Cortés 1986, Villota 1991

Como ya se mencionó en el capítulo 1, un aspecto importante en la caracterización de componentes de biodiversidad es la definición de la unidad de muestreo, entendida como las áreas donde se aplicarán los métodos de muestreo propuestos en este Manual. La unidad de muestreo aquí sugerida es la unidad de paisaje, la cual puede ser definida como una porción discreta de la superficie del terreno y, por lo tanto, es susceptible de ser identificada y mapeada a cualquier nivel de resolución (escala). Las unidades así obtenidas poseen límites definidos y contienen un conjunto de atributos característicos definidos que permiten diferenciarlas de unidades vecinas. El conjunto de todas las delimitaciones (polígonos) identificadas con un mismo símbolo o color o cualquier otra representación constituye una unidad de mapeo.

Las unidades resultantes a cualquier escala pueden considerarse 'homogéneas' en términos de los atributos de diferenciación utilizados. En aproximaciones generales o de escala pequeña, sólo es posible reconocer unidades principales o mayores de paisaje, las cuales en realidad están conformadas por una asociación de unidades similares o disímiles a la unidad dominante, que no pueden ser delimitadas separadamente por varias razones: a) la escala de trabajo no lo permite; b) el patrón de distribución es complejo; o c) las diferencias con la unidad dominante no son lo suficientemente importantes para mostrarlas separadamente. No es procedente crear nuevas delimitaciones, con la consecuente proliferación de las mismas, si los criterios de diferenciación son sólo una pequeña variación de la unidad dominante y si su extensión es limitada. En el caso contrario, las unidades consideradas disímiles varían significativamente de la unidad dominante, generando cambios notables a nivel de vegetación (natural/transformada) y relieve, en cuyo caso se justifica su separación, siempre que la escala de trabajo lo permita.

En aproximaciones detalladas o de mayor escala, esas mismas unidades mayores pueden ser desagregadas en unidades más pequeñas con identidad y jerarquía propias. En otras palabras, a medida que las aproximaciones cartográficas son más detalladas, las unidades de paisaje delimitadas adquieren mayor homogeneidad en los atributos que las caracterizan.

Finalmente, la distribución espacial de las unidades resultantes se presenta en mapas, acompañados de leyendas que las ordenan de manera jerárquica. Generalmente, el orden dado a los atributos (columnas) que caracterizan a cada unidad (filas), va desde los atributos más estables y de mayor independencia de la actividad humana, hasta los más inestables y cambiantes, iniciando por las geomorformas; de aquí en adelante se arreglan los demás atributos (litología/materiales parentales, características del relieve y de los suelos, vegetación natural y usos del paisaje de cada unidad. En aproximaciones de amplia cobertura geográfica, el clima cobra un nivel jerárquico más alto que el de la geomorfología, pues un clima puede abarcar varios paisajes. El diseño de la leyenda puede variar en función de la aplicación, la escala de aproximación y del énfasis, cantidad y desagregación de los atributos considerados (ver p. e. Van Gils 1984, Zonneveld 1979).

El desarrollo de métodos modernos de interpretación de imágenes de sensores remotos (imágenes de satélite y fotografías aéreas) como el análisis fisiográfico (Villota 1992, 1997, Bennema y Gelens 1996), resultan muy favorables para la aplicación del enfoque propuesto para el estudio del paisaje. La fisiografía comprende el estudio y entendimiento de todos los fenómenos que determinan la apariencia externa de un paisaje (Bennema y Gelens, 1996), basándose en un análisis de una serie de elementos visibles (ver numeral 3.2), con frecuencia bien expresados en imágenes de sensores

remotos, que tienen una relación directa con los atributos de formación de los paisajes ya referidos atrás.

La observación y análisis integrado de tales elementos permiten la identificación, delineación y caracterización de unidades de tierra homogéneas (o paisajes fisiográficos). Un paisaje fisiográfico puede definirse como porciones de la superficie terrestre, resultantes de una misma geogénesis, que pueden describirse en términos de unas mismas características climáticas, morfológicas, de material litológico y de edad, dentro de las cuales puede esperarse una alta homogeneidad pedológica (suelos), así como una cobertura vegetal o un uso de la tierra similar (Villota 1997). Mayores detalles acerca de este método pueden encontrarse en Botero 1977 y Villota 1992, 1997.

Aunque el análisis fisiográfico fue aplicado inicialmente para el reconocimiento y cartografía de los suelos, ha demostrado su aplicabilidad en otros campos que se apoyan en una concepción integral del paisaje. Las unidades de tierra obtenidas mediante la aplicación del análisis fisiográfico conforman, ante todo, unidades de síntesis de aspectos geográficos, que con la incorporación de variables temáticas específicas de interés, complementadas con trabajo de campo, pueden traducirse en un mapa base con fines diversos (ordenamiento territorial, ecología del paisaje, evaluaciones ecológicas, entre otros).

El nivel de detalle con que se observan los paisajes varía con la escala de las fuentes de imágenes utilizadas. En la Figura 3.3 se puede apreciar cómo varía la percepción de paisaje (un abanico terraza en una llanura aluvial de piedemonte), haciendo sucesivas observaciones de acercamiento, mediante el uso de imágenes de satélite y fotografías aéreas a distintas escalas. Finalmente, en el terreno (escala 1:1) se puede hacer una abstracción real, discriminando aún más los componentes y rasgos del paisaje observado.

En la misma figura se señalan las escalas de representación cartográfica comúnmente empleadas en los estudios de caracterización de los paisajes. Cuando se usan imágenes de satélite (p. e. Landsat), el área cubierta es bastante grande (180x175 km), abarcando un gran número y complejos de paisajes, pero el nivel de detalle que ofrecen es bajo, por lo que son empleadas para aproximaciones a escalas menores a 1:100.000 y son útiles por la visión de conjunto de áreas extensas. Mediante fotografías aéreas, entre tanto, podemos observar un área menor, pero con mayor detalle útil para aproximaciones a escalas mayores a 1:100.000 (semi)detalladas. Una aplicación puede incluir el uso de ambas fuentes, usando las primeras en contextos geográficos amplios para orientar la selección de áreas de trabajo de menor extensión a partir de las segundas.

En la etapa de planeación de los levantamientos de biodiversidad, la definición de la escala de trabajo es un aspecto relevante porque de ésta depende, por ejemplo, la selección de las fuentes a utilizar. El grado de detalle de los elementos observados, el nivel de abstracción y de desagregación de los paisajes es función de la escala y del nivel jerárquico utilizado para su clasificación. A medida que los estudios aumentan en detalle, consecuentemente aumenta el número de unidades discriminadas y la intensidad del trabajo de campo.

Para mejor comprensión de lo antes expuesto, en el Anexo 3.1 se presenta un modelo de fotografías aéreas que ilustra cómo varía la resolución espacial (o grado de definición) de los objetos observados en una misma área urbana, en función de tres escalas diferentes empleadas. De forma semejante, las propiedades emergentes (cobertura y geoforma) de los paisajes pueden ser observadas con mayor detalle a medida que las escalas son mayores, y en consecuencia éstos pueden ser discriminados en unidades más

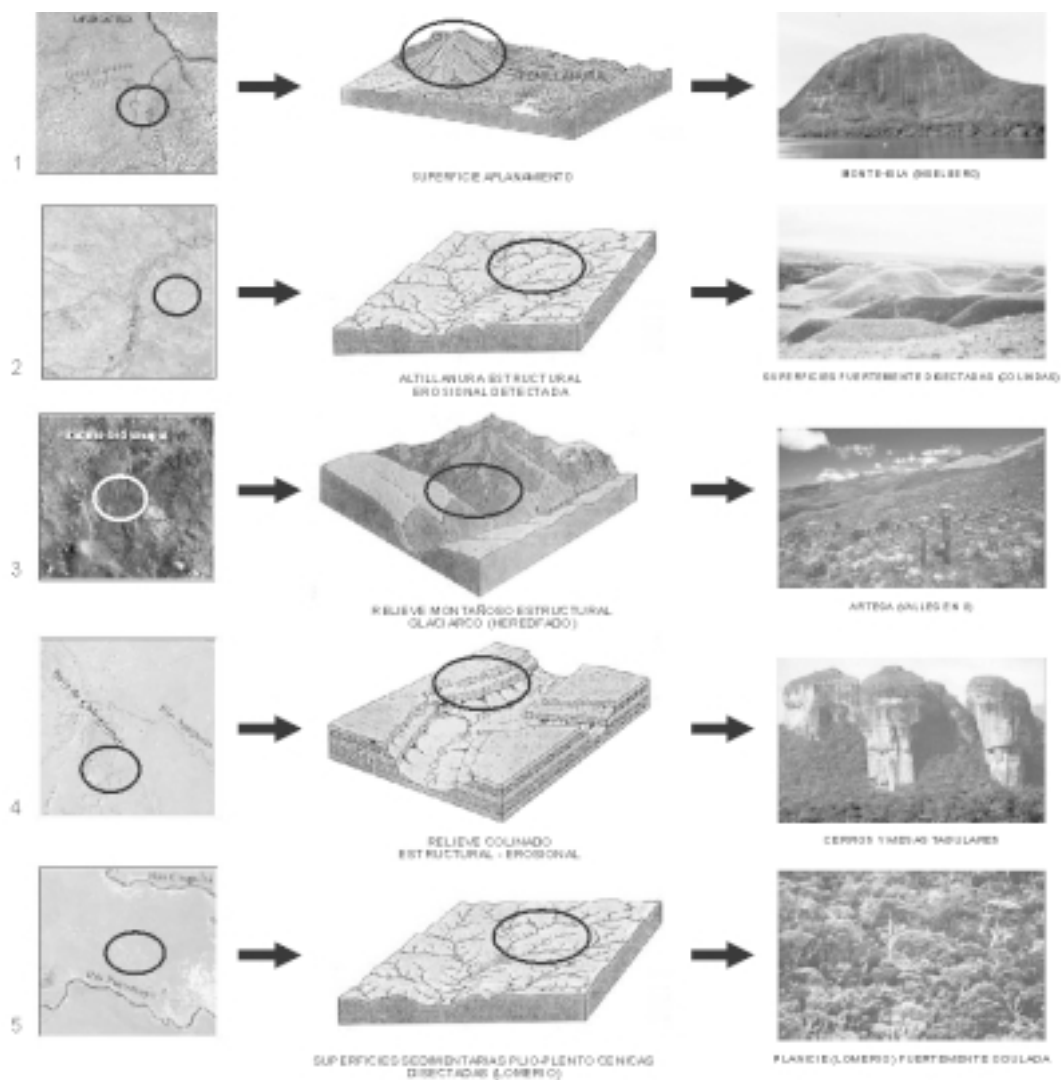


Figura 3.2 Configuración externa (geoforma/vegetación) de los paisajes en varios contextos geográficos y niveles de resolución (escala)
1. Puerto Iniridia, Guainía; 2. Puerto López, Meta 3. Páramo de Sumapaz, Cundinamarca; 4. Serranía de Chibiriquete, Caquetá; 5. Puerto Leguizamo, Putumayo

pequeñas y homogéneas en cuanto a los criterios de diferenciación. Al tiempo, en el mismo modelo se presentan las medi-

ciones básicas comúnmente utilizadas en las fotografías aéreas y sus dimensiones en el terreno.

3.2 Procedimiento para la identificación y delineación de paisajes

A continuación se exponen las etapas involucradas en la identificación, delineación, caracterización y documentación cartográfica del paisaje, articuladas den-

tro del marco general de la metodología propuesta para el desarrollo de inventarios de biodiversidad.

3.2.1 Etapa preliminar

El trabajo preliminar comprende todas aquellas actividades relacionadas con la preparación de material requerido y de apoyo a la etapa de interpretación de imágenes de sensores remotos. En esta etapa se realiza la revisión de literatura del área de interés en relación con el medio físico (especialmente geología, clima, suelos), la consecución de cartografía base y temática y de imágenes de sensores remotos (imágenes de satélite y fotografías aéreas). Según la disponibilidad de las últimas, en ocasiones es necesario redimensionar los alcances del estudio y la escala de aproximación cartográfica definida inicialmente.

La selección del tipo de imágenes depende de los objetivos, la extensión del área de interés y de la escala de representación cartográfica definida para el estudio, la cual está directamente relacionada con la intensidad de muestreo en campo. Las imágenes de satélite (p.e. Landsat) son apropiadas en estudios de gran extensión en una dimensión regional (escalas pequeñas, menores de 1:100.000); sin embargo, se presentan casos de carácter regional o local que requieren ventanas de análisis de áreas específicas, por lo que las imágenes de satélite pueden orientar la toma de datos y recolección de información más detallada a partir de fotografías aéreas (generalmente entre 1:25.000 a 1:75.000).

3.2.2 Etapa de interpretación de imágenes de sensores remotos

Los aspectos prácticos considerados en esta sección ayudarán a realizar interpretaciones generales de los paisajes más representativos, de modo que facilita orientar y planear un muestreo de biodiversidad, aplicando el enfoque metodológico general y las técnicas de muestreo propuestas en este Manual.

La simple observación y unas pocas deducciones, así como el examen general de contexto geográfico y un rápido apoyo de fuentes temáticas auxiliares, pueden ser suficientes para reconocer los paisajes y realizar abstracciones acerca de los atributos que los caracterizan. Es más, si el observador tiene un nivel de referencia local (familiaridad con el área) resulta muy favorable. Habrá ocasiones en que las exigencias y alcances del estudio requieran la asistencia de una persona entrenada y con conocimientos de fisiografía más refinados, particularmente cuando los elementos de diferenciación utilizados entre paisajes pueden no ser tan conspicuos.

Durante esta etapa se realiza la interpretación de las imágenes de sensores remotos para la delimitación de paisajes, aplicando el método de análisis fisiográfico ya comentado, para la identificación, delineación y clasificación de unidades de tierra homogéneas (paisajes fisiográficos). La delineación práctica de paisajes se ejecuta a partir del examen de la expresión fotográfica de sus propiedades morfológicas emergentes. El nivel de detalle alcanzado en la conformación de los paisajes está sujeto a la resolución espacial de las imágenes en uso y a la escala de representación cartográfica final. Los lineamientos que se presentan son aplicables tanto a fotografías aéreas como a imágenes de satélite análogas (impresiones fotográficas en papel).

Vale aclarar que la delineación y clasificación práctica de paisajes es una labor que se lleva a cabo directamente a partir de la interpretación de imágenes y no como resultado de la superposición de

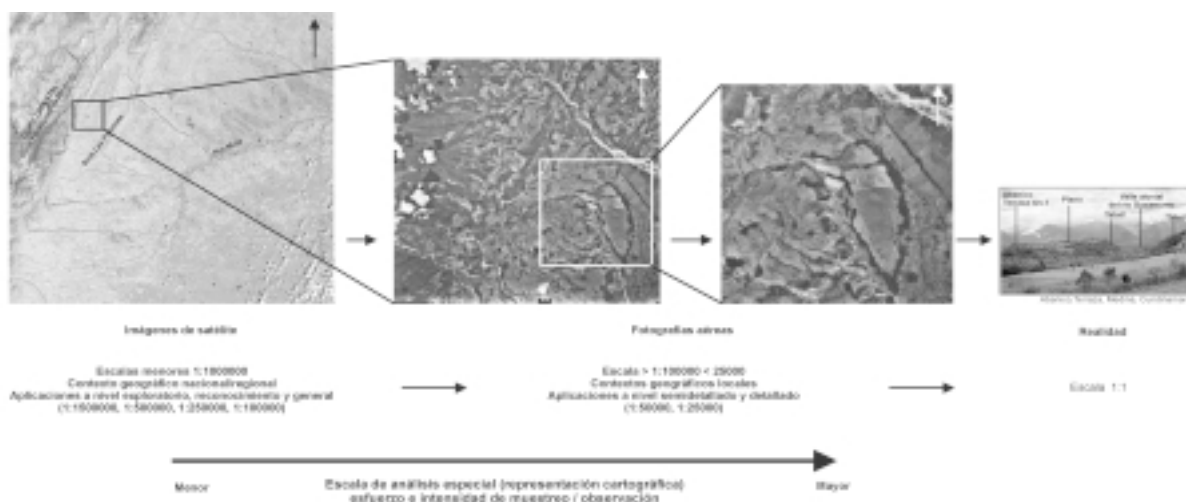


Figura 3.3 Escalas de aproximación a la cartografía del paisaje de acuerdo con las fuentes utilizadas

planos de información temática (geomorfología, vegetación y clima, entre otros).

Como actividad paralela en esta etapa se realizan clasificaciones climáticas del área de interés, con base en fuentes secundarias de información (estaciones meteorológicas). Con los datos de precipitación, temperatura e índice de humedad (obtenido del cálculo del balance hídrico climático), se elaboran climadiagramas y se determina el clima según el método aplicado, todo lo cual refleja de manera adecuada el comportamiento climático del área.

Como resultado final de esta etapa se obtiene un mapa de fotointerpretación de unidades de paisaje con la leyenda correspondiente, que refleja adecuadamente la heterogeneidad espacial de los paisajes a la escala de trabajo, el cual constituye el punto de partida para orientar y planear el trabajo de campo.

Nuestro universo de estudio se desagrega en N unidades discretas más pequeñas (unidades de paisaje), cada unidad mapeada e identificada con un símbolo único es susceptible de ser confrontada

in situ mediante la caracterización de las variables físicas que las definen (enfoque fisiográfico) y la caracterización biológica, aplicando en cada una de ellas las técnicas de muestreo propuestas en esta guía. La conjunción de las variables físicas y bióticas conforman las unidades de paisaje

Se propone un esquema de muestreo estratificado, es decir, que cada unidad tenga una intensidad de muestreo similar, tratando de abarcar la heterogeneidad interna de hábitats en cada una de ellas con el fin de obtener una muestra representativa. No obstante, en algunas ocasiones, diversas razones (disponibilidad de recursos, relación costo-beneficio y dificultad de acceso geográfico, entre otras) sólo permiten el estudio de algunas unidades; en consecuencia, conjuntamente con el equipo de trabajo se seleccionan aquellas que reflejen mejor representatividad y distintividad del universo de estudio y, consecuentemente, de la heterogeneidad ecológica del área. La correcta selección de las unidades y la ubicación específica de los sitios de trabajo en cada una de ellas tendrá una influencia directa en la calidad de los datos obtenidos en los muestreos.

El muestreo en transectos, a diferencia de un muestreo estratificado, se realiza a lo largo de una línea que puede abarcar un gradiente de paisajes, con cambios relativos en cortas distancias. En estos casos, los sitios de muestreo pueden estar concentrados en el área adyacente a lo largo de dicha línea.

Fases en el proceso de fotointerpretación

La labor de fotointerpretación es un proceso que puede ser dividido en tres fases (Bennema y Gelens 1996), las cuales conducirán progresivamente a obtener la información según el propósito que se persiga. Aunque estas etapas se presentan de manera separada, es importante anotar que en el proceso de fotointerpretación siempre está acompañado de un razonamiento deductivo de las características de las superficies observadas en las imágenes. La precisión, detalle y confiabilidad, así como las abstracciones hechas de la observación, son inherentes al nivel de referencia (entrenamiento, experiencia y conocimiento del área) de quien ejecuta esta labor, de acuerdo con el campo de aplicación.

Como actividades previas es necesario: a) realizar la georreferenciación de las fotografías aéreas con ayuda de la cartografía base. Esta actividad incluye ordenar y orientar las fotografías e iluminar y poner los nombres de ríos, localidades y accidentes geográficos; y b) llevar a cabo una inspección general de las fotografías con el fin de tener una visión de conjunto más amplia de las coberturas y los rasgos generales más sobresalientes del relieve, para dimensionar las características generales y tener un 'mapa mental' del área de estudio.

Fases (Bennema y Gelens 1996)

- a. **Detección, reconocimiento e identificación:** esta fase, que puede también denominarse fotolectura,

corresponde a la observación directa de los elementos visibles en las fotografías. La detección permite el descubrimiento y exploración de los objetos y las superficies que se observan en las imágenes; el segundo paso, el reconocimiento, permite apreciar sus formas, tamaños y otras propiedades visibles y asociarlos con algo familiar de acuerdo con la aplicación temática; y el paso de identificación, procura relacionarlos con algo conocido por su nombre o término específico.

- b. **Análisis:** es el proceso mediante el cual se hacen delineaciones, buscando el agrupamiento lógico de las superficies en patrones o unidades, de acuerdo con los elementos visibles e inferibles por su relación directa con el paisaje. Por último, se ejecuta una extrapolación de las delineaciones a toda la imagen con características similares en cuanto a tono/color, estructura y textura.
- c. **Clasificación:** esta actividad comprende la clasificación de las unidades resultantes, de acuerdo con el sistema adoptado en el análisis fisiográfico.

Consideraciones prácticas

En esta sección se presentan los elementos y características que pueden ser observadas en las fotografías aéreas, que pueden conducir a la identificación y delineación de paisajes fisiográficos, así como las etapas básicas durante el proceso de fotointerpretación.

Arreglo espacial de los tonos de gris y color

Las fotografías aéreas están compuestas por un arreglo espacial de tonos de gris, los cuales permiten percibir y discriminar

los objetos y las superficies de acuerdo con la variación del tono de gris. En imágenes de satélite este aspecto corresponde a variaciones de color. El arreglo particular del tono/color incluye los siguientes aspectos:

- a) **Tono/color:** puede ser definido como la variación discernible desde el blanco hasta el negro, por efecto del reflejo de la luz incidente sobre la superficie. El tono de gris puede variar como resultado de diferencias en cobertura vegetal, pendientes, sombras, condiciones de humedad y otras características de la superficie del suelo.
- b) **Textura:** es función de la rugosidad de la superficie del suelo, la cobertura vegetal o de ambos. Las diferencias entre tipos de coberturas vegetales dependen del tamaño y tipo de especies, del espaciamiento entre cultivos, así como de la heterogeneidad y densidad de la vegetación. La textura también depende de la escala de las fotografías.
- c) **Patrón:** puede definirse como el arreglo de los objetos en un cierto orden o secuencia característica. Es un elemento utilizado en la identificación y análisis de redes (patrones) de drenaje, disección de las superficies, variaciones de topográficas (micro-relieve) y en la identificación de rocas (litología). En geomorfología y en geología, así como en vegetación, es un aspecto de particular importancia.
- d) **Moteado:** significa cubierto de manchas de tamaño y forma irregulares, que pueden ser de tono más oscuro o más claro que la superficie de fondo dominante o matriz. El moteado puede estar relacionado con diferencias en microrrelieve o contenido de humedad.

- e) **Contexto/asociación:** se refiere a la localización de los elementos de interés y su relación con otros objetos reconocibles en la proximidad. Las relaciones de contexto que se dan entre la vegetación y los rasgos topográficos y culturales son relevantes cuando se evalúa un área en su conjunto
- f) **Forma:** aunque es una perspectiva de planta del objeto observado, es muy útil en la identificación de geoformas.

La perspectiva vertical de las superficies y los objetos, mediante su observación con un estereoscopio de espejos, es importante para su reconocimiento, lo mismo que para el análisis de los elementos de fotointerpretación que se presentan a continuación.

Análisis de los elementos usados en la fotointerpretación para el reconocimiento y delineación de paisajes

El análisis fisiográfico es un método de interpretación de imágenes de sensores remotos que se basa en el análisis de elementos, es una extensión de éste, pero requiere un nivel razonable de conocimientos de fisiografía y experiencia en fotointerpretación. En el Anexo 3.2 se presentan de forma general y sencilla, los elementos básicos expresados en las fotografías aéreas que pueden ayudar en el reconocimiento de paisajes y a sacar de conclusiones acerca de éstos.

Las imágenes de sensores remotos contienen una gran cantidad de rasgos, llamados elementos, que son susceptibles de ser observados y estudiados mediante el uso de un estereoscopio de espejos, para el caso de las fotografías aéreas. Los elementos se definen como aquellos objetos o fenómenos de la superficie terrestre en los cuales se basa un análisis para

una determinada aplicación. De los numerosos elementos existentes, sólo unos tienen relación directa con el paisaje en los términos en que ha sido definido. Hay elementos que son **visibles** y otros que no lo son, pero pueden ser **inferidos** por deducciones con base en los visibles, pero requieren un nivel de referencia y entrenamiento mayor que los primeros (Bennema y Gelens 1996). En su conjunto, estos elementos han de conducirnos a la delineación práctica de paisajes. Es de esperar que allí donde cambian uno o más elementos, consecuentemente cambian los rasgos del paisaje.

Elementos visibles: a) configuración de la superficie terrestre en términos de geoforma específica y características del relieve (pendientes-forma y grado); b) vegetación natural/transformada; c) afloramientos rocosos; d) agua, hielo, nieve; e) patrón de drenaje; f) uso la tierra y nivel de parcelación; y g) construcciones humanas.

Elementos inferibles: a) condición de drenaje; b) litología/materiales parentales; c) rasgos y clase de erosión; d) profundidad de los suelos; y e) clima (inferido a partir de los rasgos erosivos y expresión de la vegetación natural y los tipos uso del suelo).

Algunos paisajes pueden tener grandes diferencias en los elementos constitutivos, traduciéndose en una expresión fotográfica

contrastante, de modo que pueden ser identificados y delineados con facilidad.

Para apoyar lo antes expuesto, se presentan varios modelos (Anexo 3.2), algunos con control de campo, en los que se puede apreciar la expresión y variación en los arreglos de tono (textura, tono, patrón, contexto), lo mismo que de los elementos de análisis, en paisajes de diverso origen, con diferencias notables en cuanto a vegetación, geoformas, condiciones hidrológicas, litología/materiales parentales y usos del paisaje. Paralelamente, se hacen breves descripciones relativas a los factores de formación y rasgos más notables de los paisajes reconocidos en cada caso.

Con la simple observación de ciertos rasgos/elementos bien expresados en cada modelo, el usuario puede realizar algunas abstracciones, inferencias y descripciones breves con apoyo de información auxiliar, que podrán ser validadas con observaciones en el terreno. La caracterización biológica en el terreno (Etapa 3.2.3) revelará la composición y riqueza de especies presentes en cada unidad. Los datos de atributos físicos (clima, geoformas, suelos, hidrología, vegetación y usos, entre otros) y los biológicos compilados y procesados, permitirán ejecutar comparaciones y análisis de correlación entre las unidades (Etapa 3.2.4).

3.2.3 Etapa de campo

Definidas las unidades y los sitios específicos de interés, seleccionados en la etapa previa, el trabajo de campo comprende las siguientes actividades:

- Previo a la etapa de trabajo de campo propiamente dicha, y dependiendo de factores tales como el aislamiento geográfico, la dificultad de acceso al área de trabajo y la disponibilidad y desactualización de las imágenes de sensores remotos, lo mismo que de la disponibilidad de recursos financieros, se puede evaluar la necesidad de realizar un sobrevuelo de reconocimiento al área.
- Recorridos de reconocimiento preliminar en el terreno, con el fin de ubicar los sitios de muestreo y planear actividades (tiempos de desplazamiento, tiempo efectivo de trabajo y logística).

- Observaciones generales y detalladas del paisaje para la corroboración y ajuste de líneas de fotointerpretación y validación de la misma.
- Observaciones acerca de los usos del paisaje (actividades productivas y extractivas) y del grado de intervención y transformación de la cobertura vegetal original.
- Observaciones sobre los rasgos geomorfológicos y del relieve (tipo y grado de las pendientes, disecación e incisión, rasgos erosivos, clase de laderas y configuración general del relieve).
- Reconocimiento de algunas propiedades físicas y químicas (color, textura, profundidad, PH, drenaje interno y externo, horizontes y espesor de cada uno de ellos, entre otras), de los suelos, por medio de observaciones en cajuelas (o huecos de 40x40x50 cm).
- Observaciones acerca de la litología y los materiales parentales de los suelos.
- Cuando no se dispone de registros meteorológicos, la observación de la vegetación natural puede ser muy útil para determinar la condición de humedad ambiental indirectamente a partir de la expresión de ésta (ver Anexo 3.3. para la toma de datos en campo para la caracterización unidades de paisaje).
- Como actividad complementaria se realiza la descripción general de la localización geográfica del sitio de trabajo, y toma datos de latitud y longitud para precisar su ubicación, mediante el uso de un receptor GPS (o Sistema de Posicionamiento Global). Cuando las condiciones del medio, como por ejemplo cobertura boscosa densa, no permiten la recepción de la señal satelital, se recurre al uso de la cartografía base para determinar las coordenadas del lugar. En el Anexo 3.4 se exponen algunas definiciones y aspectos básicos prácticos para la descripción y referenciación geográfica de los sitios de observación y muestreo.

Ver anexo 3.3 para consignación de datos.

3.2.4 Etapa final

- Durante esta etapa se realizan los ajustes necesarios a la interpretación inicial de acuerdo con la verificación y validación de campo y se elaboran las leyendas definitivas de los mapas temáticos.
- Análisis y correlación de los datos biológicos con las unidades de paisaje caracterizadas.

Materiales y equipo requeridos

-De oficina

Lápices de cera
Fotografías aéreas/imágenes de satélite
Papel calco para interpretación (opcional)
Estereoscopio de espejos
Cartografía temática (geología, suelos, vegetación)
Cartografía base

Otras actividades se relacionan a continuación:

- Ordenación y sistematización de datos para el almacenamiento y análisis en bases de datos y articulación en herramientas informáticas diseñadas para el manejo de información espacial (opcional).

-De campo

Formato de campo para la caracterización integral de las unidades de paisaje (Anexo 3.3)

GPS

Brújula

Altimetro

Fotografías aéreas

Libreta de campo

Cartografía base (varias escalas)

Nivel abney (para estimación de pendientes del terreno)

tes del terreno)

Lápiz de cera

Regla

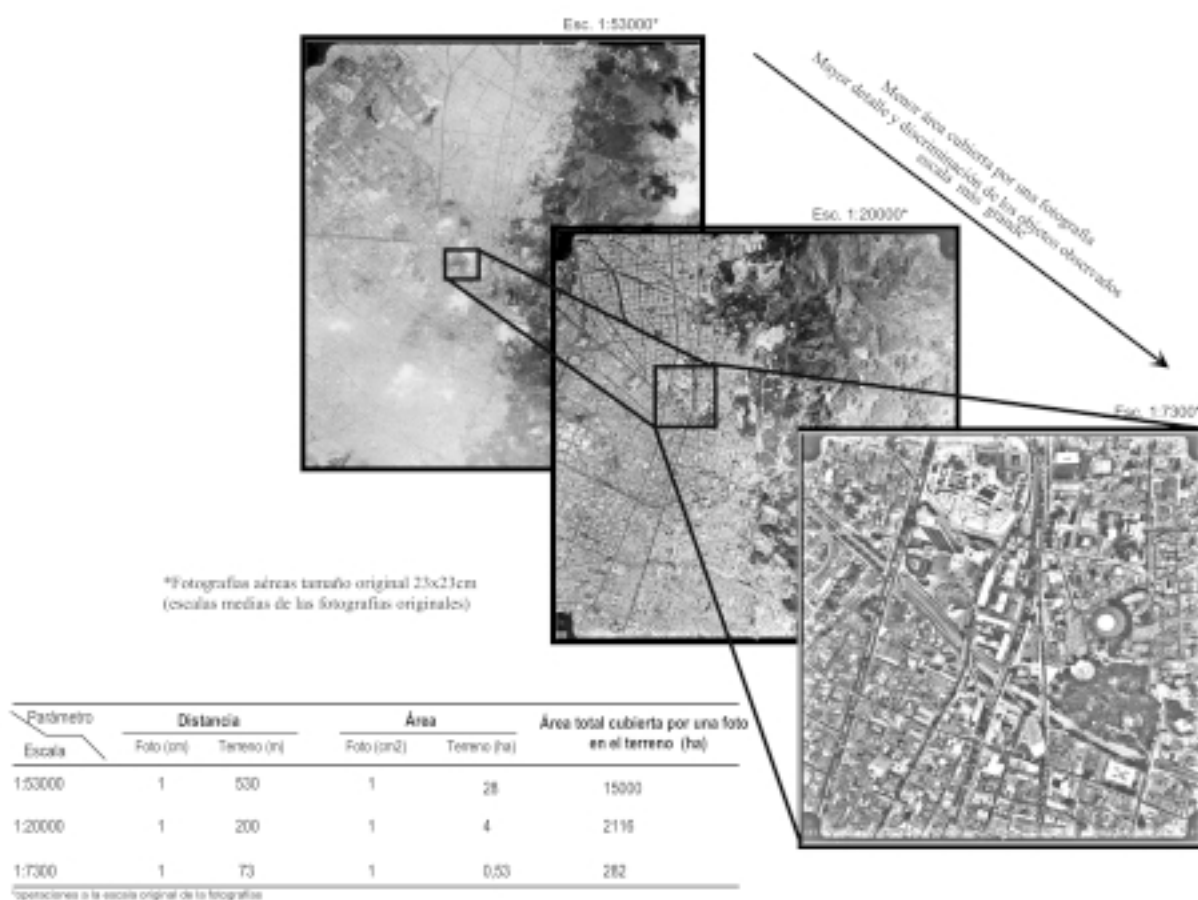
Calculadora

Cámara

Equipo básico para suelos (libreta de descripción de suelos, tabla Munsell de colores, equipo sencillo para determinación colorimétrica del pH, metro, fluoruro de sodio, ácido clorhídrico, papel impregnado de fenolftaleína, agua, pala, cuchillo de campo, lupa)

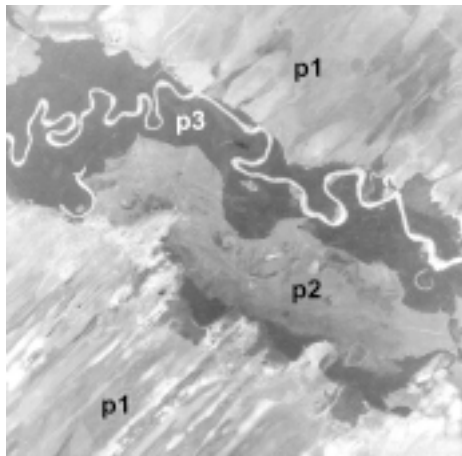
Anexo 3.1

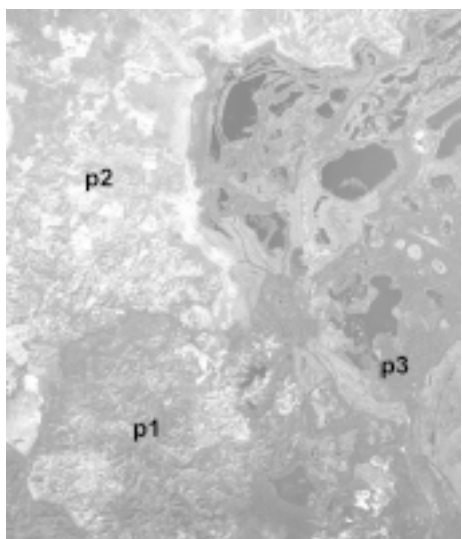
Relación escala-grado de detalle y medidas básicas en las aerofotografías



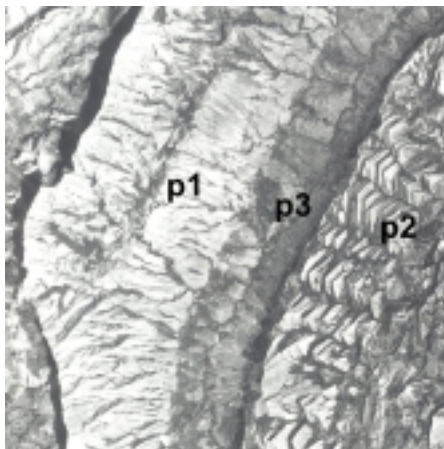
Anexo 3.2

Modelos de análisis de elementos de fotointerpretación para el reconocimiento y la descripción de paisajes mediante el uso de fotografías aéreas

MODELO	DESCRIPCIÓN
	Contexto: Orinoquia, Casanare Gran paisaje: llanura eólica Clima cálido seco (precipitación < 1.500mm/año), relieve general plano con pendientes 0-3. En este modelo se aprecian claramente tres paisajes (análisis conjunto de tono, textura y patrón) los cuales contrastan en los elementos de geoforma y cobertura vegetal. p1 corresponde a médanos (o dunas) longitudinales formadas bajo condiciones climáticas diferentes a las actuales; hay evidencias de quemaduras (a); la vegetación está compuesta por gramíneas; ausencia de vegetación arbórea. p2, muestra un origen claramente aluvial, a juzgar por su relación de contexto con el río y por claras evidencias de huellas (meandros abandonados) dejadas por éste; vegetación arbustiva y gramíneas (...). p3, valle aluvial (vegas y terrazas bajas) de río meándrico, susceptible de inundación periódica en época de aguas altas, vegetación de bosques medios, densos. Suelos de baja evolución, bien a pobremente drenados, desarrollados a partir de arenas cuarzosas de origen eólico, y muy pobres (p1) (Quarzipsamments); p1 y p2, suelos de baja moderada evolución (Aquepts, Fluvents, Aquepts), desarrollados a partir de sedimentos aluviales, bien a pobremente drenados. Escala original 1:59.000 Elementos de análisis geoformas y vegetación.

	Contexto: Bajo Magdalena, Bolívar. Gran paisaje: llanura aluvial de desborde del río Magdalena y planicies sedimentarias aluviales. Clima cálido seco (precipitación < 1500mm/año). Al igual que en el modelo anterior, en este se distinguen claramente tres paisajes generales: p1, terrazas aluviales antiguas disectadas (colinas bajas), con evidencias de erosión, cobertura vegetal arbustiva de densidad baja, relieve colinado con pendiente dominante 7-12%; p2, idem a p1 pero con una densidad de cobertura vegetal mayor (etapas sucesionales de bosques secos y matorrales subxerofíticos); p3, plano inundable del río Magdalena (diques y basines, pantanos y ciénagas en un patrón complejo), relieve general plano-cóncavo con pendientes 0-1%. Estos paisajes los usos y la vegetación naturales están estrechamente relacionados con la condición de drenaje de los suelos y la posición específica de éstos en el relieve: diques (formas de topografía plano-convexa bien a moderadamente bien drenadas) y basines (formas plano-cóncavas, pobremente drenadas). Suelos derivados de sedimentos aluviales, bien drenados (Ustropepts), con sequías acentuadas (p1 y p2); Tropaquepts, Aquepts, Fluvaquepts (p3). Escala original 1:60.000 Elemento de análisis condiciones hidrológicas, geoformas y vegetación.
---	---

MODELO



DESCRIPCIÓN

Contexto regional: cordillera Oriental, Tolima

Gran paisaje: montañas y colinas estructurales-denudativas en rocas sedimentarias.

Clima cálido subhúmedo a seco, relieve, en general, fuertemente quebrado con pendiente 25-50%.

Este modelo es útil para hacer inferencias acerca del origen de las geoformas mayores, lo mismo que para la discriminación de rocas y materiales parentales de los suelos. El elemento relevante aquí son los patrones de drenaje que caracterizan a cada paisaje.

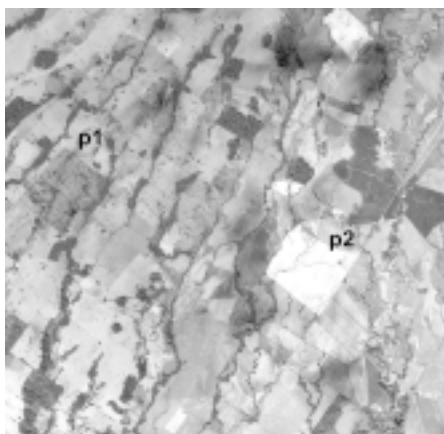
Paisajes: **p1**, cresta monoclinal abrupta en areniscas/ladera estructural; **p2**, espinazo en arcillolitas y areniscas; **p3** piedemonte coluvio-aluvial.

Estos tres paisajes manifiestan diferencias a nivel de geoforma específica y patrón de drenaje. A nivel de cobertura vegetal también hay diferencias notables en cuanto a la densidad y al patrón de distribución, claramente asociado a la estructura de las rocas (p. ej. en p2, alternancia de estratos duros y blandos de los materiales litológicos-chevrones-).

Suelos de evolución baja a moderada (Ustropepts y Usthorrents líticos), bien drenados, poco profundos, con contactos líticos cerca de la superficie.

Escala original 1:48.000

Elementos de análisis geoforma específica y litología/mat. parentales, cobertura vegetal.



Llanura aluvial del río Ariari, Granada, Meta.

Paisajes fuertemente transformados por la actividad humana, dedicados a la agricultura comercial intensiva en cultivos propios del clima.

Aunque no es tan claro como en los modelos anteriores, aquí se presentan tres paisajes diferenciados en cuanto geoforma y uso: terrazas aluviales subcrecientes, altas (**p1**); terrazas aluviales medias no inundables (**p2**) (el talud (t) establece el límite entre ellos); y vegas y terrazas bajas (**p3**) (p3 se muestra separado, pero se ubica en el mismo contexto geográfico local de los anteriores).

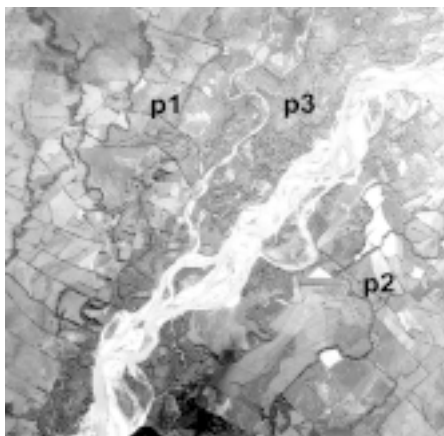
El uso en estos paisajes difieren notablemente, lo cual está asociado a la calidad los suelos y a la posibilidad de uso de riego supletorio.

En p2, los suelos están dedicados a la agricultura comercial en cultivos de arroz riego (> 70%), soya, algodón, maíz, ajonjolí, maní y cacao; en p1, a la ganadería de cebsa extensiva y semi-intensiva en pastos naturales y mejorados; en p3, están dedicados casi exclusivamente a cultivos comerciales de plátano a gran escala.

El área, en general, se caracteriza por actividades productivas agrícolas comerciales a gran escala, en cultivos propios del clima. Existe un uso intensivo de los suelos, mediante sistemas de producción de altos requerimientos de insumos y maquinaria agrícola, así como prácticas de manejo altamente tecnificadas (especialmente en arroz).

La vegetación natural original ha sido drásticamente alterada, cuyos remanentes aún existentes se distribuyen a manera de corredores a lo largo de la red de drenaje.

Escala original 1: 42.000



Anexo 3.3

Formato de toma de datos en campo para la descripción integral de las unidades de paisaje (unidades de muestreo)

DATOS GENERALES DEL SITO/UNIDAD DE MUESTREO

OBSERVADOR	FECHA	UNIDAD/ SITIO DE MUESTREO	ALTITUD (m)
No. FOTOGRAFÍA AÉREA, No. DE FAJA		DESCRIPCION LOCALIZ. GEOGRÁFICA (Dpto, mpio, corregimiento, vereda, distancias -ver reverso-)	

GEOMORFOLOGÍA/LITOLOGÍA

LITOLOGÍA	GEOFORMA / POSICIÓN EN LA GEOFORMA	DISECCIÓN / INCISIÓN	
		ligera	
		moderada	
		fuerte	

RELIEVE Y PENDIENTES

PENDIENTE (grado, forma, longitud)					EROSIÓN / REMOSIÓN EN MASA				DRENAJE NAT.
GRADO		LADERAS				CLASE		GRADO	
		LONGITUD		FORMA					
plano <1%		largas		regulares		laminar		geológica (o natural)	
lig.plano 1-3%		medianas		irregulares		surcos		ligera	
inclinado 3-7%		cortas		complejas		cárcavas		moderada	
lig. inclinado 7.12%						terracetas		severa	
quebrado 12-25%						deslizamientos		muy severa	
fuertemente queb. 25-50%									
escarpado>50%									

DESCRIPCIÓN DE LOS SUELOS

HORIZONTES	PROFUNDIDAD	COLOR	TEXTURA	ESTRUCTURA	REACCIONES			PERFIL
					pH	Hcl	Naf	
HTES DIAGNÓSTICOS		PROFUNDIDAD EFECTIVA		RÉGIMEN DE HUMEDAD		MATERIAL PARENTAL		
		muy superficial		acuico		CLASIF. TAXONÓMICA (PRELIMINAR)		
		superficial		udico				
		moder. Prof.		ustico				
		profundo		xerico				
		muy profundo						

COBERTURA VEGETAL/USO (ver reverso)

DESCRIPCIÓN GENERAL DE LA VEGETACIÓN NATURAL	DESCRIPCIÓN DEL USO DE LA TIERRA (usos extractivos y productivos)

ESTADO ACTUAL DE INTERVENCIÓN DEL PAISAJE

GRADO DE INTERVENCIÓN ANTRÓPICA	EVIDENCIAS DE PERTURBACIÓN
ESTADO DE CONSERVA. DEL ÁREA EN EL CONTEXTO LOCAL Y REGIONAL	ESTADO DE FRAGMENTACIÓN
VALORES SOBRESALIENTES (biológicos, ecológicos, paisajísticos, hídricos, otros)	

DESCRIPCIÓN ESQUEMÁTICA DE LA VEGETACIÓN NATURAL*

PERFIL ESQUEMÁTICO DE LA VEGETACIÓN NATURAL	DESCRIPCIÓN ESTRUCTURA, Y FISIONOMÍA, COMPOSICIÓN (sp dominantes, frecuentes, asociadas), FENOLOGÍA; ESTRATOS

*Actividad asistida por el botánico del equipo de trabajo

OTROS DATOS DE SITIO DE MUESTREO QUE COMPLETEN LA LOCALIZACIÓN

(dificultad y forma de acceso, tiempos de recorrido y distancias estimadas, aislamiento geográf., vías, núcleos poblados más cercanos, nombres de accidentes geográficos referidos a la orografía, hidrografía y a aspectos socioculturales)

CLIMA

DATOS METEOROLÓGICOS BÁSICOS (de fuentes secundarias de información)	ESTIMACIÓN INDIRECTA DE LA HUMEDAD A PARTIR DE LA EXPRESIÓN DE LA VEGETACIÓN
Precipitación (media anual)	
Temperatura (media anual)	
Índice de humedad (balance hídrico climático)	
Clasif. climática según método aplicado (Koppen, Thornwaite, otro)	

Otras observaciones:

Anexo 3.4

Conceptos básicos y consideraciones prácticas útiles para la documentación y descripción geográfica de los sitios de observación y muestreo

1. Documentación geográfica de los sitios de muestreo

En los muestreos de biodiversidad es de especial significado la referenciación geográfica donde se llevan a cabo éstos. Frecuentemente nos encontramos con datos biológicos con una documentación geográfica, pobre, vaga e imprecisa, y carente de coordenadas geográficas, por lo que resulta difícil ubicarlos de forma conveniente sobre un mapa e integrarlos efectivamente en las nuevas herramientas tecnológicas disponibles para el manejo de información georreferenciada.

Conscientes del valor de una referenciación geográfica adecuada de las localidades y los sitios de muestreo, lo mismo que de los ejemplares de museo y de los usos potenciales de éstos mediante su manejo y almacenamiento en bases de datos, a continuación se exponen algunos aspectos y definiciones prácticas adoptadas acerca de este tema.

Definición de localidad y sitio

La localidad se define como la descripción de un lugar desde una perspectiva geográfica. Dado que una localidad está estrechamente asociada a nombres de rasgos geográficos locales o regionales que la identifican, cada una de ellas puede ser descrita y ubicada espacialmente a partir de uno o varios topónimos¹ pertenecientes a la división político-administrativa, la orografía y la hidrografía locales y regionales, así como aquellos topónimos referidos a los aspectos socioculturales.

Cada sitio, o lugar específico donde se lleva a cabo un evento de observación y muestreo biológicos, se considera una localidad. El máximo nivel de detalle proporcionado para una localidad incluye, además de los ya enunciados, el uso de nombres de cualquier rasgo o elemento natural o artificial reconocido localmente en el terreno, utilizado como elemento geográfico referencial, estimando tiempos, distancias de recorrido y orientación cardinal, u cualquier otro artificio, con respecto a esos elementos, de modo que permitan describir y ubicar geográficamente una localidad con el mayor grado de detalle posible. Para este nivel de definición de localización deben proporcionarse las coordenadas geográficas con una resolución de segundos.

El acceso describe detalladamente cómo llegar a un sitio de muestreo dentro de una localidad.

Toponimia de accidentes físicos:

Orográficos: cordillera, macizo, serranía, alto, loma, cerro, cuchilla.

Hidrográficos: río, arroyo, quebrada, caño, ciénaga, laguna.

1 Nombre propio con el cual se conoce un rasgo geográfico (hidrográfico, orográfico, socio-cultural, político-administrativo).

Toponimia de entidades territoriales:

País, departamento, municipio, inspección de policía, corregimiento, caserío

Toponimia asociada a aspectos socioculturales:

Parque nacional/municipal natural, parque ecológico, reserva nacional, resguardo indígena, reserva privada, reserva forestal.

Previo a los muestreos de biodiversidad en el terreno, los sitios de observación y muestreo deben ser descritos de manera que todos los datos y evidencias físicas colectadas en los grupos biológicos de trabajo sean descritos de forma homogénea, pero conservando las ligeras variaciones espaciales muy localizadas en cada grupo. Para facilitar la ubicación mental en campo y el entendimiento entre los miembros de la expedición, los sitios pueden ser nombrados de manera provisional con nombres vernáculos cortos, pero la descripción de los mismos debe ser consignada con suficiente detalle en las libretas de campo, acompañada del nombre corto dado al sitio.

Ejemplo:

LOCALIDAD 1: departamento de Boyacá, municipio de Villa de Leyva, SFF de Iguaque
Otros descriptores: cordillera Oriental, cuchilla Morro Negro, páramo de Iguaque

Sitios hipotéticos:

SITIO 1 (laguna Redonda). 300m al N de la laguna Redonda, páramo de Iguaque, altura 3.328m, 5°45'25" N, 74°15'23" W

SITIO 2 (Piedra Grande): sendero Los Robles, aproximadamente a 600m al NE del centro de visitantes del parque, alrededores del sitio conocido como Piedra Grande, 2.859 m, 5°45'02" N, 74°15'56" W.

LOCALIDAD 2: departamento de Boyacá, municipio de Chíquiza, SFF de Iguaque
Otros descriptores: cordillera Oriental, cuchilla Morro Negro, páramo de Iguaque.

SITIO: alto de la Cruz, 1 km al NW de la laguna Redonda, aguas arriba por el curso de la quebrada La Cristalina.

2. Conceptos y definiciones básicas sobre sistemas de coordenadas

2.1 Datos geográficos

Todo objeto que ocupa un lugar en el espacio es susceptible de ser localizado mediante un sistema de referenciación espacial, utilizando, por ejemplo, un sistema de coordenadas. Aunque existen diversos sistemas de coordenadas, algunos de ellos son de conocimiento y uso universales. Existen también sistemas de referencia domésticos, es decir los que son adoptados y utilizados por cada país, dependiendo de su ubicación y distribución territorial en la Tierra.

El punto importante es que todos los datos referenciados geográficamente pueden ser relacionados con algún punto sobre la tierra. Existen datos sobre los objetos de interés y datos sobre el lugar donde se encuentran estos objetos. Los objetos pueden tener atributos o características que los describen. Por ejemplo, para ciudades puede haber detalles sobre población, índice de desempleo, servicios públicos, industrias, entre otros. Los detalles sobre el lugar donde se encuentran los objetos pueden ser dados utilizando un sistema de coordenadas, y pueden ser acompañados de unos atributos que describen con mayor detalle la localización geográfica.

Los sistemas de referenciación espacial, entonces, son usados para dar información sobre la posición del objeto, y constituyen un parámetro importante, dadas las posibilidades que ofrecen los sistemas informáticos modernos para el almacenamiento adecuado y posterior tratamiento de los datos para generar información útil en diversas aplicaciones y disciplinas. En el campo de la biología, por ejemplo, los datos pueden ser tratados para generar información sobre distribución geográfica de especies.

Vale anotar que información son datos refinados, actividad generalmente realizada por un sistema informático, de tal modo que comunican un significado o conocimiento.

2.2 Sistemas de coordenadas

La información geográfica puede ser relacionada con una localización específica en la Tierra. La localización geográfica o posición de los objetos en el espacio se expresa mediante un sistema de coordenadas que se utiliza como referencia. Un punto se localiza mediante un par de coordenadas (latitud/longitud o X/Y). Cualquier sistema mediante el cual se pueda determinar la situación de un punto de la superficie terrestre sobre un sistema de líneas que se cortan, constituye lo que se denomina un sistema de coordenadas (Strahler 1986).

2.2.1 Coordenadas geográficas

El sistema con el que más estamos familiarizados es el de meridianos y paralelos que dividen al globo y definen la longitud y la latitud. Este sistema, conocido como coordenadas geográficas, es el más antiguo y utilizado a nivel mundial. En este sistema los paralelos y los meridianos no son rectos, por lo que las coordenadas geográficas pueden considerarse esféricas, ya que indican la situación de un punto sobre una superficie esférica (o elipsoidal). Cada punto de la superficie terrestre es localizado en la intersección de un meridiano con un paralelo.

Los meridianos son círculos máximos de la esfera terrestre, cuyos planos contienen el eje de rotación o eje de los polos. El número de meridianos que puede ser trazado sobre el globo es infinito, existiendo un meridiano para cualquier punto sobre el globo. Sin embargo, para su presentación en mapas, los meridianos se seleccionan separados por distancias iguales adecuadas (Strahler 1986).

Meridiano de origen es aquel que pasa por el antiguo observatorio británico de Greenwich, escogido convencionalmente como el origen (cero grados) de las longitudes sobre la superficie terrestre. Al este de Greenwich los meridianos son medidos por valores crecientes hasta $+180^\circ$; al oeste, sus medidas son decrecientes hasta el límite mínimo de -180 (Figura 3.4.1).

La longitud de un lugar se define como la distancia angular entre un punto cualquiera de la superficie terrestre y el meridiano de origen o de Greenwich. Todos los puntos ubicados a lo largo de un meridiano tienen la misma longitud. Como se muestra en la Figura 3.4.1, para medir el ángulo situado entre el punto *p* y el meridiano principal, es necesario seguir hacia el este o hacia el oeste a lo largo de un paralelo.

Los paralelos son círculos máximos de la esfera terrestre cuyo plano es perpendicular al eje de los polos. El Ecuador es el paralelo que divide a la Tierra en dos hemisferios (norte y sur), considerado como el paralelo de origen (cero grados).

Al norte del Ecuador, los paralelos son medidos en valores crecientes hasta $+90^\circ$; al sur, sus medidas son crecientes hasta -90° .

La latitud de un lugar es la distancia angular entre un punto cualquiera de la superficie terrestre y la línea del Ecuador, medida sobre un meridiano. Para medir el ángulo situado entre el punto *p* y el paralelo principal o de referencia, es necesario seguir hacia el norte o hacia el sur a lo largo de uno de los meridianos (Figura 3.4.2).

Unidades de medida de las coordenadas geográficas

Las coordenadas geográficas pueden ser expresadas en grados sexagesimales o en grados decimales de acuerdo con las necesidades y el formato de almacenamiento adoptado en las bases de datos geográficas.

Grados sexagesimales: este sistema de medidas angulares resulta de dividir un ángulo recto en 90 partes iguales, constituyendo cada parte un grado sexagesimal.



Figura 3.4.1 Orígenes del sistema de coordenadas geográficas



Figura 3.4.2 Medición de la latitud y la longitud

Asumiendo la Tierra como un círculo (4 ángulos rectos), esta puede ser dividida en 360 partes iguales. Los submúltiplos del grado sexagesimal son el minuto sexagesimal (o sesentava parte de un grado sexagesimal) y el segundo sexagesimal (o sesentava parte de un minuto sexagesimal).

La notación para este sistemas es: grados (°), minutos (′), segundos (″) acompañado de una letra W o E para las longitudes localizadas al oeste o este del meridiano de Greenwich, respectivamente; y N o S para las latitudes para las latitudes localizadas al norte o sur del Ecuador.

Ej. 60°35′54″ W, 12°15′43″ N

Grados decimales: este sistema expresa las coordenadas geográficas en fracciones de grado. La notación para este sistema es:

45,3725° lo que equivale a 45°22′21″ en grados sexagesimales.

2.2.2. Coordenadas planas

Las coordenadas planas son un conjunto de rectas que se cortan perpendicularmente sobre el mapa plano, teniendo en cuenta el tipo de proyección utilizado. Al nivel mundial, el sistema de coordenadas planas más conocido es el basado en la proyección Transversal de Mercator o mejor conocida como Universal Transversa de Mercator (UTM). Este sistema, en lugar de ser una proyección diferente, simplemente es una grilla particular del sistema Transversal de Mercator que cubre al planeta, a diferencia de otras grillas particulares Transversal de Mercator que se limitan a un determinado país.

3. Parámetros de referencia para la elaboración de la cartografía colombiana

Parámetros

En el caso de Colombia, el Instituto Geográfico Agustín Codazzi adoptó el sistema de proyección cartográfica Conforme de Gauss para la elaboración de la cartografía, con origen en la Pilastra del Observatorio Astronómico de Bogotá, cuyos parámetros son los siguientes (IGAC 1975):

Datum: Observatorio Astronómico de Bogotá

Coordenadas geográficas: 4°35′56,57″ de latitud norte; 74° 04′51,30″ de longitud oeste de Greenwich.

Elipsoide: Internacional 1924 (o de Hayford), cuyas características son las siguientes:
Longitud del eje mayor = 6.378.388 m
Achatamiento: 298,247 m
Datum altimétrico: nivel del mar en Buenaventura.

Origen coordenadas planas: Observatorio Astronómico de Bogotá, 1.000.000 m N y 1.000.000 m E.

Proyección cartográfica

Una proyección se define como una representación de la superficie terrestre o de una parte de ella sobre un medio plano.

La proyección utilizada para la cartografía Colombia es la Conforme de Gauss o Transversal de Mercator (Figura 3.4.3). En esta, la esfera es tangente a un círculo de máxima tangencia, utilizando un par de meridianos opuestos.

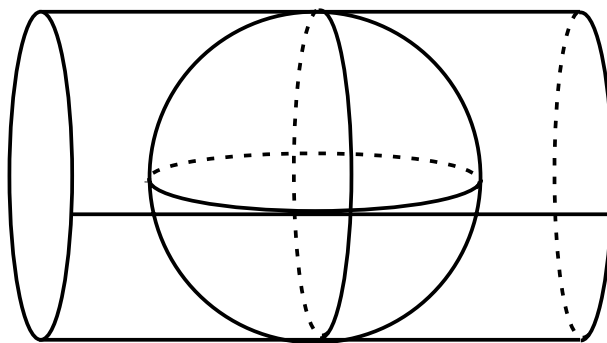


Figura 3.4.3 Proyección transversal de Mercator

Sistema de coordenadas planas

El sistema de coordenadas planas, también conocido como coordenadas cartesianas, se basa en la selección de dos ejes perpendiculares entre sí (horizontal y vertical), cuya intersección es denominada origen y establecida como base para la localización de cualquier punto del plano.

En Colombia, el sistema de coordenadas planas tiene cuatro orígenes para la cartografía a escala grande, denominados occidental, central, este-central y este-este. A cada origen le corresponden unas coordenadas geográficas definidas como resultado de la intersección de un meridiano con un paralelo. A esta intersección se le asignan los valores arbitrarios 1.000.000 m N (falso norte) y 1.000.000 m W (falso oeste) con el fin de evitar valores negativos de las coordenadas planas localizadas al oeste y al sur de dichos orígenes.

La cartografía a escala pequeña ($< 1:500.000$) utiliza el origen central (intersección del paralelo $4^{\circ}25'56,57''$ N y el meridiano $74^{\circ}04'51,30''$ W), localizado en el Observatorio Astronómico de Bogotá (Figura 3.4.4).

El origen es representado mediante un par de valores: uno corresponde a la proyección sobre el eje X (horizontal) asociado a la longitud; el otro, al eje Y (vertical), rela-

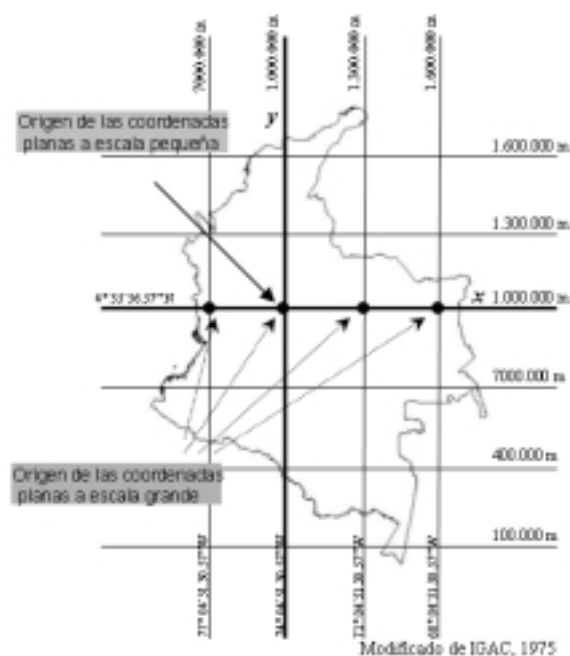


Figura 3.4.4. Orígenes de la cartografía colombiana

cionado con la latitud, de forma similar a las coordenadas geográficas. Los valores aumentan hacia el este, y disminuyen hacia el oeste conforme al valor dado al origen de referencia. Las coordenadas planas se expresan en metros o kilómetros.

Para evitar confusiones, para medir la “longitud” de un punto tenemos que desplazarnos sobre el eje X hacia el oeste o hacia el este a partir del origen de referencia; mientras que para medir la latitud, tenemos que desplazarnos sobre el eje Y hacia el norte o hacia el sur a partir del origen de referencia.

Las coordenadas planas pueden ser relacionadas matemáticamente con las coordenadas geográficas, por lo que es posible realizar conversiones entre los dos sistemas (planas-geográficas-planas).



Figura 3.4.5 Sistema de coordenadas planas o cartesianas

Falso norte y falso oeste

Dado que la medición de distancias se realiza hacia el oeste o el este a partir del meridiano de origen, los puntos ubicados al oeste del mismo tendrían un valor negativo; para evitarlo se le suma en forma arbitraria 1.000.000 de metros (falso oeste). De forma análoga, el falso norte es un trayecto que se le suma a las distancias en dirección sur-norte, con el fin de eliminar los valores negativos para los puntos ubicados al sur del paralelo de origen (Figura 3.4.5).

4. Aspectos prácticos sobre las coordenadas geográficas

Como se mencionó atrás, los muestreos de biodiversidad que se realizan en el marco de un mismo evento corresponden a una misma localidad. Por ejemplo, para un muestreo de biodiversidad en el Santuario de Flora y Fauna de Iguaque, la localidad corresponde al contexto geográfico del parque entero, pero puede estar conformada por varios sitios de muestreo notablemente distanciados entre sí. La variación latitudinal y longitudinal en un mismo sitio de muestreo puede sufrir ligeras variaciones (segundos), pues existe un distanciamiento prudente entre grupos temáticos de trabajo de manera que no interfiera o entorpezca la labor de unos con otros. Estas variaciones pueden ser desestimadas, por lo que en este caso las coordenadas estarán dadas por un valor intermedio entre los rangos superior e inferior.

Cuando se utilizan receptores de GPS para la lectura de las coordenadas geográficas de un sitio de muestreo, es necesario tener en mente el datum en uso por el equipo, pues la lectura de las coordenadas varía según éste. El datum es un modelo geométrico que define el sistema de referencia para describir el tamaño y forma de la Tierra y el origen y la orientación de un sistema de coordenada para la elaboración de un mapa de la superficie terrestre. Cada país adopta un modelo de referencia de acuerdo con la posición geográfica en el globo.

En Colombia, el datum adoptado es el denominado Observatorio Astronómico de Bogotá. En algunas ocasiones el desconocimiento de este aspecto ocasiona que la lectura de las coordenadas corresponda a un datum diferente al utilizado en nuestro país. Generalmente, estos equipos están configurados de fábrica para operar con el datum universal denominado WGS84 (World Geodetic System, creado en 1984), situación que en ocasiones no es advertida por los usuarios; en consecuencia es necesario ajustarlo al adoptado nacionalmente. De hecho, estos equipos internamente operan con el datum WGS84, y realizan en tiempo las conversiones al datum que definamos. Esto resulta particularmente importante, pues si vamos a integrar las coordenadas geográficas en un mapa, debemos hacer coincidir el datum utilizado para obtener las coordenadas y el utilizado en la cartografía colombiana, de lo contrario se presentarán errores de desplazamiento posicional de los puntos dibujados. Si la lectura se realiza con un datum diferente al local, existen programas que llevan a cabo la conversión de las coordenadas entre sistemas de referencia.

Cuando hacemos una prueba de nuestro equipo, ubicándonos en un punto geodésico, del cual se conocen con precisión sus coordenadas, debemos asegurarnos de configurarlo con el mismo datum de dicho punto.

Para un mismo punto, la distancia lineal entre los dos datum en cuestión varía entre 300 y 400m. Por ejemplo, para el volcán Galeras las coordenadas en el datum WGS84 son 01°13'12" N , 72°22'12" W, que convertidas al datum Observatorio Astronómico de Bogotá corresponden a 01°13'12" N, 77°22'22" W; en consecuencia hay una diferencia angular de 11 segundos de latitud y de 10 segundos de longitud, que equivalen a 338 m y 309 m lineales, respectivamente. Para obtener estos valores es necesario considerar la longitud (distancia lineal) de un grado a la latitud y longitud dadas.

4.1 Conversión entre sistemas de coordenadas

Por diversas razones, frecuentemente es necesario realizar conversiones entre los sistemas de coordenadas sexagesimales a decimales o de sexagesimales a rectangulares (o planas). Seguidamente, se suministran algunas las formulas útiles para este fin.

Sexagesimales a grados decimales

$$GD = h \left(d + \frac{m}{60} + \frac{s}{3600} \right)$$

GD = grados decimales

d = grados (°)

m = minutos (')

s = segundos (")

h = 1 para puntos ubicados en los hemisferios norte o este

h = -1 para puntos ubicados en los hemisferios sur u oeste

Las calculadoras científicas también tienen la función de conversión entre estos sistemas.

Sexagesimales a coordenadas rectangulares (o planas medidas en metros o kilómetros)

Aunque las fórmulas de cálculo pueden parecer complejas por la cantidad de parámetros involucrados, en realidad no lo son, y su implementación en hoja de cálculo de Excel agiliza la conversión de muchos datos a la vez.

Las fórmulas de cálculo son las siguientes (IGAC 1975)

$$N = \frac{a}{(1 - (e^2 \sin^2 \varphi))^{1/2}} ; e^2 = \frac{a^2 - b^2}{a^2} ; r = \frac{a(1 - e^2)}{(1 - e^2 \sin^2 \varphi)^{3/2}}$$

donde:

N y r son parámetros del punto considerado

N = radio de curvatura del primer vertical

r = radio de curvatura del meridiano a la latitud ϕ_1

e = excentricidad

a = longitud del semieje mayor del elipsoide de referencia (6378388)

b = longitud del semieje menor del elipsoide de referencia (6356912)

ϕ = latitud del punto considerado

Cálculo de las coordenadas planas

$$x = x_0 \pm \Delta\varphi'' * r * \sin 1'' + \frac{(\Delta\lambda_1)^2 * \sin^2 1'' * N * \sin \varphi_1 \cos \varphi_1}{2} + \frac{\Delta\lambda_1^4 * \sin^4 1'' * N * \sin \varphi_1 \cos^3 \varphi_1 (5 - \tan^2 \varphi_1)}{24}$$

$$y = y_0 \pm \Delta\lambda'' * \cos^3 \varphi_1 * N * r * \sin 1'' + \frac{(\Delta\lambda_1)^3 * \sin^3 1'' * N * \cos \varphi_1 (N/r - \tan^2 \varphi_1)}{6} + \frac{\Delta\lambda_1^5 * \sin^5 1'' * N * \cos^5 \varphi_1 (5 - 18 \tan^2 \varphi_1 + \tan^4 \varphi_1)}{120}$$

donde:

Latitud del origen de referencia $\phi_0 = 4^\circ 35' 56,57''$

Longitud del origen de referencia $\lambda_0 = 74^\circ 04' 51,30''$

$\Delta\phi''$ = diferencia de latitud con el origen de referencia ($\phi_1 - \phi_0$) 3600

$\Delta\lambda''$ = diferencia de longitud con el origen de referencia ($\lambda_1 - \lambda_0$) 3600

X_0, Y_0 = valores de las coordenadas planas x y y del origen de referencia (1000000)

ϕ_1 = latitud del punto considerado

λ_1 = longitud del punto considerado

N = radio de curvatura del primer vertical

r = radio de curvatura del meridiano

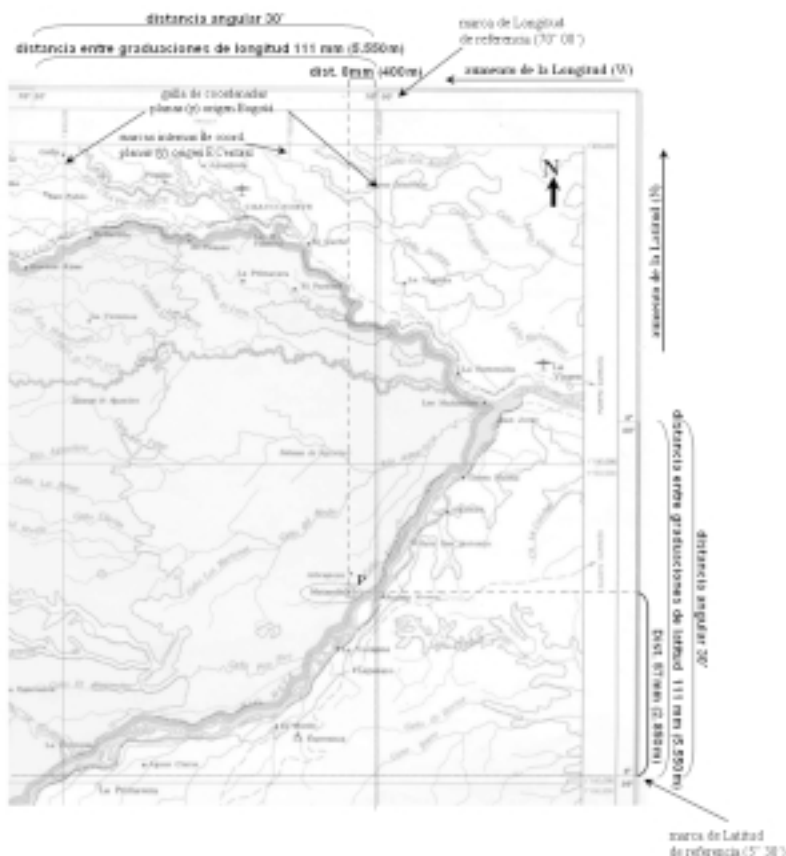
4.2 Estimación indirecta de las coordenadas geográficas a partir de cartografía

Conscientes de que en ocasiones los usuarios carecen de un GPS, a continuación se expone un ejemplo para la estimación indirecta de las coordenadas geográficas para un sitio dado, a partir de cartografía. Para este efecto hemos utilizado un sitio en el departamento de Casanare y el mapa del mismo departamento a escala 1:500.000. El fin es convertir distancias lineales (metros o kilómetros) del mapa a distancias angulares (grados, minutos, segundos) de latitud y longitud.

El punto P (Matasola) es el sitio al cual le calcularemos las coordenadas (ver Figura 3.4.6).

En el mapa, las coordenadas geográficas están ubicadas en la margen externa de éste, con graduaciones cada 30 minutos, tanto en latitud como en longitud. Las marcas horizontales corresponden a la latitud; y las verticales, a la longitud, aumentando de sur a norte y de este a oeste, respectivamente. La distancia entre cada graduación es de 11,1 cm (111 mm) (distancias medidas sobre la escala original del mapa).

Nótese que además existe una grilla de coordenadas planas de líneas continuas que indican la red de coordenadas planas del mapa con origen Bogotá, y una serie de marcas interiores cortas que indican las coordenadas planas, pero con respecto al origen este Central.



Coordenadas del punto P: Latitud 5°45'24" N, Longitud = 73°02'06" W

Figura 3.4.6 Estimación indirecta de las coordenadas geográficas para un sitio dado

- Para hallar las coordenadas del punto P se prolongan perpendicularmente las líneas de latitud y longitud hasta encontrar su intersección sobre el punto P (líneas discontinuas).
- A continuación se halla la diferencia de latitud entre la latitud de referencia y la del punto P, sobre la margen del mapa. Para ello se mide la distancia en mm entre dos graduaciones consecutivas de latitud y entre la latitud de referencia y el punto P. De forma similar se procede con la longitud.
- Una vez convertidas las distancias lineales a distancias angulares, estas son sumadas a las coordenadas iniciales de referencia de latitud y longitud, así:

Cálculo de la latitud

En la escala en uso, 1 cm en el mapa equivale a 5000 m en el terreno

- Distancia entre dos graduaciones consecutivas de latitud = 111 mm (que equivalen a 5550 m a la escala del mapa)
- Distancia angular entre dos graduaciones consecutivas de latitud = 30'
- Latitud de referencia = 5°30'
- Distancia desde la marca de latitud de referencia hasta el punto P = 57 mm (equivalentes a 2.850 m).

Cálculo sin considerar la escala	Cálculo alterno considerando la escala del mapa
latitud $30' \rightarrow 111mm$ $x \leftarrow 57mm$ $\Rightarrow x = 15,4'$	$30' \rightarrow 5550m$ $x \leftarrow 2850m$ $\Rightarrow x = 15,4'$
$1' \rightarrow 60mm$ $0,4' \leftarrow x$ $\Rightarrow x = 24mm$	$1' \rightarrow 60mm$ $0,4' \leftarrow x$ $\Rightarrow x = 24mm$

= > grados de latitud de referencia 5°30'

minutos = 15' (al punto P) + 30' (desde la marca de referencia) = 45'

segundos (al punto P) = 24"

Latitud total calculada del punto P es 05°45'24" N

Cálculo de la longitud

- Distancia entre dos graduaciones consecutivas de longitud = 111 mm (5550 m a escala).
- Distancia angular entre dos graduaciones consecutivas de longitud = 30'

- Longitud de referencia = $79^{\circ}00'$
- Distancia desde la marca de latitud de referencia hasta el punto P = 8 mm (400 m a escala)

Entonces, las coordenadas del punto P (Matasola, departamento de Casanare) son las siguientes:

Latitud $5^{\circ}45'24''$ N

Longitud $73^{\circ}02'06''$ W

Datum: Observatorio Astronómico de Bogotá

Fuente: georreferenciación indirecta (estimación manual), IGAC, mapa del departamento de Casanare, escala 1:500.000, IGAC, 1992.

longitud $30' \rightarrow 111mm$ $x \leftarrow 8mm$ $\Rightarrow x = 2,1'$	$30' \rightarrow 5550m$ $x \leftarrow 400m$ $\Rightarrow x = 2,1'$
$1' \rightarrow 60mm$ $0,1' \leftarrow x$ $\Rightarrow x = 6mm$	$1' \rightarrow 60mm$ $0,1' \leftarrow x$ $\Rightarrow x = 6mm$

= > grados de longitud de referencia $73^{\circ}00'00''$

minutos = 2 (al punto P)

segundos = 6 (al punto P)

Longitud total calculada del punto P = $73^{\circ}02'06''$ W

5. Concepto de escala

Escala: se define como la relación existente entre una distancia medida en el mapa/fotografía y su correspondiente en el terreno. Una escala 1:25.000, significa que una unidad de medida sobre el mapa, representa 25.000 unidades de distancia en el terreno, así por ejemplo 1cm en el mapa corresponde a 25.000 cm en el terreno (o lo que es lo mismo 250m ó 0,25 km).

$$\text{Escala} = \frac{1}{E} = \frac{d \text{ (distancia sobre el mapa)}}{D \text{ (distancia real sobre el terreno)}}$$

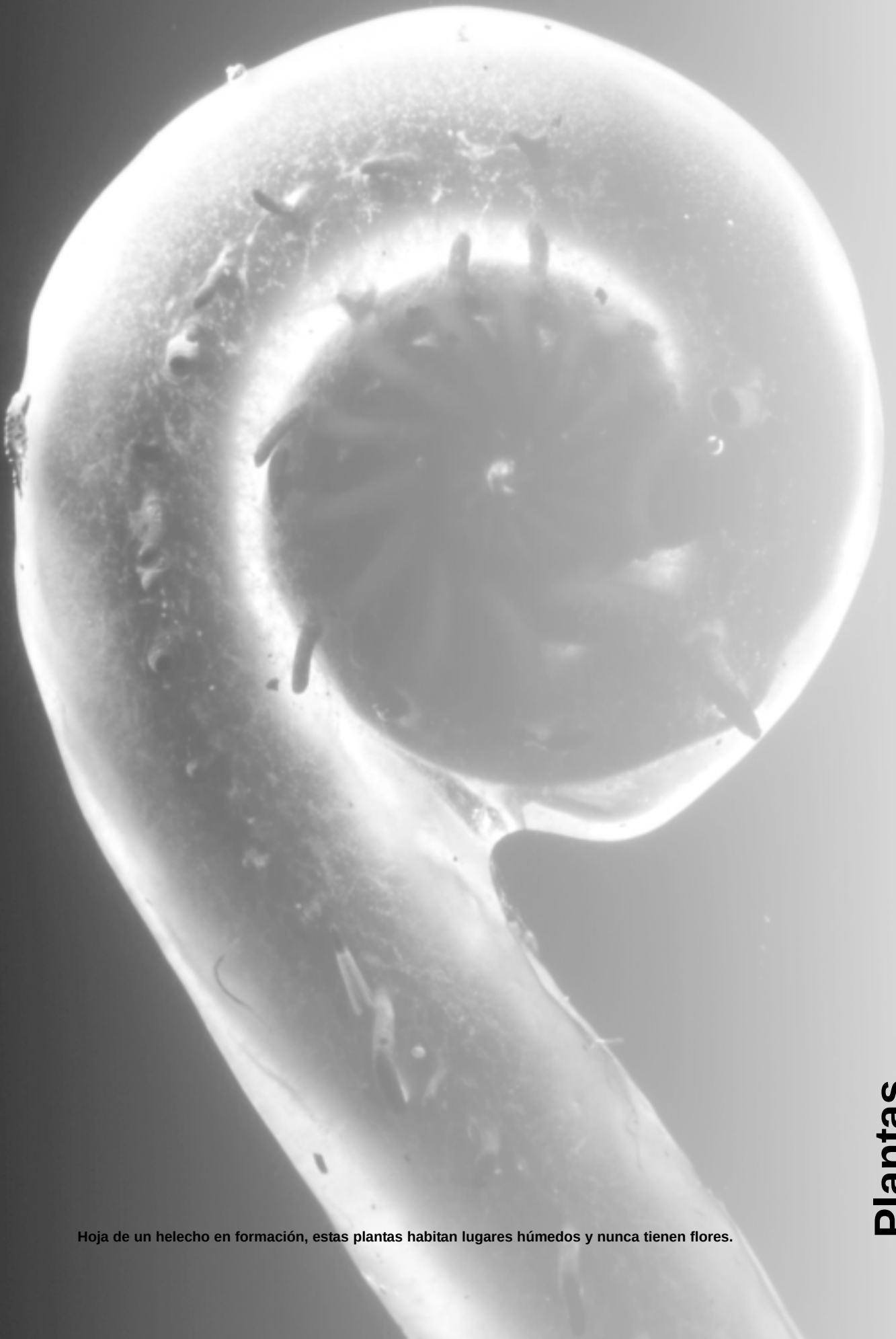
Donde: 1= unidad

E= número veces en que se ha reducido una distancia para poder ser representada en el mapa

Representación de la escala:

$$\frac{1}{50.000} \quad \text{o} \quad 1:50.000$$

Es necesario tener en mente que entre dos escalas, es más grande la que tenga menor denominador, y por tanto proporciona un grado de detalle mayor de los elementos observados o representados, por ejemplo, la escala 1:50000 es más grande que 1:100000.



Hoja de un helecho en formación, estas plantas habitan lugares húmedos y nunca tienen flores.

Plantas

4. Plantas

Los estudios de la vegetación son unos de los principales soportes para la planificación, manejo y conservación de los ecosistemas tropicales. En este sentido, la información proveniente de una caracterización o inventario florístico planificado debe suministrar información en tres niveles: 1) riqueza específica (diversidad alfa); 2) recambio de especies (diversidad beta); y 3) datos de la estructura que permitan determinar el estado de conservación de las áreas estudiadas.

Es importante utilizar metodologías rápidas y complementarias que suministren información representativa tanto de la riqueza y composición de especies como de la estructura de la vegetación. En el Anexo 4.1 se analizan las ventajas y desventajas de diferentes tipos de métodos para el desarrollo de caracterizaciones o inventarios; con base en este análisis el GEMA utiliza los siguientes métodos:

- Muestreos estandarizados utilizando grupos taxonómicos: inventario de las familias Rubiaceae y Melastomataceae en 0.4 ha, de acuerdo con el método propuesto por Mendoza (1998), con el objeto de analizar el recambio de especies y riqueza de estas familias.
- Muestreos estandarizados utilizando un gremio: inventario de plantas leñosas en 0.1 ha, de acuerdo con el método propuesto por A. Gentry (1982), con modificaciones para incluir individuos con DAP = 1 cm (diámetro medido a 1.30 m de la superficie); en el cuál el objetivo es analizar la riqueza, la estructura y la composición de la vegetación.
- Colecciones generales de plantas: se colectan todas las especies de la zona de estudio que estén con flores y/o frutos, con el fin de hacer una aproximación a la composición florística de la localidad de estudio en general.
- Descripción general de la vegetación: por medio de perfiles fisionómicos se describen los diferentes estratos verticales con el fin de hacer una aproximación a las características de la vegetación.

4.1 Métodos

Los inventarios de plantas por medio de parcelas o transectos estandarizados permiten obtener información sobre las características cualitativas y cuantitativas de la vegetación de un área determinada, sin necesidad de estudiarla o recorrerla en su totalidad. A continuación se presentan dos métodos de fácil aplicación en campo que suministran información sobre la estructura, composición y riqueza de la vegetación.

4.1.1 Muestreos de Rubiaceae y Melastomataceae

Este método se generó y desarrolló dentro del GEMA (Mendoza 1998) y ha sido evaluado en más de 35 localidades en los Andes y la Amazonia con resultados positivos. Su objetivo es muestrear minuciosamente las especies pertenecientes a las familias Rubiaceae y Melastomataceae, con el fin de obtener información representativa de la riqueza y composición florística de estas dos familias en una localidad.

El método consiste en coleccionar y registrar todas las especies de Rubiaceae y Melastomataceae en un área de 0.4 ha por cada sitio de muestreo. Para esto, se realizan 10 transectos de 80x5 m, cada uno de ellos subdividido en 16 parcelas de 5x5 m. En total se obtienen 160 parcelas de 5x5 m, donde se determina la presencia de las especies de estas dos familias (Figura 4.1). La ubicación de los transectos es al azar o en un sistema ordenado, evitando la intersección de los mismos. La distancia entre transectos es de 20 m máximo y en lo posible deben concentrar en un solo tipo de unidad de paisaje o hábitat.

Para demarcar los transectos se tiende una cuerda de 80 m de longitud, marcada cada 5 m; para dimensionar el tamaño de cada parcela de 5x5 m, se miden 2,5 m a cada lado de la cuerda (que corresponden aproximadamente a tres pasos).

Luego de ello, se procede a realizar colecciones botánicas (ver cuadro de atributos más adelante) de las especies de Rubiaceae y Melastomataceae en cada una de las parcelas (5x5 m) por separado. Para esto es útil dividirse en dos grupos de trabajo, cada uno ubicado a cada lado de la cuerda.

Las colecciones botánicas se ponen en una bolsa marcada con cinta o una etiqueta con el número del transecto y el número de la parcela: por ejemplo T1-1 (esto quiere decir parcela 1 del transecto 1). Dado que un transecto tiene 16 parcelas, al final debe haber igual número de bolsas, cada una marcada desde T1-1 hasta T1-16. Este proceso se realiza para los diez transectos. Para el reconocimiento de las especies arbóreas y algunas lianas es aconsejable utilizar binoculares; también se recomienda utilizar un cortarramas para su recolección.

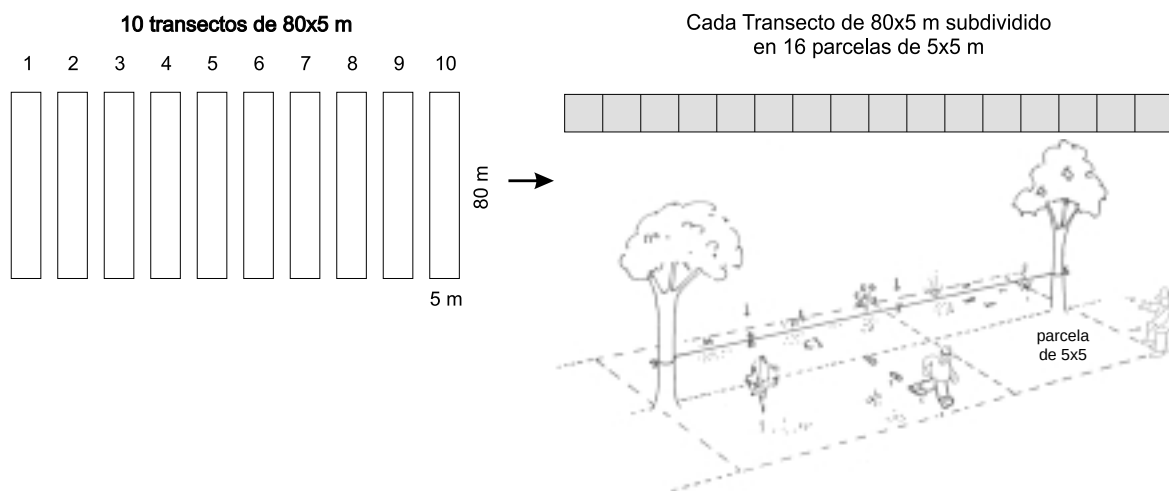


Figura 4.1 Representación del método de muestreo en transectos de Rubiaceae y Melastomataceae

Con el fin de elaborar una lista de las morfoespecies, al finalizar una jornada de muestreos es necesario revisar el material colectado en cada una de las parcelas. Una herramienta que ha resultado eficaz para este proceso, es utilizar un cuaderno ordinario para pegar las hojas de las diferentes morfoespecies que van apareciendo,

con su respectivo número de colección; de cada una de las especies registradas se deben coleccionar varios ejemplares de herbario, preferiblemente cuatro, para su posterior identificación.

El material colectado en campo se revisa nuevamente en el laboratorio, con el fin

de determinar si muestras identificadas como morfoespecies diferentes, en realidad corresponden a entidades diferentes y viceversa. Idealmente, no se debe restringir a una lista de morfoespecies, por lo que es preciso determinar las colecciones (ponerles los nombres científicos) lo más completo y exacto posible, ya sea utilizando claves, tratamientos taxonómicos, comparaciones directas en herbarios o con la colaboración de los especialistas. Una vez elaborada una lista, se procede a almacenar los datos de campo en una tabla de Excel, para lo cual se sugiere el formato presentado en el Anexo 4.2.

A partir de la tabla básica de datos en Excel, se puede obtener información rápida utilizando los comandos *Tabla /Asistente para tablas dinámicas*. Con este comando se efectúan las listas depuradas del número total de especies, número

de especies por familia, entre otras (ver Capítulo 7, Anexo 7.3). Principalmente se debe obtener información sobre:

- Riqueza: número de especies
- Composición: lista de especies o de morfoespecies colectadas
- Frecuencia: número de parcelas en que está presente una especie

Una vez procesada la información, se pueden hacer tablas comparativas entre localidades. Durante el desarrollo de inventarios de estas familias en siete localidades de la cordillera Oriental, se obtuvo entre el 90 y el 100% de las especies de Rubiaceae y Melastomataceae esperadas para una localidad muestreada (Mendoza 1998). Análisis comparativos sobre la composición de estas familias entre localidades pueden llevarse a cabo utilizando los índices de Sørensen, Jaccard o de complementariedad (ver Capítulo 7).

Las familias Rubiaceae y Melastomataceae como grupos indicadores

Se escogieron las Rubiaceae y Melastomataceae como grupos indicadores para estudiar patrones de distribución de las especies, por poseer características importantes como:

1. Son ecológica y taxonómicamente diversificadas. Esto significa alta riqueza de especies y presencia en diferentes ecosistemas (exceptuando ecosistemas xerofíticos y subxerofíticos). Las Rubiaceae y Melastomataceae siempre se ubican entre las familias con mayor número de especies en los bosques andinos y húmedos tropicales. Se estima que en el Neotrópico pueden existir cerca de 5.000 especies de Rubiaceae (Taylor 1999) y entre 4.200-4.500 especies de Melastomataceae (Lozano 1994).
2. Presentan muchas especies con distribución restringida (endemismos). De acuerdo con Anderson (1995) el 59% (433) de las especies de Rubiaceae de los Andes tienen rangos de distribución restringidos. Para Melastomataceae sólo se conocen datos de la flora del Ecuador, donde esta familia es una de las que presenta mayor
- endemismo con un 41% de sus especies con rangos de distribución restringidos (Borchsenius 1987).
3. Fáciles de reconocer en el campo.
4. Fáciles de coleccionar. La mayoría de las especies son hierbas, arbustos y árboles pequeños.
5. Son abundantes. En los bosques nublados son las familias con mayor abundancia. Por ejemplo en un bosque andino en una parcela de 25 ha en la Reserva Natural La Planada, al sur de Colombia, son las dos familias con mayor número de individuos por unidad de área. En bosques húmedos de zonas bajas (Amazonia y Chocó) han sido registradas entre las familias con mayores abundancias.
6. Ecológicamente importantes. Muchas de las especies de Rubiaceae y Melastomataceae, principalmente las especies de los géneros *Miconia*, *Psychotria* y *Palicourea*, son una fuente importan-

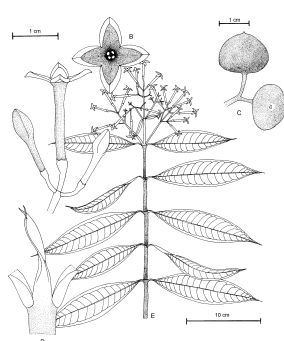
te de alimento de animales frugívoros y nectarívoros.

7. Suministran información extrapolable a otros grupos (patrones de distribución y de riqueza). Aunque no existe mayor evi-

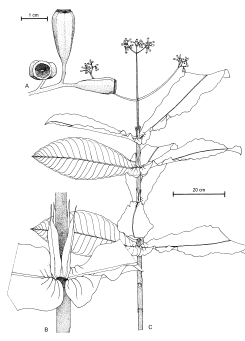
dencia para la región de los Andes, Roukolainen *et al.* (1997) registraron relación entre los patrones de distribución de los de árboles y los de grupos particulares de helechos y Melastomataceae en la Amazonia peruana.

Características generales de las familias Rubiaceae y Melastomataceae

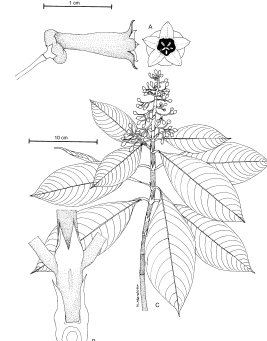
Rubiaceae (familia del café). Árboles, arbustos, hierbas, lianas o epífitas. Presentan *hojas simples, opuestas o verticiladas, margen entero (liso), y estípulas*. La presencia de estípulas interpeciolares o intrapeciolares, persistentes o caducas, es su principal característica; *venación pinnada*. Flores solitarias o en inflorescencias de diferentes formas, usualmente bisexuales; corola tubular con 4-6 lóbulos terminales, 4-6 estambres unidos a los pétalos y pistilo generalmente con dos carpelos; ovario ínfero, raras veces súpero; fruto seco tipo cápsula o carnosos tipo baya o drupaceo; semillas 1, 2 o muchas.



Faramea

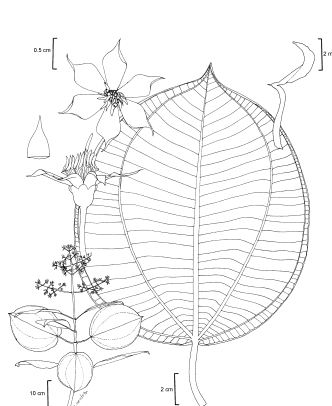


Condaminea

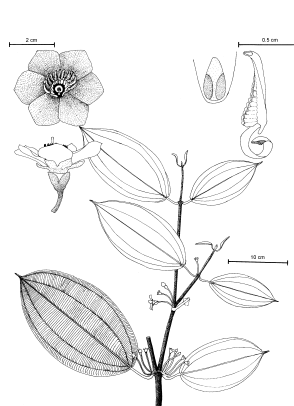


Palicourea

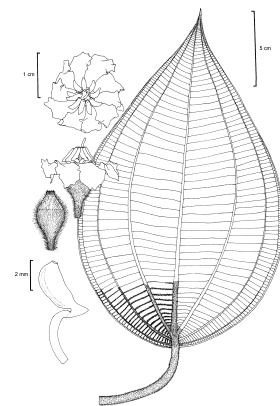
Melastomataceae (Familia de los tunos, mayos y sietecueros). Árboles, arbustos, hierbas o lianas, raras veces epífitas; hojas simples y opuestas, algunas veces con anisofilia; margen dentado o entero; generalmente no presentan estípulas. La venación presenta 1 a 3 pares de venas secundarias que salen de la base de la lámina o un poco más arriba y se despliegan hacia el ápice de forma arqueada; las venas terciarias son paralelas entre sí y casi perpendiculares a la vena media y a las venas secundarias. Flores solitarias o en inflorescencias terminales o axilares, bisexuales, 4 a 10 partidas; cáliz con lobulos o caliptrada; corola con pétalos libres; estambres generalmente dos veces más numerosos que los pétalos, dispuestos en una o dos series; anteras con dehiscencia por poros o longitudinal, frecuentemente con apéndice llamativos; ovario ínfero o raras veces súpero. Fruto cápsula o carnosos tipo baya, con abundantes semillas diminutas.



Graffenrieda



Topobea



Centronia

4.1.2. Muestreos de plantas leñosas

Esta metodología se utiliza para determinar la riqueza de especies de plantas leñosas y suministra información de la estructura de la vegetación. Fue propuesta por A. Gentry (1982) y ha sido ampliamente utilizada en el Neotrópico, lo que permite realizar buenas comparaciones. Entre sus desventajas se encuentra que no suministra información completa de la composición de especies, por lo que no se pueden efectuar comparaciones de similitud, y requiere de la colección e identificación de muchas especies. Sin embargo, suministra información importante y complementaria a la de muestreos de Rubiaceae y Melastomataceae.

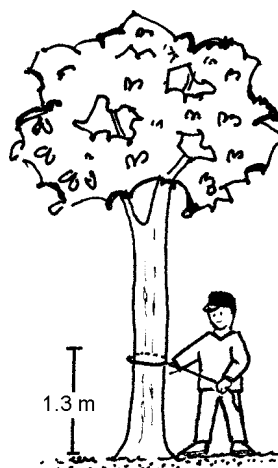


Figura 4.2. Medición del DAP

Este método consiste en censar, en un área de 0.1 ha, todos los individuos cuyo tallo tenga un diámetro a la altura del pecho (DAP medido a 1.3 m desde la superficie del suelo) mayor o igual a 2.5 cm. (Figura 4.2.). En la presente propuesta se censan individuos con DAP mayor o igual a 1 cm, pues con esta modificación se obtiene una mejor representación de los estratos inferiores (sotobosque).

Para esto se realizan 10 transectos de 50x2 m los cuales se pueden distribuir al azar u ordenadamente, deben estar distanciados uno del otro máximo por 20 m, no se pueden interceptar y en lo posible se deben concentrar en un solo tipo de hábitat, unidad de paisaje, etc. (Figuras 4.3a. y 4.3b.).

Cada transecto de 50x2 m se traza con una cuerda, y con una varita de 1 m se establece la distancia a cada lado de la cuerda. Se censan todos los individuos con DAP mayor o igual a 1 cm que se encuentren dentro del área de muestreo, se colectan, se mide su DAP, se estima su altura, se registra su hábito de crecimiento y todas las características que permitan reconocerlos posteriormente (si es posible se identifican en campo).

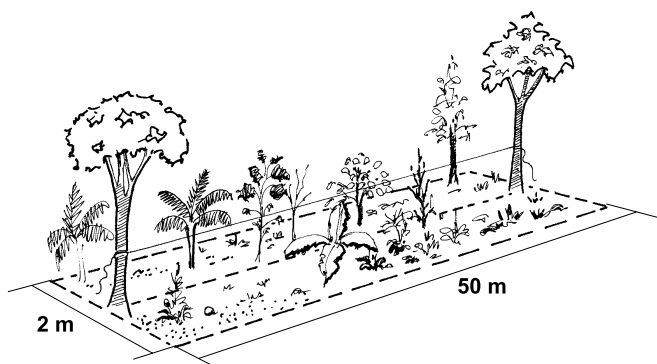


Figura 4.3a Transecto de muestreo de plantas leñosas

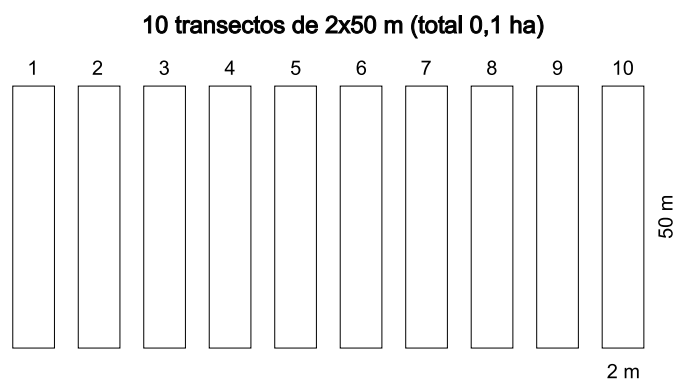


Figura 4.3b Representación del método de muestreo de plantas leñosas propuesto por Gentry (1982)

La cuerda para cada transecto se amarra a un árbol, el cual se incluye dentro de los registros. Si no se dispone de una cinta diamétrica para medir el DAP, se puede utilizar un metro de modistería común y realizar la medida de la circunferencia a la altura del pecho (CAP). Si usted va a medir el CAP debe registrar los individuos que tiene un CAP mayor o igual a 3 cm.

Para el registro de la información en el campo se pueden utilizar libretas topográficas, formatos de campo previamente diseñados o una grabadora (la cual es más útil en lugares lluviosos). A medida que se van registrando los individuos en un transecto se deben numerar consecutivamente. Cuando se colecta un individuo dentro de un transecto, se debe guardar en una bolsa separada y marcarla con cinta de enmascarar o un papel con el número del transecto y el número de secuencia de registro dentro del transecto, por ejemplo: T3-47, quiere decir que es el individuo 47 del transecto 3. Posteriormente a esta muestra se le asigna un número de colección, se prensa y se procesa hasta constituir un ejemplar de herbario (preferiblemente con 4 duplicados).

Una vez finalizada la fase de campo, se debe llevar a cabo una lista de las especies o morfoespecies registradas en los muestreos con base en las colecciones realizadas. Conocida una lista previa se procede a almacenar todos los datos de campo en una tabla base en Excel similar a los muestreos de Rubiaceae y Melastomataceae (Anexo 4.4). En esta lista los valores del DAP o CAP se deben transformar a valores de área con las siguientes fórmulas:

$$\text{Área basal} = 0.785 \times \text{DAP}^2$$

$$\text{Área basal} = 0.079 \times \text{CAP}^2$$

A partir de la tabla base en Excel y utilizando algunos comandos como el de *Tabla "Asistente para tablas dinámicas"* o *"filtro"*, se organizan los datos para obtener información de la riqueza total en 0.1 ha (número de especies/0.1 ha), den-

sidad total (número total de individuos/0.1 ha), área basal total (sumatoria de las áreas basales de todos los individuos/0.1 ha) y las listas de las familias, géneros y especies.

Igualmente, con los datos organizados se deben calcular los diferentes parámetros estructurales para cada una de las especies registradas en el muestreo. Estos parámetros son: frecuencia, frecuencia relativa, abundancia, abundancia relativa, cobertura y cobertura relativa (ver Anexo 4.5). Con estos parámetros se calcula el Índice de Valor de Importancia (IVI) de cada una de las especies en el muestreo. El IVI es un estimativo de cuán dominante es cada especie con respecto a la totalidad de las especies registradas en el muestreo (para su cálculo ver Anexo 4.5).

Otro tipo de información estructural que se debe obtener con los datos es la distribución de individuos por clases de alturas y de tallos por clases diamétricas. Para esto se deben establecer los rangos de diámetros o de altura y determinar cuántos individuos o tallos se encuentran en cada uno de estos rangos, luego se realizan gráficas de barras.

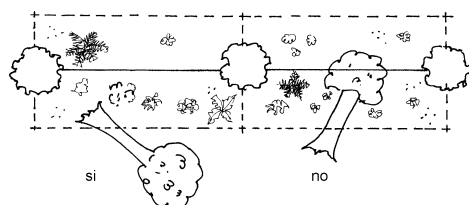
Al finalizar un muestreo con esta metodología y el procesamiento de los datos, usted obtiene:

- Tabla base de los datos de campo en Excel (Anexo 4.4)
- Lista de especies (similar al Anexo 4.3)
- Lista de familias
- Tabla con datos estructurales (Anexo 4.5)
- Riqueza total y por hábito de crecimiento
- Área basal total
- Densidad total y por hábitos de crecimiento
- Gráficas de clases diamétricas y de alturas
- Colecciones organizadas y etiquetadas

Recomendaciones para la aplicación del método de plantas leñosas en 0.1 ha

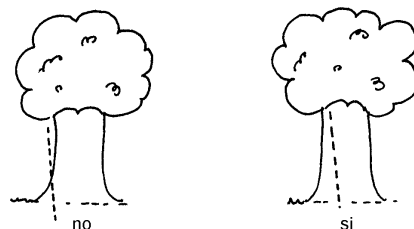
En el campo es frecuente encontrar individuos que es difícil establecer si deben incluirse como un registro en un transecto o para determinar en qué parte del tallo se mide el DAP. Estas son algunas situaciones que se pueden presentar:

Si hay un árbol vivo caído, cuya raíz se encuentra dentro del transecto, pero su tallo y follaje están fuera del mismo, entonces debe incluirse. Por el contrario, si su tallo y follaje están dentro del transecto, pero no su raíz, entonces no debe incluirse.

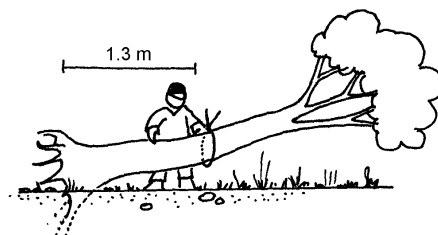


Si se presenta un árbol que se encuentra en el límite del transecto, debe incluirse siempre y cuando la mitad o más de su tronco esté dentro del transecto.

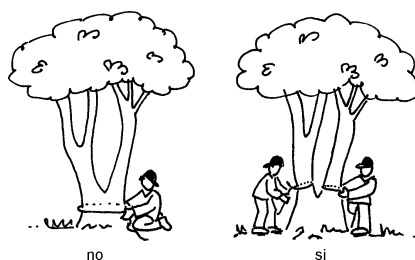
Si un individuo dentro de un transecto tiene un DAP de 0.9 cm o una CAP de 2.9 cm no se incluye, solamente se añaden los individuos cuyo DAP *es igual o mayor a 1 cm* o el CAP *es mayor o igual a 3 cm*.



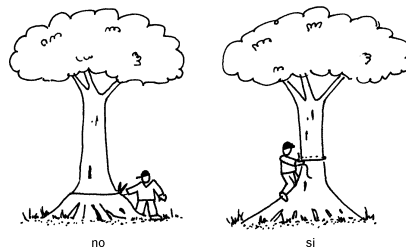
Cuando se encuentra un individuo caído dentro de un transecto, su DAP o CAP debe ser medido sobre el tronco a una distancia 1.3 m desde donde sale la raíz.



Si se encuentra un individuo cuyo tallo es ramificado por debajo de 1.3 m de la superficie, debe medirse cada una de las ramificaciones a la altura del pecho y posteriormente se suman las áreas basales obtenidas de cada una de estas ramificaciones.



Los árboles con raíces tabulares muy altas, deben medirse arriba de éstas, es decir, donde comienza el fuste recto del tallo, así esté por encima de la altura del pecho.



Las palmas acaules cuyo ráquis de la hoja mida el DAP o CAP requerido, deben ser incluidas; en este caso se mide cada uno de los raquis y posteriormente se suman sus áreas.

4.1.3. Colecciones generales de plantas

Las colecciones generales de plantas deben realizarse durante todo el tiempo de la fase de campo, en especial durante los recorridos de reconocimiento o una vez se finalicen los muestreos con transectos. La importancia de esto radica en que gran parte del material colectado en los transectos y parcelas es estéril y algunas veces puede ser encontrado en estado fértil cuando se hacen colecciones gene-

rales. Esto facilita enormemente la identificación posterior de las colecciones. De otro lado, con base en las colecciones generales, es posible obtener una lista preliminar sobre la composición florística de la localidad estudiada. En el Anexo 4.6 se presenta un ejemplo de las listas generales de plantas y en el Anexo 4.7 se muestra un modelo de las etiquetas de herbario.

Atributos registrados para las plantas colectadas

Para cada una de las colecciones botánicas realizadas se deben registrar los siguientes atributos:

1. **Localidad:** procedencia geográfica del registro, descrita hasta el mayor nivel de detalle posible. Contiene información de topónimos locales y regionales geográficamente relacionados, pertenecientes a la división políticoadministrativa (país, departamento, municipio, corregimiento, inspección de policía y vereda), a la orografía (cordillera, macizo, serranía, alto, loma, cerro, cuchilla) y a la hidrografía, así como aquellos pertenecientes a aspectos socio-culturales (parque nacional natural, parque municipal, resguardo indígena, reserva forestal, reserva privada, entre otros).
2. **Coordenadas geográficas:** latitud y la longitud del lugar del registro
3. **Altitud:** altura sobre el nivel del mar en donde se hizo el registro
4. **Fecha:** debe incluir día, mes y año (completo) en el formato DD/MM/AAAA
5. **Número de colección:** número consecutivo asignado con base en las colecciones del colector principal
6. **Familia:** determinación taxonómica a nivel de familia (si es posible)
7. **Género:** determinación taxonómica a nivel de género (si es posible)
8. **Hábito:** porte o aspecto de una planta
9. **Determinador:** nombre de la persona que realizó la determinación del ejemplar hasta especie (eje.: H. Gómez, Oct 2002)
10. **Notas descriptivas:** aunque no constituye un atributo, aquí se pueden consignar todas aquellas caracterís-

ticas de los ejemplares colectados que se pierden durante su colecta y secado y que no son detectables en el ejemplar de herbario, por ejemplo: formas, colores, olores, sabores, presencia de exudados, descripción de la corteza, altura del individuo, DAP o CAP.

11. **Tipo de procesamiento:** describa el procedimiento como se herborizó la muestra, principalmente si fue sometida a alcohol y si es posible como fue el proceso de secado
12. **Número de duplicados:** apunte el número de ejemplares prensados de

cada número de colección, esto agiliza el proceso de elaboración de etiquetas y es una información útil

13. **Nombre vernáculo:** escriba el nombre de la planta utilizado por los pobladores de la zona de colección (opcional)
14. **Uso:** describa el tipo de uso que se da a la planta y las partes usadas para esto (opcional)
15. **Otras evidencias:** consigne información respecto a si colectó otro tipo de evidencias, de material complementario como frutos o flores en alcohol o muestras de tejido

Recomendaciones generales para la colección de muestras de herbario



- Para la colección en el campo es recomendable llevar bolsas plásticas transparentes de 30x40 cm. En estas bolsas se depositan las muestras de cada planta colectada y posteriormente pueden depositarse en un costal. Esto ayuda a que no se deterioren las muestras, da mayor agilidad al proceso de prensado y evita que se confundan estructuras desprendidas.
- Prese una vez por día y bajo condiciones cómodas. No es recomendable prensar cada vez que colecte una planta en el sitio de muestreo, pues pierde tiempo y, adicionalmente, tendría que llevar consigo materiales pesados.
- No siempre es necesario utilizar prensas de campo. Una vez organizados los ejemplares, se pueden hacer paquetes entrecruzando periódicos y amarrándolos con cabuya que hacen el mismo efecto de las prensas; cada paquete debe ir marcado.
- Para marcar las muestras en periódico, utilice marcadores indelebles, lápiz de cera o lápiz normal de punta blanda. Generalmente, las muestras deben alcoholizarse para que no se deterioren y esto, ocasionalmente, borra el número de registro de las muestras si se usa un marcador soluble en alcohol.
- Alcoholice las muestras botánicas máximo uno o dos días después de haberlas colectado, de lo contrario empezarán a deteriorarse (perder hojas, degradarse, etc.). El alcohol puede ser etanol y debe diluirse al 70%.

Es fundamental llevar una libreta con los registros de campo de las colecciones botánicas; como colector, siempre debe llevar una secuencia única de números de colección. No debe empezar secuencias nuevas de numeración cada vez que inicie un sitio diferente. Es importante incluir la descripción detallada de acuerdo con cuadro de atributos (ver pg. 78).

4.1.4 Descripción de la vegetación

El objetivo de este método es dar una idea general del tipo de vegetación en donde se desarrollaron los muestreos, lo cual no requiere de mucho detalle. La base principal de este punto es la descripción estructural de la vegetación y resaltar las especies más representativas de la estación donde se realizan los muestreos. Para esto debe considerarse el número de estratos de la vegetación (cada una de las zonas verticales donde las copas de los individuos de altura similar definen una capa horizontal), y la altura y cobertura de cada uno de ellos (Barkman 1979). Adicionalmente, es importante llevar a cabo una serie de perfiles esquemáticos como se describe en los siguientes numerales.

Caracterización de los estratos de la vegetación

El número de estratos y su descripción ha sido utilizado ampliamente para caracterizar la distribución vertical de la vegetación. Para este fin se recomienda seguir la pro-

puesta de Rangel y Lozano (1986) ajustada para ecosistemas andinos, la cual contempla los siguientes tipos de estratos: rasante <0.3 m; herbáceo 0.3-1.5 m; arbustivo 1.5-5 m; subarbóreo o de arbolitos 5-12 m; arbóreo inferior 12-25 m y arbóreo superior > 25 m. Con base en lo anterior se define:

- Altura aproximada de cada uno de los estratos: estimación visual de la altura promedio (también puede ser un rango) de los individuos que hacen parte de cada estrato.
- Cobertura de los estratos: estimación visual de la proyección vertical sobre el suelo de las copas de los individuos de cada uno de los estratos, la cuantificación se realiza como el porcentaje del área de muestreo cubierto por cada uno de los estratos. Esta medida es una aproximación que pretende determinar la densidad de cada estrato.
- Especies más frecuentes en cada estrato (ver ejemplo 1)

Ejemplo 1. Caracterización de los estratos vegetativos. Parque Nacional Natural. Cordillera de los Picachos (1.300 m de altitud, franja de vegetación subandina)

Se caracteriza por presentar cinco estratos:

Herbáceo. Es el estrato hasta los 1.5 m de altura desde el suelo; presenta una cobertura aproximada del 80%; son frecuentes especies de las familias Acanthaceae y Rubiaceae y en algunas partes de claros abunda una especie de la familia Urticaceae, género *Pilea*.

- **Estrato arbustivo.** Se encuentra entre los 1.5 y 5 m de altura; presenta una cobertura del 50%. Especies frecuentes: *Fareamea calyptrata*, *Psychotria rufiramea* (Rubiaceae).

Estrato subarbóreo. Se encuentra entre los 5 y 12 m de altura con una cobertura aproximada del 50%. Especies frecuentes: *Palicourea pyramidalis* (Rubiaceae), *Piper miguelconejeaum* (Piperaceae) y *Wettinia fascicularis* (Arecaceae).

Estrato arbóreo inferior. Se encuentra entre 12 y 25 m de altura y presenta una cobertura aproximada del 70%. Especies frecuentes: *Aniba* sp AG 132 y *Ocotea* sp AG 134 (Lauraceae), *Alchornea triplinervia* y *Hyeronima oblonga* (Euphorbiaceae), y *Wettinia fascicularis* (Arecaceae).

Estrato arbóreo superior. Presenta individuos entre los 25-28 m de altura; su cobertura es del 20-30%. Especies frecuen-

tes: *Inga pavoniana* (Mimosaceae), *Tachigali psychophysca* (Caesalpinaceae), *Brosimum alicastrum* (Moraceae).

Muchas de las observaciones para caracterizar los estratos requieren previa familiarización con el tipo de vegetación y las características generales del sitio estudiado, por lo que se recomienda realizar esta actividad al final de cada muestreo.

Perfil de la vegetación

El perfil de la vegetación es el esquema de una franja de bosque que pretende ilustrar el número de estratos, su altura y cobertura. En nuestro caso, para la elaboración de los perfiles esquemáticos se emplea la información de uno de los transectos de 0,1ha de los muestreos de plantas leñosas. Para este fin se recomien-

da utilizar siempre los datos del transecto número 5. La información se transfiere a una gráfica de barras, colocando en el eje X los individuos y en el Y su altura (Figura 4.4). Luego, con base en algunos bocetos de la forma de las copas elaborados en campo, se reemplazan las barras por dibujos de árboles, lianas o palmas.

Es importante que los dibujos por los que se reemplacen las barras correspondan a las características de los individuos, es decir, hay que considerar su hábito (palma, liana, árbol o arbusto, etc). Eventualmente, si el dibujo no queda muy denso, en el eje X se pueden poner las identidades de los individuos.

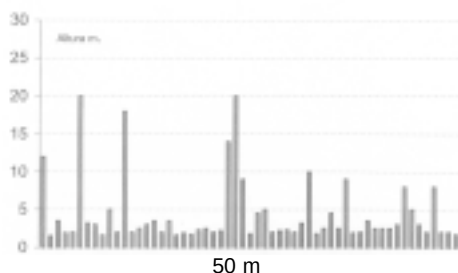
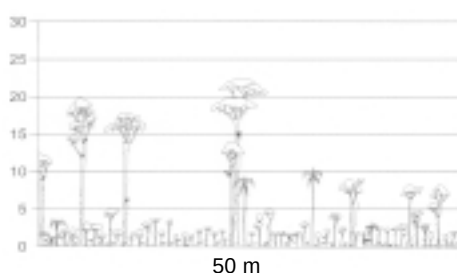


Figura 4.4 Perfil de la vegetación



4.2 Requerimientos de personal, equipos y materiales

La aplicación de estos métodos en condiciones de campo requiere como mínimo de dos personas, una de las cuales debe tener conocimientos taxonómicos básicos para reconocer familias de plantas. El grupo GEMA cuenta con un profesional y dos asistentes entrenados para realizar los muestreos de vegetación, pero frecuentemente se busca el acompañamiento de

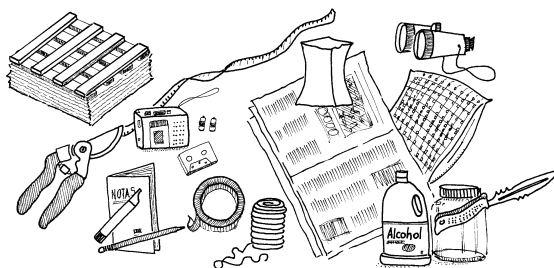


Figura 4.5 Materiales y equipos requeridos para un muestreo de vegetación

un asistente local que preferiblemente tenga conocimiento de nombres vernáculos y de la zona de estudio. Si el equipo es de 4 personas, es posible realizar un muestreo con los métodos expuestos en este manual durante 5 o 7 días. Una vez en laboratorio el tiempo requerido para el procesamiento de la información y las colecciones es aproximadamente cuatro o cinco veces el invertido en campo.

Los equipos y materiales requeridos para aplicar estos métodos son (Figura 4.5):

- Metros de modistería o cinta diamétrica
- Machetes
- Cortarramas
- Binoculares
- Prensas botánicas (opcional)
- Tijeras podadoras
- Bolsas plásticas transparentes de 30x40cm
- Cinta de enmascarar (opcional)
- Costales de fibra plástica
- Cuerda de 80 m, marcada cada 5 m
- Cuerda de 50 m
- Libretas de campo
- Grabadora de periodista y casetes (opcional)
- Cabuya o pita plástica
- Papel periódico
- Marcadores indelebles o lápices de punta blanda y/o de cera
- Marcadores de punta fina
- Etanol al 70%
- Bolsas grandes gruesas y doblemente selladas (se utilizan para alcoholizar las colecciones en campo)

4.3 Síntesis de los métodos expuestos

Se describen cuatro métodos: muestreos de Rubiaceae y Melastomataceae, muestreos de plantas leñosas; colecciones generales de planta y descripción de la vegetación. A continuación se resumen sus características.

Muestreos de Rubiaceae y Melastomataceae

Unidad de muestreo: 0.4 ha

Unidad de muestreo para los análisis: parcela de 5x5 m.

Esfuerzo de muestreo: 160 parcelas de 5x5 m que equivale a 0.4 ha.

Diseño: se realizan 10 transectos de 80x5 m, subdivididos en 16 parcelas de 5x5 m.

Tiempo requerido en campo: de 2 a 3 días por sitio de muestreo.

Personal requerido: 2 a 3 personas

Ventajas del método: con este método se obtiene buenas listas de especies, pues permite obtener entre el 80 y 100% de las especies esperadas en una estación de muestreo.

Tipo de productos obtenidos: base de datos de campo y colecciones de herbario.

Análisis: se deben realizar listas de especies por familia, frecuencia de aparición de cada especie y datos de riqueza. Se sugiere realizar curvas de acumulación de especies y comparar la composición entre varias estaciones muestreadas utilizando el Índice de Complementariedad o análisis de agrupamientos (ver Capítulo 7).

Inventarios de plantas leñosas

Unidad de muestreo: 0.1 ha

Unidad de muestreo para el análisis: transecto de 50x2 m

Esfuerzo de muestreo: 10 transectos de 50x2 m que equivale a 0.1 ha.

Diseño: los 10 transectos se distribuyen aleatoriamente u ordenadamente sin que se superpongan.

Tiempo requerido en campo: de 3 a 5 días por sitio de muestreo.

Personal requerido: 2 a 5 personas

Ventajas del método: suministra datos de la riqueza y estructura comparable en todo el Neotrópico.

Tipo de productos obtenidos: base de datos de campo y colecciones de herbario.

Análisis: se deben hacer listas de familias y su número de especies; lista de especies y obtener sus datos estructurales como frecuencia, frecuencia relativa, densidad, densidad relativa, cobertura, cobertura relativa y el IVI; figuras de clases diamétricas y por altura; cobertura total; densidad total y por tipos de hábito; riqueza total y por hábitos de crecimiento. Con los datos se sugiere realizar curvas de acumulación y llevar a cabo comparaciones con base en la literatura.

Colecciones generales de plantas

Diseño: colecta y herborización de plantas con estructuras reproductivas a lo largo de recorridos. Todas las colecciones deben llevar notas de campo describiendo cada uno de los atributos expuestos anteriormente.

Tiempo requerido en campo: el tiempo total empleado en la salida de campo.

Personal requerido: todas las personas involucradas en el trabajo de plantas.

Ventajas del método: permite desarrollar una lista preliminar de la flora del área estudiada e identificar especies con algún interés taxonómico o de conservación.

Tipo de productos obtenidos: base de da-

tos de colecciones, colecciones de herbario.

Análisis: se deben desarrollar listas de familias y de especies. Con estos datos se pueden hacer estudios biogeográficos.

Descripción de la vegetación

Diseño: descripción de la vegetación por estratos y perfil esquemático realizado a partir del transecto 5 del muestreo de plantas leñosas.

Tiempo requerido en campo: 1 hora por estación de muestreo

Personal requerido: 1 persona

Ventajas del método: permite describir de forma escrita y gráfica la fisonomía de la vegetación. Sirve de marco descriptivo para que los interesados en la información se hagan una idea de las características de la vegetación del área estudiada.

Tipo de productos obtenidos: número de estratos, su altura, especies más comunes o abundantes y esquemas de las copas de los árboles y arbustos.

Análisis: se deben llevar a cabo la descripción vertical de la vegetación y un perfil esquemático. Estos datos se utilizan como preámbulos para presentar los datos de plantas obtenidos con los anteriores métodos.

Anexo 4.1

Ventajas y desventajas de los diferentes tipos de métodos para el inventario de la vegetación

Grupo inventariado	Forma de inventario	
	Con unidad de muestreo	Sin unidad de muestreo
	Corresponde a todos los estudios con metodologías estandarizadas. Suministran información rápida y con poco esfuerzo. Al utilizar metodologías con unidad de muestreo se pueden realizar infinidad de muestreos en muchas localidades, permitiendo almacenar información comparable (medición de la diversidad β) y útil para la priorización de áreas para la conservación o estudios biogeográficos. La desventaja es que sólo suministran información de una pequeña parte de biodiversidad de plantas.	Corresponde a los inventarios florísticos generales de una región. Suministra información completa de la riqueza y composición de plantas en una zona. Son los muestreos ideales, sin embargo, son poco prácticos para alimentar procesos de conservación puesto que existen muy pocos inventarios completos en el país y las posibilidades de realizar buenas comparaciones entre localidades son mínimas en la actualidad.
Comunidad	Comprende gran parte de los muestreos fitosociológicos. Como ejemplo tenemos los trabajos de Rangel <i>et al.</i> 1982, Cleef <i>et al.</i> 1984, van der Hammen <i>et al.</i> 1989, Duivenvoorden 1994, Rangel y Velázquez 1997. Suministra buena información sobre la fisionomía y estructura de la vegetación. Requiere grandes unidades de muestreo para obtener muestras representativas de la composición. Además precisa identificar y coleccionar gran cantidad de especies en el campo.	Comprende los inventarios generales que abarcan una buena parte de la comunidad de plantas de una localidad. Como ejemplos tenemos: Lista anotada de plantas del Chocó (Forero y Gentry 1989), Flora de Río Palenque (Dodson y Gentry 1978). Requieren de mucho tiempo y esfuerzo, son costosos y generalmente poco prácticos para alimentar procesos de conservación.
Gremio	Corresponde a las metodologías que utilizan un grupo restringido de plantas como por ejemplo los árboles, las epífitas o las lianas. Como ejemplo tenemos la metodología de transectos propuesta por Gentry (1982), entre otras. Suministra información de la estructura y riqueza por unidad de área. Tiene el inconveniente de ser poco representativa de la composición de especies y requiere determinar gran número de especies en el campo.	Son inventarios locales restringidos a un grupo determinado de plantas. Por ejemplo: Árboles del Valle del Cauca (Maeche y Echeverri 1983); Árboles y arbustos de los Andes del Ecuador (Ulloa y Moller 1993). Tienen las mismas desventajas de los muestreos generales de comunidades y adicionalmente la restricción de censar sólo una porción de la comunidad de plantas.
Grupo taxonómico	Corresponde a muestreos estandarizados exhaustivos de un grupo taxonómico. Como ejemplo tenemos las metodologías de Tuomisto y Ruokolainen 1994, DIVA 1997, van der Werff 1992, Ruokolainen <i>et al.</i> 1997, Frahm y Gradstein 1991. Suministra información de la riqueza y de los patrones de distribución y composición de los grupos estudiados permitiendo determinar el recambio de especies entre localidades. Es mucho más rápida y sencilla que las metodologías que muestrean la comunidad o un gremio. El inconveniente es que suministra poca información sobre la estructura y los datos obtenidos se restringen a pocos grupos taxonómicos. Por esto último es indispensable utilizar buenos grupos indicadores cuya información sea extrapolable a otros grupos de plantas.	Corresponde a todos los trabajos taxonómicos en grupos específicos basados principalmente en colecciones de herbario. Por ejemplo Flora Neotrópica, Lista de Heliconias de Colombia (Kress <i>et al.</i> 1993), Palmas de las Américas (Henderson <i>et al.</i> 1995), etc. Produce información completa de la composición y patrones de distribución de un grupo taxonómico. La desventaja es que no suministra información sobre las características de las comunidades vegetales, requiere de investigadores especializados, mucho tiempo y exhaustivo trabajo tanto de campo como de herbario. Sin embargo el estudio detallado de grupos taxonómicos, ha sido importante fuente para la priorización de áreas de conservación en el Neotrópico (Williams <i>et al.</i> 1996).

Cleef, A.M., O. Rangel, T. van der Hammen & R. Jaramillo. 1984. La vegetación de las regiones de vida Andina, sub-Andina y Ecuatorial en el transecto Buritaca, Sierra Nevada de Santa Marta. En T. van der Hammen & P. Ruiz (Edits). La Sierra Nevada de Santa Marta. Estudios de Ecosistemas Tropicados, 2. J. Cramer, Vaduz.

DIVA (Center for Research on the Cultural and Biological Diversity of Rainforest). 1997. Oyacachi "people and biodiversity", Technical Report no. 2.

Dodson, C. & A.H. Gentry. 1978. Flora of the Rio Palenque Science Center. Selbyana 4: 1-623.

Forero, E. & A.H. Gentry. 1989. Lista anotada de la plantas del Chocó, Colombia. Biblioteca José Jerónimo Triana, No. 10. Bogotá. 142 pag.

Frahm, J.P. & S.R. Gradstein. 1991. An altitudinal zonation of tropical rain forest using bryophytes. Journal of Biogeography, 18: 669-678.

Gentry, A. H. 1982. Patterns of Neotropical plant diversity. Evolutionary Biology 15: 1-84.

Henderson, A. G. Galeano & R. Bernal. 1995. Palms of the Americas. Princeton University, Princeton, New Jersey. Pp 352.

Kress, W.J., J. Betancur, C.S. Roesel & B.E. Echeverry. 1993. Lista anotada de las heliconias de Colombia y cinco especies nuevas. Caldasia, 17: 183-198.

Maeche, G.E. & R. Echeverri. 1983. Árboles del Valle del Cauca. Progreso Corporación Financiera S.A. Bogotá, Colombia. 208 pp.

Rangel, O., A.M. Cleef, T. van der Hammen & R. Jaramillo. 1982. Tipos de vegetación en el transecto Buritaca - La Cumbre, Sierra Nevada de Santa Marta (entre 0-4100 m). Colombia Geográfica, 10 (1): 1-19.

Ruokolainen, K., A. Linna & H. Tuomisto. 1997. Use of Melastomataceae and Pteridophytes for revealing phytogeographical patterns in Amazonian rain forest. Journal of Tropical Ecology, 13: 243-256.

Tuomisto, H. & K. Ruokolainen. 1994. Distributio of Pteridophyta and Melastomataceae along an edaphic gradient in an Amazonia rain forest. Journal of vegetation Science 5: 24-34.

Ulloa, C. & P. Moller. 1993. Árboles y arbustos de los Andes del Ecuador. AAU Reports, Departamento de Botánica Aarhus University. Aarhus – Dinamarca. 265 pag.

Van der Hammen, T., D. Mueller-Dombois & M.A Little (Edits). 1989. Manual of methods for mountain transect studies. International Union of Biological Sciences. 66 pp.

Van der Werff, H., 1992. Substrate preference of Lauraceae in the Iquitos area, Peru. Candollea 47 (1): 11-20.

Williams, P.H., G.T. Prance, C.J. Humphries & K.S. Edwards. 1996. Promise and problems in applying quantitative complementary areas for representing the diversity of some Neotropical plants (families Dichapetalaceae, Lecythidaceae, Caryocaraceae, Chrysobalanaceae and Proteaceae. Biological Journal of the Linnean Society, 58: 125-157.

Anexo 4.2

Modelo de formato para la consignación de datos en la tabla base en Excel de los datos de campo de los muestreos de las familias de Rubiaceae y Melastomataceae en 0.4 ha

Investigadores: _____								
1	2	3	4	5	6	7	8	9
Parcela	Familia	Género	Especie	Hábito	Colector	No. de Colección	Sitio de muestreo	Fecha
T1-1	Rubiaceae	Ladenbergia	amazonica	a	H. Mendoza	14563	1	02/11/1999
T1-1	Rubiaceae	Ladenbergia	amazonica	a	H. Mendoza	14564	1	02/11/1999
T1-1	Melastomataceae	Huilaea	penduliflora	a	H. Mendoza	14565	1	02/11/1999
T1-1	Melastomataceae	Miconia	ferruginea	r	H. Mendoza	14566	1	02/11/1999
T1-1	Melastomataceae			a	H. Mendoza	14567	1	02/11/1999
T1-2	Melastomataceae	Miconia		r	H. Mendoza	14568	1	02/11/1999
T1-2	Melastomataceae	Blakea		he	H. Mendoza	14568	1	02/11/1999
T1-2	Melastomataceae	Miconia		a	H. Mendoza	14569	1	02/11/1999
T1-3	Rubiaceae	Psychotria		r	H. Mendoza	14570	1	02/11/1999
T9-2	Melastomataceae	Graffenrieda		a	H. Mendoza	14571	1	02/11/1999
T10-16	Melastomataceae	Graffenrieda		a	H. Mendoza	14572	1	02/11/1999

Explicación de los campos

- Número o código de la parcela de 5x5. En total son 16 parcelas por transecto de 80x5m y 160 para la totalidad del muestreo puesto que son 10 transectos; esta tabla debe ir desde el T1-1 hasta el T10-16.
- Familia: nombre de la familia taxonómica
- Género: nombre del género taxonómico
- Especie: epíteto específico de la especie
- Hábito: porte o apariencia de la planta: (a) árbol, (r) arbusto, (h) hierba, (l) liana, (he) hemiepipíta
- Colector: abreviatura del colector principal (en este caso HMC, Humberto Mendoza Cifuentes)
- No. de colección: corresponde al número asignado bajo la numeración del colector principal. Debe estar relacionado con la tabla de determinaciones taxonómicas
- Sitio de muestreo. En este caso corresponde a un código el cual debe estar referenciado en una tabla de Sitios de muestreo
- Fecha cuando se realizó la fase de campo (días/mes/año completo)

Anexo 4.3

Modelo de formato de la lista de especies de los muestreos de plantas de las familias de Rubiaceae y Melastomataceae en 0.4 ha

1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12
No.	Familia	Género	Estatus	Especie	Autor	Hábito	Anotaciones	No. colección	Colector	Sitio de muestreo	Fecha
1	Rubiaceae	Chiococca		alba	(L.) Hitch	l		2859	H. Mendoza	1	01/12/1999
2	Rubiaceae	Cinchona	cf.	pubescens	Vahl.	a	Lo llaman Cascarillo	2331	H. Mendoza	1	01/12/1999
12	Rubiaceae	Palicourea		pyramidalis	Standl.	a		2231	H. Mendoza	5	01/12/1999
13	Melastomataceae	Topobea		acuminata	W.	he		2348	H. Mendoza	3	01/12/1999
14	Melastometa	Clidemia	aff.	serrulatra	K.	h		2447	H. Mendoza	3	01/12/1999

Explicación de los campos

1. Consecutivo de las especies registradas
2. Nombre de la familia
3. Nombre del género
4. Estatus del nombre del epíteto específico: Confirmar (cf.) o afinidad (aff.)
5. Nombre de la especie. Sólo se coloca el epíteto específico
6. Autor de la especie
7. Hábito de crecimiento. Porte o forma de crecimiento de una planta: (h) hierba, (a) árbol, (r) arbusto, (e) epífita, (l) liana
8. Este campo es opcional. En él se colocan todos los comentarios de observaciones de campo o que puedan servir para reconocer la morfoespecie
9. Número de colección. Corresponde a un número de ejemplar de herbario y puede agregársele las iniciales del nombre del colector
10. Colector: abreviatura del colector principal (en este caso HMC, Humberto Mendoza Cifuentes)
11. Sitio de muestreo. En este caso corresponde a un código el cual debe estar referenciado en una tabla de Sitios de muestreo
12. Fecha de la fase de campo (día/mes/año completo)

Anexo 4.4

Modelo de formato para la consignación en la tabla base en Excel de los datos de campo de los muestreos de 0.1 ha metodología Gentry (1982)

Investigadores: H. Mendoza, A. Roble, F. Quevedo

1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16
No. Trans.	Cosec.	Morfoespecie	Familia	Género	Especie	Hábito	No. Colección	Colector	Sitio de muestreo	Fecha	CAP1	AB1	CAP2	AB2	AB TOT
T1	1	1	Euphorbiaceae	Hevea	nitida	a	4572	H. Mendoza	7	01/12/1997	32.2	83		0	82.509
T1	2	2	Icacinaeae	Leretia		l	4910	H. Mendoza	7	01/12/1997	4.2	1.4		0	1.4037
T1	3	3	Piperaceae	Piper	aduncum	r	4691	H. Mendoza	7	01/12/1997	4.2	1.4	4	1.3	7.014
T2	3	10	Araceae	Philodendron	scandens	l	5062	H. Mendoza	7	01/12/1997	4.5	1.6		0	1.6114
T3	1	24	Acanthaceae	Aphelandra		r	4691	H. Mendoza	7	01/12/1997	3	0.7		0	0.7162
T10	5	150	Sapindaceae	Allophylus	excelsus	a	4926	H. Mendoza	7	01/12/1997	4	1.3		0	1.2732
T10	6	163	Arecaceae	Socratea	exorrhiza	a	5063	H. Mendoza	7	01/12/1997	5.5	2.4		0	2.4072
T10	7	165	Bignoniaceae	Tabebuia		a	5064	H. Mendoza	7	01/12/1997	5.5	2.4		0	2.4072

Explicación de los campos

- Es el número del transecto
- Consecutivo de los individuos que se han registrado en el transecto. En este ejemplo sólo se colocan unos cuantos registros pero los muestreos pueden arrojar cerca de 100 y 250 individuos por transecto de 50x2 m
- Número de morfoespecie. En caso de no tener listas completas determinadas es aconsejable asignarle a cada especie un número o código único de morfoespecie
- Familia: nombre de la familia taxonómica (se sugiere poner solo las primeras letras)
- Nombre del género
- Nombre de la especie; epíteto específico nombre
- Hábito de crecimiento: (a) árbol, (r) arbusto, (h) hierba, (l) liana
- Código de colección. Corresponde a un código del un ejemplar de herbario; cada registro en el transecto debe tener siempre un código de colección
- Nombre del colector
- Sitio de muestreo. En este caso corresponde a un código el cual debe estar referenciado en una tabla de sitios de muestreo
- Fecha de la fase de campo
- Corresponde a los valores del DAP o CAP. El número de columnas para estos datos depende de los individuos con tallos divididos; hay casos en que un individuo presenta hasta 30 ramificaciones del tallo y por ende toca poner 30 columnas para almacenar sus datos, para este ejemplo sólo se usaron dos columnas
- El AB (Área Basal) es la transformación del CAP o DAP a unidades de área. Se realiza configurando dentro de las celdas la fórmula: =casilla anterior X casilla anterior X 0.78 en caso de que la medida sea DAP. Si es CAP es: =casilla anterior X casilla anterior X 0.079.
- El AB TOT es la sumatoria o área basal total de un individuo. En este ejemplo es la sumatoria de AB1 y AB2; fórmula: = Casilla de AB1 + Casilla de AB2 + Casilla de AB3+

Anexo 4.5

Modelo de formato para la consignación en la tabla base en Excel de los parámetros estructurales de los muestreos de 0.1 ha metodología Gentry (1982)

Sitio de muestreo: 7

Investigadores: H. Mendoza, A. Roble, F. Quevedo

No. de spp : 197

No. individuos : 3450

1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13
Consec	Familia	Género	Especie	Hábito	No. de Colección	Densidad	Densidad relativa	Frecuencia	Frecuencia relativa	Área basal	Área basal relativa	IVI
1	Annonaceae	Duguetia		a	3543	30	0.003	0.3	0.006	366201.8	0.1655	0.175
2	Apocynaceae	Lacmellea		a	3600	30	0.003	0.2	0.004	164553.9	0.0744	0.082
6	Arecaceae	Chamaedorea	pinnatifrons	r	3741	380	0.043	0.5	0.010	13121.4	0.0059	0.060
7	Arecaceae	Wettinia	praemorsa	a	3533	10	0.001	0.1	0.002	124161.0	0.0561	0.059
12	Boraginaceae	Cordia	cylindrostachya	a	3674	20	0.002	0.2	0.004	86794.5	0.0392	0.046
160	Boraginaceae	Cordia	nodosa	a	3497	210	0.024	0.9	0.019	1506.3	0.0007	0.043
161	Euphorbiaceae	Hyeronima		a	3352	110	0.013	0.4	0.008	206.8	0.0001	0.021
162	Hippocastanaceae	Billia	colombiana	a	3428	30	0.003	0.2	0.004	23501.6	0.0106	0.018
	Total (sumatoria)					34500	1	14.8	1	1619578.4	1	3

Explicación de los campos

- Consecutivo de las especies registradas en el transecto. En este ejemplo sólo se colocan unos cuantos y se hace un salto puesto que esta tabla puede tener más de 190 especies
- Nombre de la familia taxonómica
- Nombre del género
- Nombre de las especies (epíteto específico)
- Hábito de crecimiento. Porte o apariencia de la planta: (a) árbol, (r) arbusto, (h) hierba, (l) liana, (he) hemiepipífita
- No. de colección. Corresponde al número asignado bajo la numeración del colector principal. Este debe estar relacionado con la tabla de determinaciones taxonómicas
- Densidad: es el número de individuos de una especie multiplicado por 10 (No. Indiv. sp A x 10). El final de esta columna debe ser la sumatoria de todas las densidades
- Densidad o abundancia relativa: es la densidad de una especie dividida entre la sumatoria de todas las densidades (D spA/D total). Se realiza configurando dentro de la celda la fórmula: =Celda anterior/sumatoria total de las densidades. Luego se copia esto en las celdas inferiores
- Frecuencia: es el número de transectos donde se registra una especie dividido entre 10 (F spA/10). El final de esta columna debe ser la sumatoria de todas las frecuencias
- Frecuencia relativa: es la frecuencia de una especie dividida entre la sumatoria de todas las frecuencias de las especies (F spA/ F total). Se realiza configurando dentro de la celda la fórmula: =Celda anterior/sumatoria total de las frecuencias
- Cobertura: es la sumatoria del área basal de todos los individuos de una especie. El final de esta columna debe ser la sumatoria de todas las coberturas. Se recomienda trabajar los datos de cobertura en centímetros cuadrados
- Cobertura relativa: es la cobertura de una especie dividida entre la sumatoria de todas las coberturas de las especies (C spA/C total). Se realiza configurando dentro de la celda la fórmula: =Celda anterior/sumatoria total de las coberturas
- IVI o Índice de Valor de Importancia: es la sumatoria de densidad relativa, frecuencia relativa y cobertura relativa (IVI= Dr + Fr + Cr). La sumatoria del IVI de todas las especies siempre debe dar 3

Anexo 4.6

Modelo del formato de la tabla base de las colecciones generales de plantas

1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20	21	22	23
Familia	Género	Stat.	Especie	Autor	Nom Vulg	Notas	NumCol	Colec Ppl	Colec Aux	FechaCol	País	Depto	Mpio	Localidad	Hábitat	Latitud	Longitud	Alt (m)	Dupl	Det	Año Det	Proy.
Actinidaceae	Saurauia				Moquillo	Arbol	842	Dávila, Daniel	H. Mendoza	28-Nov-01	Colombia	Huila	Palestina	Cueva de los Guacharos. El Pesebre	Bosque secundario, sin Quercus o Colombalanus (Mixto)	01°36'59" N	76°06'16"W	2100	1			GEMA
Anacardiaceae	Tapirira	cf.	guianensis	Aubl.		Arbol 20 m altura; latex escaso y brotando como puntos	843	Dávila, Daniel	H. Mendoza	28-Nov-01	Colombia	Huila	Palestina	Cueva de los Guacharos. El Pesebre	Bosque secundario, sin Quercus o Colombalanus (Mixto)	01°36'59 N	76°06'16" W	2100	3	H. Mendoza	2001	GEMA
Annonaceae	Guatteria				Guasca blanca	Árbol	844	Dávila, Daniel	H. Mendoza	28-Nov-01	Colombia	Huila	Palestina	Cueva de los Guacharos. El Pesebre	Bosque secundario, sin Quercus o Colombalanus (Mixto)	01°36'59 N	76°06'16 "W	2100	3			GEMA
Annonaceae						Árbol; con olor a ajo.	845	Dávila, Daniel	H. Mendoza	28-Nov-01	Colombia	Huila	Palestina	Cueva de los Guacharos. El Pesebre	Bosque secundario, sin Quercus o Colombalanus (Mixto)	01°36'59 N	76°06'16" W	2100	3			GEMA

- Explicación de los campos
- Nombre de la familia
 - Nombre del género
 - Estatus del nombre del epíteto específico: Confirmar (cf.) o afinidad (aff.)
 - Nombre de la especie. Sólo se coloca el epíteto específico
 - Autor de la especie
 - Nombre vernáculo (el nombre con el cual es conocida la especie en la localidad)
 - Notas referente al ejemplar colectado (generalmente se describen las características que se pierden con el secado)
 - Código de colección. Corresponde a un número de ejemplar de herbario y puede agregársele las iniciales del nombre del colector
 - Nombre del colector principal
 - Nombre de los colectores secundarios o acompañantes
 - Fecha de colecta (día/mes/año)
 - 12 a 19 Datos de localidad
 - Número de duplicados
 - Nombre de determinador (letra inicial del nombre, y apellido completo)
 - Año de determinación (generalmente sólo se coloca el año)
 - Proyecto o estudio bajo el cual se realizó la colección

Anexo 4.7

Ejemplo de formato de etiqueta para colecciones de herbario

Plantas de Colombia Instituto Alexander von Humboldt HERBARIO FMB (Datos del herbario)		
RUBIACEAE (Familia)		
Psychotria aubletiana (Especie) Hierba de sapo (Nombre vernáculo)		
Hierba de 50cm de talla. Flor blanca. (Notas)		
Material procesado en alcohol al 70% (Notas de procesamiento)		
COLOMBIA. Dpto de Norte de Santander, municipio de Cucutilla, Vereda El Carrizal, sector Sisavita, filo de la Q. Salinas, por el que conduce al pico El Narizón. Bosque Andino (Localidad)		
(Número de Colección)	(Coordenadas)	(Altitud)
Nº: 14472	7° 27' 31" Lat. N / 72° 50' 36" Long. W	alt.: 2300 m.
Col.: Mendoza, H. & A.Prieto (Colectores)		19/mar/2002 (Fecha)
Grupo de Exploración y Monitoreo Ambiental GEMA (Proyecto)		(5) (No. de duplicados)



Tororoi cabecirrufo
(*Grallaricula cucullata*) de los bosques del Parque Nacional Natural «Cueva de los Guácharos» en Huila.

5. Aves

Los muestreos de las comunidades de aves son útiles para diseñar e implementar políticas de conservación y manejo de ecosistemas y hábitats. Además, aportan información técnica para la identificación de comunidades que necesitan protección e información científica para el desarrollo de estudios en biogeografía, sistemática, ecología y evolución.

El estudio de la estructura de las comunidades de aves proporciona un medio rápido, confiable y replicable de evaluación del estado de conservación de la mayoría de hábitats terrestres y acuáticos. También permite realizar comparaciones a lo largo de gradientes climáticos y ecológicos en cuanto a la riqueza, recambio y abundancia de especies. Con la información recopilada en los inventarios también se pueden documentar algunos aspectos de la historia natural de las especies como dietas, periodos reproductivos, migraciones, estructuras sociales y hábitos entre otros.

Las aves poseen una serie de características que las hacen ideales para inventariar gran parte de la comunidad con un buen grado de certeza y así caracterizar los ecosistemas y los hábitats en que residen. Algunas de estas características son: (modificado de Stotz *et al.* 1996).

- **Comportamiento llamativo.** La gran mayoría de las aves son diurnas y muy activas. Además, casi todas se comunican con sonidos (cantos y llamados) que pueden ser detectados a muchos metros de distancia.
- **Identificación rápida y confiable.** La mayor parte de las especies pueden ser identificadas con facilidad por cualquier persona con un moderado entrenamiento y algo de práctica, fijándose principalmente en la forma, coloración y diseño del plumaje. Adicionalmente, se pueden identificar por sus cantos y llamados, los cuales son únicos de cada especie.
- **Fáciles de detectar.** Un inventario representativo de especies de una localidad puede ser elaborado en pocos días de trabajo de campo. La mayoría de las especies están presentes durante todo el año a excepción de algunas que presentan movimientos locales o migraciones (regionales o continentales) que determinan su presencia o ausencia.
- **Son el grupo animal mejor conocido.** Hay una gran cantidad de libros con ilustraciones de casi todas las especies presentes en Colombia, lo que permite hacer identificaciones confiables en el campo. También se dispone de abundante información sobre la ecología y distribución geográfica. Recientemente está en circulación la versión en castellano de la “Guía de las aves de Colombia” (Hilty y Brown 1986 versión traducida al castellano 2001), textos regionales como “Aves del Parque Nacional Natural los Katíos” (Rodríguez 1986), “Guía de las aves de la Reserva Natural Laguna de Sonso” (Álvarez – López 1999); “Aves del valle de Aburra” (SAO 1997) y “Aves de la sabana de Bogotá” (ABO 2000).

· **Diversidad y especialización ecológica.** La riqueza, la distribución geográfica y el grado de especialización de las aves las convierten en excelentes indicadores biológicos. Casi cualquier hábitat en Colombia presenta una comunidad de especies típica para ese hábitat. De las aproximadamente 1.800 especies registradas para Colombia, 18% son endémicas. El 20% están en una sola unidad biogeográfica, 31% utilizan un solo hábitat y 9% están restringidas a un solo hábitat y a una sola región biogeográfica.

· **Sensibilidad a perturbaciones en el hábitat.** Las especies presentan diferentes grados de sensibilidad a perturbaciones como la fragmentación del hábitat, la tala selectiva, la proliferación de claros o los cambios estructurales del sotobosque. Alteraciones como estas afectan a las especies sensibles, incluso hasta causar su desaparición. Al relacionar las especies altamente sensibles registradas en un mismo hábitat, pero en diferentes localidades y regiones, se podrá dar una idea de la localidad que está en mejor estado de conservación.

5.1 Métodos

Para caracterizar de forma rápida las comunidades de aves de una localidad, el Grupo de exploración y Monitoreo Ambiental (GEMA) del IAvH, ha diseñado una propuesta metodológica que permite, en cinco días de trabajo intensivo en campo, obtener una buena aproximación sobre la composición de las especies. La información recopilada de esta manera sobre las comunidades de aves, tiene un gran valor al ser comparable con la de otras regiones o de la misma en distintos periodos de tiempo.

Uno de los aspectos más importante de esta propuesta metodológica es que deja do-

cumentadas todas las especies registradas con algún tipo de evidencia física (ejemplar, tejido, foto, video o sonido), de manera que su presencia puede ser constatada por diferentes personas y revalidada en diferentes periodos de tiempo.

La propuesta metodológica que se propone a continuación consta de cuatro actividades que aunque independientes son complementarias:

- A) Recopilación de información
- B) Registros visuales y auditivos
- C) Grabación de las vocalizaciones
- D) Captura con las redes de niebla

5.1.1 Recopilación de información

Como se mencionó en el Capítulo 2, antes de salir a campo se debe recopilar la mayor cantidad de información sobre la zona de estudio como características físicas (topografía, geología, régimen climático y ecosistemas), historia del lugar (pobladores, uso de la tierra, actividades económicas), trabajos de investigación biológica y listados de especies.

Como se señaló, también es importante visitar las colecciones ornitológicas lo que permite familiarizarse con las especies

para facilitar su determinación en el campo. Además, permite determinar qué especies están debidamente representadas en las colecciones y cuáles no, lo que ayuda a dirigir los esfuerzos de colecta en el campo. En el país existen diferentes colecciones ornitológicas como las del Instituto Humboldt, Instituto de Ciencias Naturales de la Universidad Nacional, Colegio La Salle, Universidad del Valle, Universidad del Cauca e Instituto Vallecaucano de Investigaciones Científicas (INCIVA), entre otras.

Otro tipo de colección ornitológica son los bancos de sonidos. En éstos se encuentran grabaciones de los cantos y llamados de especies de muchas regiones y países del mundo. Existen también en el mercado recopilaciones que comprenden la gran mayoría de las especies existen-

tes. El aprendizaje de las vocalizaciones aumenta la posibilidad de registrar las aves en el campo, entrenarse y autoevaluar el conocimiento sobre las mismas, y es una gran ayuda y apoyo para encontrar especies raras, amenazadas y/o poco conspicuas.

5.1.2 Detecciones visuales y auditivas

La observación de aves es uno de los métodos más aplicados para conocer la composición de las comunidades presentes en una determinada localidad. Este método es efectivo pues permite obtener listas de especies lo más completas y representativas posibles, es altamente eficiente ya que maximiza la información obtenida por unidad de tiempo y esfuerzo y además permite obtener datos sobre el comportamiento, ecología e historia natural de las especies.

Sin embargo, uno de los grandes inconvenientes para el registro de especies en algunos hábitats tropicales es que la vegetación dificulta la observación de las aves. Ventajosamente, la mayoría de ellas se comunican entre sí utilizando señales auditivas que pueden ser detectadas a grandes distancias. El conocimiento de las vocalizaciones de las especies de aves es la herramienta más eficiente mediante la cual puede ser inventariada la avifauna de una región.

En los inventarios realizados por el GEMA en la vertiente oriental de la cordillera Oriental y en el Parque Nacional Natural Chiribiquete en Colombia, más del 30% de las especies sólo fueron registradas por su vocalización. En la selva amazónica de Bolivia, en tan sólo siete días, se detectaron con muestreos sonoros el 85% de las especies presentes en la región, mientras que a un grupo de ornitólogos experimentados trabajando con redes de niebla les tomó 54 días para obtener resultados similares (Parker 1991).

Por esta razón en los muestreos del GEMA se realizan detecciones visuales y auditivas de las especies.

El equipo necesario para realizar detecciones visuales y auditivas de aves incluye:

- Binoculares
- Libreta de anotaciones
- Lápiz o rapidógrafo
- Guías de campo

Recomendaciones para escoger y usar unos binoculares

¿Cómo escogerlos?

Al escoger unos binoculares para observar aves es necesario tener en cuenta características como aumento, luminosidad, campo de visión y peso.

Características de los binoculares:

- El aumento está expresado por el primer número, y el segundo es el diámetro del lente exterior (por ejemplo, 7 x 25, 8 x 35, 10 x 40).

- El aumento más utilizado está entre 7 y 10 y el diámetro entre 35 y 40, pero entre mayor sea este valor más pesado y costoso será el binocular
- La relación entre el diámetro del lente y el aumento determina la luminosidad. En los muestreos del grupo ornitológico del GEMA se utilizan binoculares 10 x 40.

Es importante mencionar que la durabilidad de los binoculares no depende del precio sino del cuidado que se les dé.

¿Cómo cuidarlos?

- Los binoculares deben cargarse siempre colgados del cuello y no llevarlos en las manos. Un pequeño golpe, por insignificante que sea, puede desajustar la óptica y dañarlos irremediablemente
- Nunca toque los lentes con los dedos, esto hará que se engrasen y dificultará su limpieza
- Cuando esté en el campo, cargue una bolsa plástica, gruesa y limpia, para utilizarla en caso de lluvia. Procure evitar por cualquier medio que los binoculares se mojen. Si esto ocurre séquelos inmediatamente y colóquelos en un recipiente cerrado con sílica gel o arroz tostado. La humedad es uno de los grandes enemigos de la óptica.
- Cuando se siente a descansar y se quite los binoculares del cuello, no los coloque por ningún motivo sobre el suelo, busque una rama para colgar-

los o colóquelos sobre alguna camisa o bolsa plástica y a la vista.

- Para limpiar los binoculares se recomienda utilizar los equipos de limpieza que venden en los almacenes de fotografía que consisten en una pequeña brocha, papel de arroz y líquido limpiador. Nunca limpie la óptica con la camiseta, toalla, papel higiénico o cualquier tela que tenga a mano. El uso de éstos puede causar rayones que los dañarán y no habrá posibilidad de arreglarlos. Para limpiarlos correctamente, primero utilice la brocha y retire cuidadosamente las partículas de polvo de los lentes y luego con el papel de arroz límpielos con movimientos circulares. Si hay manchas de grasa, utilice el líquido, colocando unas gotas sobre el papel y no directamente sobre los lentes. Estos papelitos no se deben reciclar, cada papelito debe servir sólo para una limpieza.

Las detecciones visuales y auditivas de aves con fines científicos, como parte de los métodos para la realización de inventarios, requieren de una serie de parámetros básicos para que tengan un valor comparativo. Se debe conocer el esfuerzo realizado (tiempo y distancia

recorrida), ubicar el muestreo en el tiempo (fechas en que se llevaron a cabo las observaciones) y en el espacio (localidad y tipo de hábitat estudiado).

En los muestreos del GEMA, la detección de las aves se hace mientras se recorre un sendero preestablecido (Figura 5.1), de aproximadamente 5km, en cada tipo de paisaje o hábitat presente en el área de interés, a una velocidad constante (p.e. 1km. por hora). Los recorridos deben hacerse en absoluto silencio, por lo que se recomienda hacer las detecciones a lo sumo con dos observadores. Los muestreos deben hacerse en las horas de mayor actividad de las aves, es decir, en las primeras horas de la mañana y hacia el final de la tarde. Es importante estar en el sendero justo antes del amanecer (entre las 5:00 y 6:00) y realizar el muestreo hasta al menos las 10:30; y en la tarde desde las 16:00 y continuar hasta que comience a oscurecer (entre las 17:30-18:30).

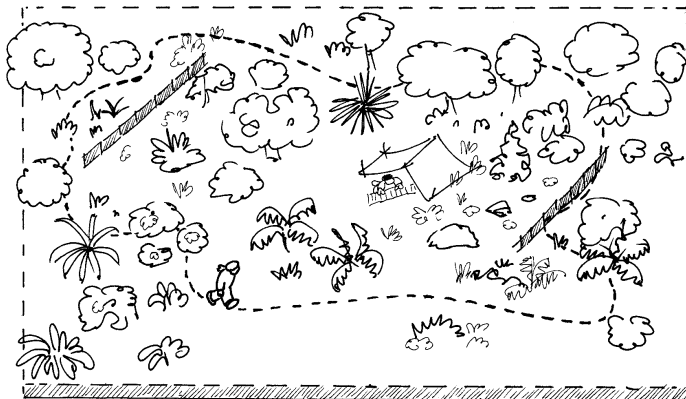


Figura 5.1 Esquema de los recorridos de observaciones y grabaciones de aves

Esta actividad debe repetirse por lo menos cinco días en cada tipo de paisaje o hábitat, aunque el número de repeticiones puede variar según el comportamiento del clima o la complejidad del área de estudio.

El esfuerzo de muestreo se mide en horas totales de detección (visual y auditiva) por distancia total recorrida. Para calcularlo, se debe registrar diariamente la distancia recorrida y la hora de inicio y hora final de detección. En caso de suspender el muestreo por lluvia u otro factor que lo afecte, es necesario anotar la hora de suspensión y reinicio de la actividad.

Cada detección debe tener cierta información asociada y para cada individuo se deben medir determinados atributos (ver cuadro siguiente “Atributos registrados en las observaciones”), algunos de los cuales pueden variar de acuerdo con los intereses personales y las preguntas que se hayan formulado en la investigación. Sin embargo, hay que tener en cuenta y registrar la información básica que constituye un registro biológico (ver capítulo 1). En el anexo 5.1 se sugiere un formato para la toma de datos de campo y algunos códigos utilizados.

Nota: Es muy importante que la información tomada en el campo sea escrita en lápiz o tinta china (rapidógrafo), pues de esta forma se garantiza que no se borre. Además, debe ser consignada en una libreta de campo o en formatos especiales para la toma de datos. Para facilitar el trabajo y maximizar el tiempo del observador, en campo se puede hacer uso de una grabadora de periodista. De cualquier manera, la información debe ser transcrita a papel.

Gran cantidad de valiosa información se ha perdido por no tener en cuenta estas recomendaciones.

Atributos registrados en las detecciones visuales y auditivas

Localidad: procedencia geográfica del registro, descrita hasta el mayor nivel de detalle posible. Contiene información de topónimos locales y regionales geográficamente relacionados, pertenecientes a la división político-administrativa (país, departamento, municipio, corregimiento, inspección de policía y vereda), a la orografía (cordillera, macizo, serranía, alto, loma, cerro, cuchilla) y a la hidrografía, así como aquellos pertenecientes a aspectos socioculturales (parque nacional natural, parque municipal, resguardo indígena, reserva forestal, reserva privada, entre otros).

Coordenadas: valor de la latitud y longitud del lugar del registro.

Altitud: rango altitudinal (altitud mínima y máxima) en el cual se encuentra ubicado el registro.

Fecha y hora: en la cual se registró el individuo. La fecha debe estar en formato DD/MM/AAAA y la hora en formato de 24 horas.

Número de campo: numeración consecutiva asignada a cada uno de los individuos registrados en cada muestreo.

Determinación taxonómica: del individuo registrado en lo posible hasta especie.

Sexo del individuo registrado: Se determina principalmente a partir de patrones de coloración del plumaje, aunque muchas especies no presentan dimorfismos sexuales de coloración. Este atributo puede tomar tres valores: a) macho; b) hembra; c) desconocido.

Hábitat: se refiere a tipos o clases “fisonómicas” de la vegetación, donde fue detectado un individuo. Puede tomar diferentes valores: a) bosque; b) varzea; c) morichal; d) matorrales; e) pastizal; f) sabana; g) manglar; h) páramo; i) igapo; j) mata de monte; k) bosque de galería; l) cultivos.

Estrato: estrato de la vegetación donde fue detectado el individuo. Puede ser: a) aéreo; b) dosel; c) subdosel; d) medio; e) sotobosque; f) herbáceo-suelo; g) árboles emergentes.

Ubicación del individuo respecto al bosque: a) claro; b) borde de bosque; c) interior de bosque.

Sustrato: hábito vegetativo, parte o forma de crecimiento de una planta donde se detecta el individuo. Puede ser: a) arbusto; b) árbol; c) epífitas; d) enredadera; e) liana; f) palma, g) borde de bosque.

- **Estructura social:** forma de asociación del individuo detectado con otros individuos. Puede tomar diferentes valores: a) solitario cuando un individuo no está asociado a ningún otro; b) pareja: macho y hembra de la misma especie que andan juntos; c) grupo coespecífico: asociación de individuos de una misma especie que pueden o no estar emparentados, cuyo número supera a los individuos de una nidada de dicha especie y que se desplazan y explotan recursos alimenticios juntos; d) grupo mixto: asociación de individuos de diferentes especies que se desplazan y explotan recursos alimenticios al mismo tiempo; e) grupo familiar: asociación conformada por individuos emparentados, cuyo número supera a la pareja, y puede tomar diferentes valores de acuerdo con el número de parientes que componen una unidad familiar para una especie dada; f) bandada: grupo coespecífico que se presenta en grandes números por lo general difícilmente contables; g) colonial: conglomeración de individuos generalmente de una misma especie que se encuentran en un instante dado y se mantienen en un lugar definido prolongados periodos de tiempo, por lo general asociados a periodos reproductivos.
- **Tipo de registro:** forma de detección del individuo. Puede ser: a) visual; b) auditiva; c) visual y auditiva.
- **Actividad reproductiva:** se relaciona con el comportamiento reproductivo del individuo registrado, puede ser: a) construcción de nido; b) cuidado parental en el nido; c) alimentación de polluelos; d) volantones con sus padres; e) asamblea de cortejo (lek): reunión de individuos pertenecientes a una misma especie y sexo, que se agrupan en un instante dado, con el objetivo de atraer individuos del sexo opuesto con fines reproductivos.
- **Alimento:** tipo de alimento que consume el

individuo observado. Puede tener los siguientes valores: a) semillas; b) frutas; c) insectos pequeños; d) insectos grandes; e) vertebrados pequeños; f) vertebrados grandes; g) carroña, h) néctar.

- **Maniobra de forrajeo:** movimiento utilizado para alimentarse, puede tomar diferentes valores: a) colgado: colgarse boca abajo con las patas agarradas por debajo de la percha; b) vuelo sostenido: recoger alimento manteniéndose estático en un sitio con las alas en movimiento; c) persecución: perseguir la presa mediante un vuelo continuo; d) remoción de hojas: remover hojas con el pico para buscar alimento; e) picoteo: recoger el alimento mediante picoteos; f) introducir pico: introducir el pico en el sustrato extendiendo el cuello; g) abrir sustrato: abrir o desgarrar el sustrato con el pico para buscar alimento; h) agacharse: extensión completa del cuerpo, cuello y patas hacia abajo manteniendo la posición sobre la percha; i) estirarse: extensión completa del cuerpo, cuello y patas hacia los lados manteniendo la posición sobre la percha; j) empinarse: extensión completa del cuerpo, cuello y patas hacia arriba manteniendo la posición sobre la percha; k) brincar a los lados: brincar sin mover las alas hacia los lados de una percha para obtener alimento; l) brincar arriba: brincar hacia arriba sobre una percha para obtener alimento; m) salida aérea: volar desde una percha para tomar alimento en el aire; n) salida a recoger: volar desde una percha para tomar frutos al vuelo; o) salida a sustrato: volar desde una percha para tomar alimento sobre un sustrato; p) descender: volar desde una percha hacia el suelo para capturar una presa.
- **Sustrato de alimentación:** se refiere al lugar de donde toma el alimento el individuo detectado. Puede tomar diferentes valores: a) suelo; b) follaje; c) tronco y ramas grandes; d) ramas medianas y pequeñas; e) aire; f) agua.
- **Comentarios:** cualquier otra información que considere pertinente e interesante.

Cómo identificar un ave

Cada ave registrada debe ser descrita con el mayor detalle posible para lograr identificarla. Es importante recoger informa-

ción sobre tamaño, forma, postura, coloración, canto y comportamiento. Para describir la coloración y patrones de un ave

es importante tener en cuenta sus partes como se ilustra en la Figura 5.2. Al observar un ave es conveniente hacer una descripción muy detallada de la misma, por ejemplo:

Ave grande de más o menos 20 cm de largo, apariencia compacta pero sobresale la cola, de pico negro fuerte y corto, ojos oscuros; cabeza, pecho y toda la espalda negros, con un parche rojo en el oído (auriculares), barriga roja, hombros (escapulares) y rabadilla azules.

Un individuo solitario observado en borde de bosque sobre un arbusto aislado de 3 m. Se alimentó de 5 frutos morados pequeños (*Miconia* sp). Canto más de tres veces y suena como el arranque de un carro viejo, que no quiere encender. Bosque altoandino en el Santuario de Flora y Fauna de Iguaque, 2.700 m de altitud, agosto 24, 1999, 6:45 am.

La detección visual y auditiva es una actividad altamente eficiente, sin embargo, los registros carecen de evidencia física, lo que dificulta comprobar las determinaciones y hacer comparaciones a través del tiempo. Las anotaciones que se ha-



Figura 5.2 Partes de un ave (modificado de Gooders y Weidensaul 1990)

cen en campo, son muy importantes, sin embargo, son sólo notas en papel sobre las interpretaciones y experiencias de una persona. Para aportar evidencia física de los registros es necesario utilizar otros métodos complementarios. En los muestreos del GEMA se realizan grabaciones de las vocalizaciones y capturas con las redes de niebla.

5.1.3 Grabación de vocalizaciones

Cuando se realizan adecuadamente grabaciones de los cantos y llamados, las determinaciones y sus interpretaciones se pueden corroborar a través del tiempo. Estas grabaciones sirven como caracte-

res sistemáticos con aplicaciones en varias disciplinas como la bioacústica, biogeografía, sistemática y ecología entre otros, además constituyen una evidencia física de los registros.

Realización de grabaciones

Las grabaciones y las observaciones se efectúan de forma simultánea. Al detectar la vocalización de una especie, ésta se debe grabar teniendo en cuenta que la intensidad del sonido debe ser al menos dos veces más fuerte que el sonido de fondo. La manera más adecuada de incrementar la intensidad del sonido al grabar, es acercándose lentamente al ave y regular el volumen de grabación a la intensidad requerida, lo suficientemente alto para no generar una distorsión.

G.F. Budney y R.W. Grotke publicaron en el 2000 un excelente artículo sobre “Técnicas para la grabación de las vocalizaciones de aves tropicales”. Este trabajo presenta la información técnica necesaria para dominar la operación de un sistema de grabación en el campo, y preparar a la persona encargada de la grabación para enfrentar las situaciones de un ambiente tropical. La publicación está disponible en la Internet en http://birds.cornell.edu/Ins/recordingnature_techesp.html

Nota: Todas las grabaciones que realice son valiosas, aunque no sean de buena calidad. Muchas veces el único registro que se tiene de determinada especie proviene de una grabación de no muy buena calidad.

Recomendaciones para un listado adecuado de especies utilizando grabaciones

- Estar en el lugar de muestreo muy temprano en la mañana, al menos 30 minutos antes del amanecer. Muchas especies de tinamúes (Tinamidae), pájaros bobos (Bucconidae), falsos carpinteros o trepatroncos (Dendrocolaptidae) y atrapamoscas (Tyrannidae), vocalizan de una a tres veces durante los primeros cinco minutos del amanecer y raramente lo hacen después de este momento. Las especies nocturnas como los búhos, por lo general vocalizan al amanecer y al atardecer o durante las noches de luz de luna.
- Seleccione un lugar diferente cada mañana para grabar, al menos a 250 m del anterior y deje grabando hasta que amanezca. Apunte el micrófono en dirección a donde provienen los sonidos más fuertes, trate de grabar en todas las direcciones desde el suelo hasta el dosel. Procure tener grabaciones en todos los tipos de hábitats que usted considere diferentes.
- Busque lugares en donde se estén formando grupos mixtos de aves (en el dosel o sotobosque), en las primeras horas del día y deje grabando por lo menos 15 minutos. Tente de grabar también de 10 a 15 minutos, cualquier grupo que escuche durante las observaciones, independientemente de la hora del día. Casi todos los miembros en el grupo mixto tienden a vocalizar durante el día y en especial durante las mañanas. De esta forma, puede detectar especies difíciles de observar.
- Procure obtener varias grabaciones de la misma especie y de diferentes individuos. Las grabaciones de las especies comunes también son importantes. Tente de grabar todas las diferentes vocalizaciones que emite una especie e intente discernir la función de cada una. Grabe tanto las vocalizaciones como los intervalos entre las mismas para documentar la secuencia y duración de éstos.
- Dé prioridad de grabación a las especies que no conoce o son poco comunes, por lo general estos registros son muy interesantes y pueden generar las primeras vocalizaciones conocidas para estas especies.
- Procure buscar sonidos desconocidos y trate de grabarlos acercándose lentamente. Procure también grabar los sonidos que emiten los mamíferos, pues una buena recopilación de vocalizaciones de mamíferos es sumamente difícil de conseguir.

El equipo necesario para realizar grabaciones es el mismo que el de las observaciones, más los siguientes elementos: grabadora, micrófono y cables, pantallas contraviento, casetes y soporte para micrófono.

Cualquier combinación de grabadora y micrófono puede ser útil. La selección de estos depende en gran medida del presupuesto disponible y la utilidad que se la dará. Sin embargo, las grabadoras adecuadas para este oficio deben tener un

controlador y medidor del volumen de grabación. A continuación se presentan una serie de equipos que recomendamos para hacer grabaciones en campo y que se han utilizado en el Instituto Humboldt.

- Grabadora (Marantz® modelos PMD-201, PMD-221, PMD-222 y PMD-430 o Sony® TCM5000EV)
- Micrófono (Sennheiser® modelos ME-66 y ME-67, MKH-70)
- Casetes análogos (TDK® Profesional 60 min o Quentegy® AVX 60 min)

- Fuente de poder (Power Supply) para los micrófonos (K-6, MZA-14)
- Soporte para micrófono (Sennheiser® MZS-17) o Audio Técnica AT 8415
- Pantalla contra el viento (Sennheiser® MZW-70, MZW-67), dependiendo del micrófono utilizado

Después de cada grabación, registre con su voz toda la información referente a la vocalización. La información que debe ir asociada a cada grabación es la misma que para las detecciones visuales y auditivas añadiendo algunos atributos que se presentan en el recuadro “Atributos registrados para las grabaciones”.

Atributos registrados para las grabaciones

Número de campo: número consecutivo asignado a cada uno de los individuos grabados en cada uno de los muestreos

Determinación taxonómica del individuo grabado en lo posible hasta especie

Tipo de grabación: hace referencia a la naturaleza de la vocalización emitida por el ave. Puede ser a) natural: evento espontáneo sin influencia del observador; b) respuesta a “play-back”: vocalización inducida por la emisión de una vocalización (ver detalles abajo).

Confidencia: certeza en la determinación de la vocalización. Se expresa en porcentajes entre 0-100%, donde:

- 100%: certeza total en la determinación, se obtiene cuando se observa al ave vocalizar.
- 99%: cuando se reconoce la vocalización de la especie por experiencia (no por una observación directa) y se compara con grabaciones de referencia en guías sonoras o banco de sonidos
- 98%: cuando se reconoce la especie por experiencia, sin ser comparada con grabaciones de referencia

95%: cuando la determinación llega por

- experiencia a nivel de género y posteriormente se debe comparar con vocalizaciones de especies del mismo género para llegar a la identificación a especie
- 90%: cuando la determinación llega por experiencia a nivel de familia y posteriormente se debe comparar con vocalizaciones de géneros y especies de la familia para llegar a identificarla
- 50%: cuando no se tiene determinación de la vocalización pero se intuye de quien puede ser.
- 0%: sonido no identificado

Onomatopeya: descripción verbal de una vocalización no identificada. Permite ubicar vocalizaciones semejantes y realizar comparaciones

Regrabación de individuos: indica cuando hay varias grabaciones del mismo individuo, es decir si éste ha sido grabado más de una vez. Se debe anunciar verbalmente en la cinta

- **Comentarios** acerca de la grabación o el individuo grabado

El uso de las grabaciones para observar especies: retroemisión o “play-back”

Un gran número de especies responde activamente a los cantos de su misma especie. Cuando en el campo se realiza la grabación de una especie desconocida, ésta puede ser observada, reproduciendo la grabación a un volumen moderado; esto generalmente hará que el ave se acerque atraída por su propio canto y quede a la vista. Este procedimiento permite detectar un gran número de especies que rara-

mente se ven. La intensidad de respuesta de las aves a esta situación, depende de la especie y de la época del año en que se realice. Por ejemplo, algunos pájaros hormigueros (Formicariidae) y los cucaracheros (Troglodytidae) responden después de muy pocos cantos, mientras otros, como los tapaculos (Rhinocryptidae) tardan mucho más tiempo en responder; incluso algunas especies tan pronto es-

cuchan su vocalización, se alejan. En época reproductiva algunas especies vocalizan con mayor frecuencia.

En muchas especies las vocalizaciones de respuesta a la grabación natural pueden

variar significativamente en tono, intensidad e incluso en contenido. Al grabar éstas, es necesario consignar en el casete qué vocalizaciones son respuesta y hay que anunciar que la vocalización grabada es el producto de dicho estímulo.

*** Precaución:** Este procedimiento es muy útil para identificar algunas especies, pero hay que aplicarlo con moderación, pues en exceso produce en el ave un gasto de energía innecesario y puede perturbar o incluso interrumpir las actividades y los patrones naturales de su conducta al generar tensiones (estrés) no justificables. Se desconoce el efecto de estos disturbios en la dinámica poblacional.

Recomendaciones para obtener grabaciones de buena calidad

- Mantenga el equipo limpio, seco y con baterías nuevas.
 - Utilice casetes de buena calidad. Trate en lo posible de comprar los mejores casetes que encuentre. Recuerde que en ellos se está grabando información muy importante y que deben durar muchos años.
 - Tenga en cuenta el tipo de casete que utiliza la grabadora. No todos los casetes son aptos para todas las grabadoras.
 - Antes de salir al campo, revise que la grabadora esté funcionando adecuadamente.
 - Después de cada día de trabajo, revise las grabaciones críticamente para buscar la manera de mejorarlas.
 - Documente verbalmente cada grabación, no dude en hablar en exceso, en ocasiones información elemental queda excluida del registro por ser breve.
 - Haga varias grabaciones de cada individuo, primero teniendo en mente grabar su vocalización sin importar demasiado la calidad. Luego vaya acercándose paulatinamente hasta lograr una buena grabación. Entre más cerca esté del ave, mejores son los resultados.
 - Trate de generar el menor ruido externo posible. Por ejemplo, en vez de sostener el micrófono en la mano trate de utilizar un soporte para el mismo. Esto puede ser un bastón de soporte, con una horqueta en la punta, en la cual se coloca el micrófono. Así mismo, es recomendable que el cable que une al micrófono con la grabadora sea lo suficientemente largo para alcanzar a apoyarse sobre el suelo, de ésta forma se reduce el ruido que la persona genera con el movimiento del cuerpo. Igualmente, sea consciente del ruido que usted realiza, la fricción de la ropa sintética, el movimiento de los pies y del cuerpo pueden llegar a estropear grabaciones formidables. Trate en lo posible de utilizar ropa de algodón, saque de los bolsillos las monedas, llaves o envueltos de papel celofán (dulces o cigarrillos).
 - Tenga en cuenta que aunque la calidad del equipo de grabación es importante, la técnica es aún más. Un sistema de grabación con los mínimos requerimientos y especificaciones, en manos de una persona competente, resulta en óptimas grabaciones; mientras que un excelente equipo operado con técnicas inadecuadas, puede producir grabaciones de muy mala calidad.
-

Archivos o colecciones de sonidos

Las grabaciones realizadas en el campo son documentos muy importantes, que le permitirán hacer estudios comparativos a futuro sobre la variación en la composición de las comunidades de aves en una localidad estudiada. Estas grabaciones con el tiempo serán documentos históricos, por esta razón, deben ser guardadas o archivadas en bancos de sonidos

que garanticen su preservación por muchos años.

Las colecciones de sonidos también permiten en períodos muy cortos de tiempo entrenar a investigadores sobre las especies de una región. De esta forma, las colecciones sonoras son una excelente herramienta pedagógica. En el Anexo 5.2

se presenta un listado de los principales archivos sonoros del mundo.

Las grabaciones recopiladas durante los muestreos del GEMA son depositadas en

el Banco de Sonidos Animales (BSA) del Instituto Alexander von Humboldt. Allí las grabaciones son digitalizadas, catalogadas, identificadas y archivadas en formato digital.

Nota: con seguridad muchas de las grabaciones realizadas en campo puede quedar sin determinar por algún tiempo. Para facilitar su identificación, en el banco de sonidos se pueden comparar con recopilaciones comerciales existentes para casi todas las familias del neotrópico. Un listado de las guías sonoras publicadas que incluyen especies colombianas se presenta en el Anexo 5.2.

Algunas recomendaciones para guardar las grabaciones de campo

- Al principio de cada casete, describa la localidad y fecha de las grabaciones, y marque adecuadamente con la misma información la caja y el casete.
- Cuando termine de grabar todo el casete, rompa las pestañas de grabación, esto le evitará grabar sobre material importante.
- Evite usar el mismo casete en dos localidades diferentes.
- Cuando guarde sus casetes siempre debe dejarlos al inicio de alguno de los lados y depositarlos en un lugar fresco, seco y lejos de cualquier fuente de magnetismo como son los parlantes o un altavoz.
- Enumere sus casetes de forma consecutiva y haga una descripción de la localización de cada canto en la cinta. Es recomendable al final de cada salida, ubicar en una libreta o en una base de datos los segmentos de grabación en donde están las especies de interés. Si pasa mucho tiempo en hacerlo, se le dificultará recordarlo y podría cometer errores.

Todos los ejemplares bioacústicos del BSA son copias exactas de las cintas originales. Las grabaciones no sufren ningún tipo de alteración en su contenido espectral, con el fin de conservar toda la información auditiva original grabada en el campo. Sólo en procesos de producción de guías sonoras, se realizan procesos de edición y/o restauración, para remover ruidos de fondo y

mejorar la calidad de la grabación. Los procedimientos técnicos utilizados en el BSA se explican con mayor detalle en el Anexo 5.2.

Cuando una grabación es depositada en el banco de sonidos se deben proporcionar sus atributos, tal como se describen en el cuadro “Atributos registrados para ejemplares del banco de sonidos”.

Atributos registrados para ejemplares del banco de sonidos

Número del casete: número consecutivo asignado a cada casete por salida de campo o expedición.

Lado: lado del casete (A o B) donde se encuentra la vocalización

Tiempo: según el contador de la grabadora, número en que se encuentra la vocalización de interés.

Número de catalogo: acrónimo y número asignado a cada región de audio para ingresar a una colección de sonidos.

Numero de disco (o CD): número consecutivo asignado a cada disco compacto que contiene ejemplares catalogados en el banco de sonidos.

Las vocalizaciones no identificadas (sin determinación taxonómica) también deben quedar documentadas.

Corte o “track”: región de audio determinada en un disco compacto donde se encuentra una vocalización catalogada.

5.1.4 Redes de niebla

Para capturar las aves y estudiarlas en detalle se utilizan redes de niebla, las cuales son elaboradas con fibras muy delgadas y resistentes (nylon, poliéster o algodón). Por la finura de los hilos y su color (negras, grises y habanas, entre otros) estas redes pasan casi desapercibidas en el hábitat, por lo que logran atrapar con mucho éxito las aves que quedan enredadas al vuelo.

El equipo necesario para trabajar con aves y redes de niebla es:

- Redes de 6 a 12 m de longitud por

2 m de altura y 30 ó 32 mm de ojo de malla

- Varillas de aluminio o palos para extender las redes
- Bolsas de tela para transportar las aves
- Equipo de medición: calibrador o vernier (pie de rey), regla metálica y dinamómetros (pesolas) de diferente gramaje (10, 50, 100 y 500g)
- Guías de campo para la identificación de las aves
- Cuerda o pita

Ventajas y desventajas de la utilización de redes de niebla

Ventajas

La mayor ventaja es poder tener las aves en la mano, lo que permite:

- a) identificarlas con facilidad;
- b) medirlas y registrar información morfológica, ecológica, fisiológica, poblacional y genética, entre otras;
- c) liberarlas sin ningún daño;
- d) obtener evidencia física de los registros (ejemplares, fotografías, tejidos, muestras de sangre, entre otras), en caso de decidir colectarla.

Otra ventaja del trabajo con redes es que se pueden detectar algunas especies difíciles de registrar con otros métodos.

Desventajas

La principal desventaja que presentan las redes de niebla es que sólo capturan las aves que se estrellan en su área de intercepción, es decir, entre el suelo y los dos metros de altura; en consecuencia, se obtiene una lista parcial de las especies de un determinado hábitat o localidad, pues no se capturan las aves de hábitos de vuelo a mayores alturas. Aunque existen métodos para colocar las redes a otras alturas y estratos de vegetación, éstos han demostrado ser engorrosos y poco eficientes.

Utilización de redes de niebla

Los muestreos realizados con redes de niebla por los ornitólogos del GEMA, consisten en la instalación de 200 a 400 metros de redes dentro del hábitat, tipo de bosque de interés, o unidad de paisaje, a lo que se denomina una estación (Figura 5.3). Las redes se mantienen

abiertas por dos días consecutivos en cada estación; pasado este tiempo se colocan en un nuevo lugar, ya que la tasa de capturas disminuye. De acuerdo con la heterogeneidad interna de la unidad de paisaje, se realizan dos o tres estaciones de muestreo.

Recomendación: Es necesario que las redes se manejen con mucha responsabilidad para no causar ningún daño. Por lo tanto, el trabajo con éstas requiere de cierta experiencia y uso y manejo cuidadosos, pues pueden llegar a ser una trampa mortal para las aves

Las redes se abren desde el amanecer (5:30-6:00) y se mantienen abiertas hasta las 10:30-11:00 de la mañana, cuando la actividad de las aves disminuye.

En algunas ocasiones, cuando el muestreo se ve interrumpido por lluvia o en el caso en que no es posible, por las condiciones del terreno, colocar la totalidad de metros de redes, éstas se pueden volver a abrir en la tarde hacia las 15:30 y se cierran entre las 18:00 y las 18:30. Si se cuenta con personal suficiente para la revisión constante de las redes, éstas se pueden mantener abiertas durante las 12 horas de luz.

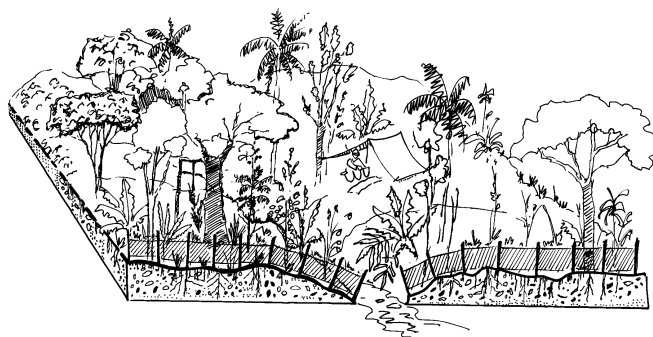


Figura 5.3 Ubicación de una estación de redes de niebla dentro del bosque

Procedimiento para colocar las redes de niebla

- Es necesario realizar un reconocimiento del terreno o zona de muestreo con el objetivo de encontrar un sitio adecuado para la ubicación de las redes. Las redes se deben ubicar en puntos estratégicos para el paso de las aves, como por ejemplo los filos de las montañas, donde se aumenta la posibilidad de capturar aves de dosel del bosque, o de hábitos aéreos.
- El terreno donde se van a colocar y abrir las redes debe ser poco pendiente, preferiblemente plano. La instalación de las redes se puede hacer individualmente, aunque es mucho más eficiente entre dos personas. Cuando se trabaja en dúo, una persona agarra uno de los extremos de la red por los ojales y comienza a alejarse y halar la red mientras la otra sostiene el otro extremo y la red misma, soltándola poco a poco.
- Una vez estirada la red, cada persona debe ordenar los ojales (Figura 5.4) de acuerdo con su secuencia en los tensores laterales y verificar que en ambos extremos el primer ojal de la secuencia sea el mismo, lo que permite abrir la red sobre las varillas o palos sin que existan torsiones en los tensores longitudinales (o guías).

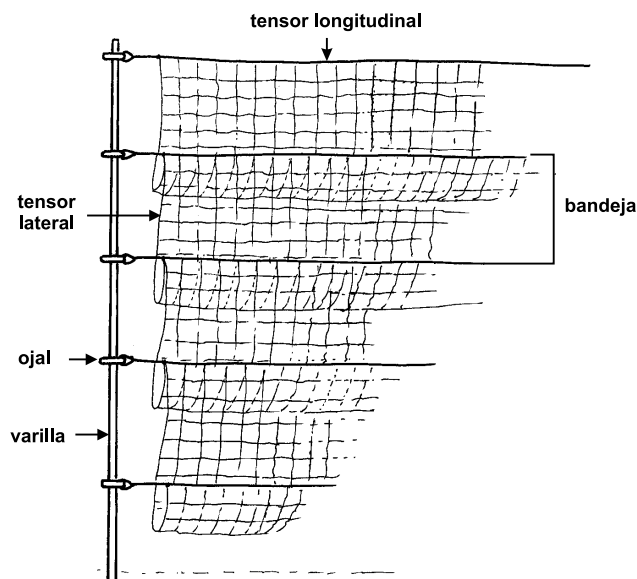


Figura 5.4 Partes de una red de niebla

- Las varillas o palos sobre los cuales se va a abrir y templar la red deben clavarse perpendicularmente al terreno. Deben estar firmes y no deben quedar doblados, para esto se puede utilizar pita o cuerda con el objeto de hacer tensión hacia fuera que ayude a sostener las varillas o palos en su sitio y templar la red.

El esfuerzo de muestreo se mide en horas-red, donde 1 hora-red equivale a una red de 12 x 2 metros abierta durante una hora. Para calcular el esfuerzo de muestreo se debe anotar el número total de metros de redes y el número total de horas durante las cuales permanecieron abiertas; este último se calcula teniendo en cuenta la hora de apertura de las redes (hora en la cual se abre la última red) y la hora de cierre de las mismas (momento en que se cierra la primera red).

Esfuerzo de muestreo (horas-red) = Total metros redes / 12 metros X Total horas).

La revisión de las redes debe hacerse constantemente, por lo general cada hora y nunca dejarlas abandonadas. El tiempo

entre revisiones depende de factores climáticos, así como del número de redes y habilidad en su manejo. Por ejemplo, en condiciones extremas de calor deben revisarse con más frecuencia; y si llueve fuerte y por períodos prolongados de tiempo, pueden incluso cerrarse unas horas. Una vez las aves capturadas son desenredadas de la red, se guardan en bolsas de tela para transportarlas posteriormente al lugar donde puedan ser manipuladas con facilidad. Allí se toman una serie de medidas (ver cuadro "Atributos registrados para las aves capturadas"), después de lo cual son liberadas. En el Anexo 5.3 se sugiere un formato para la toma de los datos en campo, así como los códigos utilizados para cada uno de los atributos.

Atributos registrados para las aves capturadas

Para cada ave capturada se deben registrar los siguientes atributos:

Localidad: ver atributos registrados en las observaciones.

• **Coordenadas:** ver atributos registrados en las observaciones.

Altitud: ver atributos registrados en las observaciones.

Fecha: ver atributos registrados en las observaciones.

Número de captura: numeración consecutiva asignada a cada uno de los individuos capturados en redes en cada muestreo.

Determinación taxonómica: del ejemplar capturado, en lo posible hasta especie.

Peso: medida de la masa corporal en gramos, tomada para cada ejemplar por medio de un dinamómetro o una balanza.

Sexo del espécimen. Se determina a partir de patrones de coloración del plumaje aunque muchas especies no presentan dimorfismos sexuales de coloración. Para determinar con certeza el sexo de un ejemplar es necesario mirar las gónadas lo que se hace al preparar una piel de estudio (ver más adelante). También se pueden utilizar técnicas más avanzadas como la laparotomía. Puede ser a) macho; b) hembra; c) desconocido.

Edad: estado de desarrollo del ejemplar capturado, determinado principalmente a partir de la coloración y estado del plumaje y otras características morfológicas observables como la coloración de partes suaves. Este atributo puede tomar tres valores: a) adulto: plumaje típico de la especie cuando el individuo está totalmente desarrollado; b) juvenil (plumaje que dependiendo de la especie puede presentar manchas, ser menos brillante, desarrollar plumas puntiagudas en la cola o diferencias en la coloración de las partes suaves con respecto al adulto; y c) polluelo: presencia de plumón en vez de plumas.

Estado reproductivo: del ejemplar determinado a partir de la presencia o ausencia del parche de incubación. Este atributo puede tomar tres valores: a) parche de incubación presente: se evidencia por la ausencia de plumas en el abdomen e incluso en la parte central del pecho, justo en la quilla y sus alrededores. En muchas ocasiones, también se observa un aumento de tamaño de las venas de la región abdominal y un engrosamiento de la piel, el vientre puede presentar también una bolsa llena de líquido fluido; b) parche de incubación aparente: se presentan sólo algunas de estas características o la piel en el abdomen se encuentra arrugada y retraída; y c) parche de incubación ausente: cuando la piel del abdomen y el vientre no muestran ninguna de estas características.



A



B



C

Cantidad de grasa en la fúrcula y flancos:

medida relativa de la abundancia de grasa subcutánea a nivel de la fúrcula y los flancos del ejemplar. Este atributo puede tomar valores de abundancia entre 0 y 5. Se dice que la grasa es 0 cuando no está presente; 1, cuando hay grasa visible solamente en la base de unión de las fúrculas; 2, cuando además presenta líneas delgadas de grasa a lo largo de ambas fúrculas; 3, se presentan también trazas de grasa en la parte media sin ser abultada; 4, cuando la grasa cubre totalmente el área entre las fúrculas y está abultada y 5, cuando además presenta grasa a nivel de los flancos.

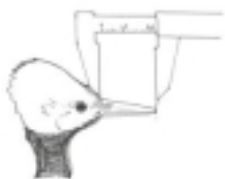
Estado del plumaje: medida subjetiva acerca del desgaste del plumaje. Puede tomar tres valores: a) fresco: plumaje brillante y sin muescas, ni partes en mal estado; b) gastado: plumaje que se observa opaco, incluso con coloración dispareja y plumas con bordes desgastados o muescas; c) regular: categoría intermedia entre las dos anteriores, a medida que el plumaje se desgasta y comienza a perder brillo y

opacarse debido a la abrasión con el medio y/o acción de bacterias y ectoparásitos.

Muda del plumaje: se considera que existe muda cuando se están desarrollando nuevas plumas y por lo tanto es observable la presencia de cañones o remanentes de cubierta quitinosa que envaina la pluma mientras aún se extiende completamente. Este atributo puede tener diferentes valores de acuerdo con su presencia y ubicación: a) ausente: cuando no se observa muda en ninguna pluma; b) cuerpo: cuando se presenta muda en cualquier parte diferente de alas y cola; c) alas: es necesario que la muda sea pareada, es decir que tanto las plumas del ala izquierda como las de la derecha la presenten; d) cola: al igual que en las alas es necesario que sea pareada, es decir, que se presente en las plumas del lado derecho e izquierdo de la cola. e) accidental: cuando se presenta solo una pluma en muda en alas y/o cola sin que sea pareada, esta se considera accidental y debe anotarse en qué parte se presentó.

Medidas morfométricas:

Longitud del pico o culmen total se mide desde el comienzo de la parte córnea del pico en la parte frontal del cráneo, en línea recta hasta su punta.

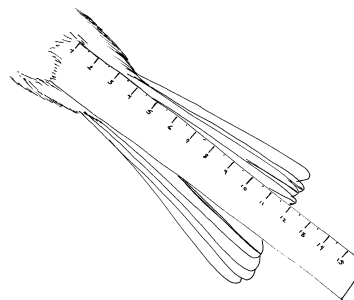


Anchura del pico o rictus ("gape") se mide la distancia entre las comisuras de la boca o pico (es medir la "sonrisa" del ave).



Altura del pico se mide desde la parte inferior de la mandíbula hasta la parte superior de la maxila a nivel de las narinas.

Longitud de la cola: se mide desde el nacimiento de las 2 plumas centrales de la cola, justo debajo de la glándula uropigial, hasta la punta de la pluma rectriz más larga con la cola cerrada.



Longitud del tarso se mide desde la parte inferior al comienzo del tarso, antes de la saliente ósea parecida al tobillo, hasta la parte frontal de la última escama completa que da la vuelta al tarso, justo antes del comienzo de la mano y dedos.

Longitud del ala se mide desde la “muñeca” (es decir, donde nacen las plumas primarias y se detecta una pequeña saliente) hasta la punta de la pluma primaria más larga con el ala cerrada.



Para todas las medidas morfométricas se utiliza un calibrador, sin embargo, para las dos últimas es más cómodo utilizar una regla. Se debe medir lo más exacto y preciso posible, incluso hasta décimas de milímetro.

Hábitat donde fue capturado. Ver “Atributos registrados en las observaciones”.

Recaptura: indica si un individuo ha sido capturado más de una vez. Hay varias formas de marcaje para evidenciar si un individuo ha sido capturado y liberado. Por ejemplo, se pueden colocar anillos metáli-

cos o plásticos, marcar con pinturas especiales o cortar un pequeño borde de una de las rectrices.

Comentarios: campo para registrar cualquier comportamiento o característica especial del individuo.

Como ya se mencionó es importante dejar evidencia física de los registros. Por esta razón se realizan colectas de algunos individuos los cuales son preparados como especímenes de museo (Anexo 5.4). Para estos se debe registrar también (además de los atributos registrados para aves capturadas), ciertas características o atributos, consignados en el recuadro “Atributos registrados para ejemplares colectados”. En el Anexo 5.5 se sugiere un formato para la toma de los datos, así como los códigos utilizados para cada uno de los atributos.

Todos los ejemplares colectados deben ser etiquetados en campo. Se les elabora y pone en la pata izquierda una etiqueta en la que queda registrada toda la información (Figura 5.5). Esta etiqueta (la de campo) puede ser provisional mientras se coloca una definitiva al ser depositados en una colección debidamente reglamentada, donde se asegure su cuidado a largo plazo y puedan ser consultados.

Atributos registrados para ejemplares colectados

Coloración de las partes blandas o suaves: color del iris; del pico si es necesario tanto de la maxila como de la mandíbula y comisuras); de las patas (si es necesario de los tarsos, dedos y palmas) y color de las áreas desnudas (como alrededor de ojos, crestas

de piel como en los gallos, guargüeros).

Peso: ver atributos registrados para las aves capturadas.

Sexo: se determina examinando las gónadas (testis u ovarios) del ejemplar. Puede ser a) macho; b) hembra; c) indeterminado, cuan-

do aún después de examinar las gónadas no se identifica con certeza el sexo.

Tamaño de las gónadas (largo y ancho): generalmente se mide el tamaño de la gónada izquierda pues es la más desarrollada. En el caso de los ejemplares hembra y de estar presentes, se debe medir (largo y ancho) del (los) folículo(s) más desarrollado(s), así como el diámetro de huevos en formación.

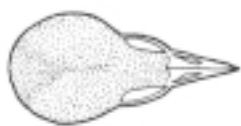
Coloración de las gónadas: descripción de los colores que presentan las gónadas.

Contenido estomacal: descripción del contenido hallado en el buche, esófago y estómago (proventrículo y molleja) del ejemplar. Se debe anotar también cuando esté vacío. En el Anexo 5.6 se encuentra una guía para realizar estudios más detallados de los contenidos estomacales.

Cantidad de grasa subcutánea: nivel de grasa subcutánea presente en cada ejemplar colectado. Puede tomar diferentes valores: a) sin grasa: ausente o tan poca que

solo habría trazas de esta adheridas a la piel que esta sobre la quilla; b) poca: trazas de grasa adheridas a la piel que está sobre la quilla y la línea media de pterilios (corredor donde nacen las plumas) de la espalda; c) abundante: grasa visible en casi todas las zonas de corredores de pterilios y trazas en otras partes del cuerpo; y d) muy abundante: grasa visible, abundante y fácilmente removible, incluso puede escurrir de la piel y ésta puede quedar pegachenta.

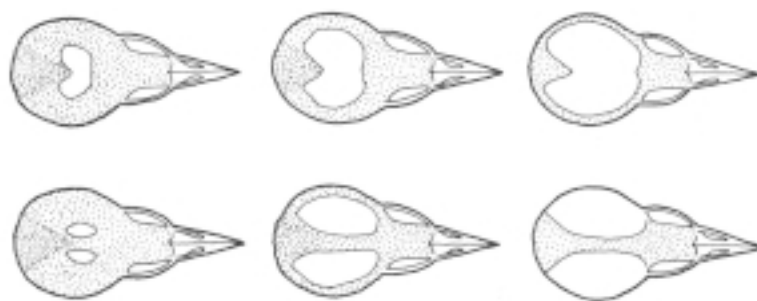
Estado de osificación del cráneo: descripción del proceso de neumatización o proceso por el cual se forma una segunda capa de hueso, separada ligeramente por espacios o aire de la primera capa, junto con el desarrollo de pequeñas columnas de hueso entre ambas capas. Esta medida se puede presentar en porcentajes relativos de osificación (entre 0% y 100%) o puede tomar los siguientes valores:



a) osificado: cuando la segunda capa se ha formado en la totalidad del cráneo



b) no osificado: si no se ha formado



c) semiosificado si sólo se ha formado en algunas partes

Muestra de tejidos: se debe indicar si se tomaron muestras de tejidos para la extracción de ADN y de qué órganos fueron tomadas. Por lo general, se toman muestras de músculo, hígado y/o corazón. Además, es necesario anotar el medio en el cual fue colectado el tejido que puede ser un buffer especial o alcohol al 96%. En el Anexo 5.7 se proporcionan las instrucciones básicas para la toma y transporte de las muestras de tejidos.

Número de colector: número asignado por el colector a cada ejemplar. Generalmente consta de las iniciales del colector y luego un número consecutivo.

Número de catálogo: acrónimo y número asignado a cada ejemplar para ingresar a una colección ornitológica.

Comentarios: cualquier otra información que sea útil como la presencia de ectoparásitos, si se guardaron muestras óseas u otra observación adicional acerca del ejemplar colectado.

Acronimo y número de colección	Institución		Peso Medidas de los ovarios y folículo mayor si es hembra o del testis si es macho. Descripción de colores de las partes blandas (anillo ocular, ojos, pico y patas. Grado de osificación del cráneo Cantidad de grasa subcutánea Contenido estomacal Tipo de captura Otras muestras de tejidos, dónde están ubicadas, número de Colección de la muestra Otras observaciones:
	Nombre de la especie/identificación (debe ir escrito siempre en lápiz)	Sexo	
	Breve descripción de la localidad, incluyendo, en lo posible, departamento, municipio, corregimiento, sitio específico, nombre de accidente geográfico/hidrografía, coordenadas geográficas, altitud, hábitat		
	Fecha	Nombre y número del colector	

Anverso **Reverso**

Ejemplo

IAVH 7850	INSTITUTO ALEXANDER VON HUMBOLDT COLECCIÓN DE ORNITOLOGIA		Peso: 19 gr. Ovario 7x3mm. folículo mayor 1x1.6mm Ojo marrón, Mandíbula ½ basal hueso, punta cuerno; maxila negra; patas café-grisáceo, palmas amarillas, uñas negras. Cráneo semi -osificado. Grasa 4; contenido estomacal: semillas. Capturado con red de niebla. Muestra de ADN, Banco de tejidos IAvH #235.
	<i>Zonotrichia capensis</i>	♀	
	Colombia. Dpto. Boyacá, Mpio. Villa de Leyva, cerca al pueblo (NE 2 km), Vda Centro, Q. La Colorada, clla Morro Negro, SFF Iguaque rastrojo de 3m de altura. 05° 38' 19" N, 73° 31' 42" W 2200msnm		
	5 feb 1999	Andrés Gutiérrez U. (AGU 45)	

Figura 5.5 Etiqueta de identificación de los ejemplares de aves

5.2 Análisis de datos

Los registros biológicos obtenidos con las metodologías expuestas anteriormente para aves, buscan caracterizar la biodiversidad a diferentes escalas geográficas. Los análisis y las pruebas que se presentan más adelante permiten establecer principalmente, la representatividad del

muestreo, riqueza (diversidad alfa), la composición de especies, abundancia relativa, singularidad y recambio (diversidad beta) e identificar ensamblajes ecológicos amenazados para dar una aproximación del estado de conservación del área estudiada.

5.2.1 Representatividad del muestreo y riqueza de especies

La representatividad da una medida de la diversidad registrada en los muestreos con los métodos aplicados. Teniendo en cuenta que los investigadores tienen diferentes aptitudes para la identificación de especies, que se pueden utilizar diferentes

métodos y que el esfuerzo de muestreo entre estudios no es el mismo, es importante conocer qué tan representativo y completo es el inventario, lo que permite dimensionar el alcance de los resultados y conclusiones del estudio.

La representatividad del muestreo se puede evaluar a través de las curvas de acumulación de especies (capítulo 7), al relacionar los valores observados de la riqueza con los valores esperados a partir de estimadores no paramétricos. Para estimar los valores esperados de riqueza se puede utilizar el programa EstimateS, cuya aplicación y uso están explicados en detalle en Colwell y Coddington (1994) y Colwell (1997).

Para aplicar las pruebas con el programa estadístico propuesto se debe generar una matriz de especies versus muestras y luego obtener las curvas de

acumulación de especies (ver capítulo 7, Anexo 7.3). El registro de las aves en las unidades de muestreo en campo (Tabla 5.1), no es constante entre las horas y los días, por lo tanto, no permite obtener muestras adecuadas para realizar análisis de forma comparativa. Al generar una lista que reúna todos los individuos registrados en las observaciones, grabaciones y capturas con las redes (donde se debe incluir la especie, la fecha y el método de muestreo) y establecer a partir de ella bloques de 20 registros, se constituye la unidad de muestreo comparativa para análisis (Anexo 5.8).

Tabla 5.1 Unidades de muestreo en campo y pruebas aplicadas a las muestras para el análisis de datos de aves

	Redes	Observaciones y grabaciones	Prueba y análisis
Unidad de muestreo en campo	2 x 400 m-ed/4h/2días	4-5km x 4h x 4 días	
Muestras para análisis	Unión de los registros de redes, observaciones y grabaciones, dividido entre muestras de 20 registros		Curvas de acumulación- (representatividad y riqueza) programa EstimateS- http://viceroy.eeb.uconn.edu/EstimateS
	Unión de los registros de redes, observaciones y grabaciones y obtención de listas de especies por muestreo		Índice complementariedad (singularidad y recambio) ver Colwell y Coddington 1994. Información estructural (ensamblajes ecológicos) basado en Parker <i>et al.</i> 1996, modificado por el GEMA-IAvH

5.2.2. Singularidad de las comunidades de aves

Caracterizar las comunidades de aves estudiadas, es decir, conocer su composición y aspectos de su estructura, permite evaluar cómo se reemplazan y se complementan entre sí las comunidades de localidades o regiones diferentes.

Composición de especies. La identidad de las especies registradas en un muestreo y la información asociada a estas, permite evaluar varios aspectos de interés de la avifauna registrada. Se deben identificar

las especies de especial interés, como registros con nueva distribución geográfica o registros taxonómicos de importancia.

Abundancia relativa. La frecuencia de detección de cada especie es utilizada como índice de abundancia relativa. El estimado de la abundancia permite encontrar las especies que están determinando diferencias o igualdades entre una comunidad y otra.

Los rangos de abundancia que se determinan para cada especie al final de cada muestreo, se obtiene según los criterios utilizados por Parker (1991), con algunas modificaciones:

- **Abundante.** Registrada en todos los recorridos de observaciones y grabaciones dentro de hábitat apropiado en números mayores a dos individuos por km de recorrido
- **Común.** Registrada en todos los recorridos dentro de hábitat apropiado en números menores a dos individuos por km. de recorrido
- **Poco común.** Registrada no en todos los recorridos y menos de dos individuos por kilómetro de reco-

rrido pero registrado más de tres veces del total de muestreos.

- **Rara.** Registrada menos de tres veces durante todos los recorridos de muestreo

Recambio de especies. Con base en la lista de especies registradas en cada localidad, se puede hacer el análisis regional y de recambio de especies, lo que hace referencia a comparar qué tan similares son varias localidades en cuanto a su avifauna se refiere. Para esto se utiliza el índice de complementariedad (Capítulo 7), que estima la proporción de cambio entre las comunidades en los diferentes lugares (Colwell y Coddington 1994).

5.2.3. Comunidades de aves bajo algún riesgo de extinción en un análisis regional

A través de la identificación de ensamblajes ecológicos amenazados se puede establecer una aproximación al estado de conservación del área estudiada y priorizar áreas como objetivo de conservación.

Los ensamblajes ecológicos amenazados se determinan a partir de la concentración de especies raras, endémicas, con alguna categoría de riesgo a la extinción, restringidas a uno o pocos hábitats y sensibles a las perturbaciones antrópicas. Áreas con comunidades de aves que concentren estas especies deben ser resaltadas como una prioridad de conservación (Stotz *et al.* 1996).

La tendencia general ha estado dirigida a proteger áreas poco amenazadas sin un riesgo inmediato, basados únicamente en su alta riqueza, con la idea de estar conservando muchas especies por unidad de área. La mayoría de extinciones en el Neotrópico no ocurren en los centros de alta biodiversidad, sino en centros de endemismo, donde se concentran especies restringidas a hábitats determinados (Stotz *et al.* 1996).

Se propone para este análisis utilizar la base de datos de Parker *et al.* (1996). Ésta permite consultar de manera eficiente infor-

mación asociada a las aves neotropicales para conocer el hábitat al cual están asociadas, el rango altitudinal que ocupan, el grado de amenaza, sensibilidad y endemismo de las especies, entre otros factores. Sin embargo, la información que ofrece esta base de datos es a una escala muy amplia, el Neotrópico, lo cual debe ser considerado y aplicado con precaución. Por ejemplo, hay que tener en cuenta que las listas de aves bajo algún riesgo a la extinción varían de acuerdo con la escala a la cual se esté analizando. Un ave amenazada a nivel nacional o local puede no estar amenazada a nivel global. Para el caso de Colombia es mejor utilizar en este análisis los criterios propuestos en el Libro rojo de aves de Colombia (Renjifo *et al.* 2002).

El Instituto Alexander von Humboldt, consciente de la necesidad de generar a mediano plazo una base de datos para Colombia, como la propuesta por Parker *et al.* (1996), con criterios similares pero analizados a una escala más detallada, ha empezado a desarrollarla con la información obtenida hasta ahora. En el momento, el "Compendio Ornitológico de Colombia" contiene registros de 3.330 citas bibliográficas y 5 colecciones ornitológicas (nacionales e internacionales).

Anexo 5.1

Información para la base de datos de observaciones de aves

Localidad: Colombia; Departamento de Nariño. Margen izquierda aguas arriba del río Rumiayaco. Territorio indígena Kofán. **Coordenadas:** 00° 30' 07"N - 77° 13' 43" W **Hábitat:** Bosque maduro; con algunas partes de bosque entresacado y bosque secundario alto. **Altitud:** 700 - 1500 msnm

No.	Género	Especie	Sexo	Hábitat	Estrato	E. social	Registro	A. reproductiva	Alimento	Sustrato	Maniobra	Hora	Fecha	Altitud	Comentarios	Edad
1	Cacicus	cela	U	MR		GC	O						15/09/98	500		Ad
26	Psarocolius	angustifrons	M	B	SD		O	N	F			07:00	16/09/98	700		Ad
49	Tachyphonus	surinamus	M	B	M	GM	C		IF			09:18	19/09/98	700		Ad
57	Platypsaris	minor	U	B	SD	S	O	A		A		09:40	19/09/98	700	Consumió una polilla y un fruto	Juv
557	Phaethornis	guy	H	B	SB	P	E		F				23/09/98	1000		Ad
807	Platycichla	leucops	M	B	SD		O				SS		23/09/98	1450	Frutos Ficus	Ad
808	Chamaeza	campanisona	U	B	S		O	V	F			16:40	24/09/98	1450		Ad
809	Myadestes	ralloides	U	B	SD		O				CO	16:45	25/09/98	1450	Frutos Ficus	Juv
815	Mionectes	olivaceus	U	B	SD		O						28/09/98	1450		Juv
816	Ictinia	plumbea	H	MR	A		O					10:23	28/09/98	1450		Juv

Sexo: macho = M; hembra = H; desconocido = U

Edad: adulto = Ad; juvenil = Juv; polluelo = P

Fecha: dd/mm/aaaa; Hora: en formato de 24 horas

Hábitat: bosque = B; varzea = V; morichal = M; matorrales y rastros = MR; pastizal = P; sabana = S; manglar = MN; páramo = PR; igapo = I; mata de monte = MM; bosque de galería = BG; cultivos = C.

Estrato: aéreo = A; dosel = D; subdosel = SD; medio = M; sotobosque = SB; herbáceo-suelo = S; árboles emergentes = AE; claro = Cl.

Sustrato: arbusto = Ar; árbol = A; epífitas = EP; enredadera = Ee; liana = Li; palma = Pl; borde de bosque = BB.

Estructura social: solitario = S; pareja = P; grupo coespecífico = GC; grupo mixto = GM; grupo familiar = GF; bandada = B; colonial = C.

Tipo de registro: visual = O; auditiva = E; visual y auditiva = OE.

Actividad reproductiva (A.rep.): construcción de nido = T; cuidado parental en el nido = N; alimentación de polluelos = P; Volantones con sus padres = V; Asamblea de cortejo (lek) = A.

Alimento: semillas = S; frutas = F; insectos pequeños = IP; insectos grandes = IG; vertebrados pequeños = VP; vertebrados grandes = VG; carroña = C; néctar = N.

Maniobra de forrajeo: colgarse = CO; vuelo sostenido = VU; persecución = PE; remover hojas = RH; picotear = PI; introducir pico = IP; abrir sustrato = AS; agacharse = AG; estirarse = ES; empujarse = EM; brincar a los lados = BR; brincar arriba = BA; salida aérea = SA; salida a recoger = SG; salida a sustrato = SS; descender = DE.

Sustrato de alimentación: suelo = S; follaje = F; tronco y ramas grandes = T; ramas medianas y pequeñas = R; aire = A; agua = G

Anexo 5.2

Procedimientos técnicos utilizados en el Banco de Sonidos Animales para la edición de vocalizaciones de aves

Viviana Caro Ramírez

Preedición

El audio de las cintas de casete análogas es convertido en señal digital, para poder ser almacenado en el computador. Allí se trabaja con un programa de edición de audio llamado *ProTools*®, que permite separar las grabaciones de campo en secciones o regiones, teniendo en cuenta la calidad auditiva, la extensión de los sonidos, y la información verbal contenida en la grabación.

A cada región seleccionada en *ProTools*® se le asigna un número de colección utilizado como código de identificación del Banco de Sonidos Animales, incluyendo al comienzo las siglas “BSA”. El mismo código y número es grabado digitalmente en *ProTools*® y asociado a la región. El conjunto del número de colección más la región, constituyen un corte. En los casos donde existe más de un tipo de sonido o especie de ave en un mismo corte, éstos se separan en números de cortes diferentes.

Los cortes son organizados consecutivamente con respecto a su número de colección, usando *Masterlist CD*® (versión 2.1). Luego, se graban (queman) en discos compactos para ser almacenados en el Banco de Sonidos.

Por último, el contenido auditivo de todos los cortes es interpretado para identificar cuando es posible hasta especie el ave que canta y registrar los demás atributos para cada uno.

Es importante anotar que durante este proceso, las grabaciones originales no sufren ningún tipo de alteración o cambio en su estructura, con el fin de conservar la información auditiva original grabada en campo. En algunas excepciones, cuando existen ruidos que son demasiado fuertes (golpe de un micrófono o ramas, entre otros), éstos se remueven para escuchar las grabaciones digitalizadas y así evitar ruidos con volúmenes altos que afecten el oído. En procesos posteriores donde las grabaciones tengan fines comerciales u otro uso diferente al de información auditiva de campo, se realizan procesos de edición y/o restauración, para remover ruidos de fondo y mejorar la calidad auditiva de la grabación.

Edición

Este proceso es utilizado en las grabaciones que van a ser publicadas en guías auditivas: una vez obtenidos e identificados los cortes, se seleccionan las mejores grabaciones por su calidad auditiva y/o de mayor valor científico (sea por su rareza o corresponder a ejemplos inéditos). Los cortes escogidos son cargados en *ProTools*® (versión 5.1) para realizar la edición definitiva.

Durante este proceso se elige la porción del corte que va a ser incluido en el producto final, teniendo en cuenta factores tales como la calidad auditiva de la vocalización dentro del mismo corte, la no presencia de cantos de otras aves que posean igual intensidad que el ave de interés, y una duración suficiente en el tiempo de la banda (*track*) en el disco compacto (un minuto aproximadamente). Muchas veces las grabaciones no cuentan con estas condiciones ideales y deben ser sometidas a un proceso de restauración.

Restauración

En términos generales, el concepto de restauración en audio se asocia con el uso de técnicas y procedimientos para optimizar la calidad y condiciones originales de una grabación. Asimismo, este proceso puede incluir la remoción de contaminantes auditivos (ruidos) que se encuentran en la misma, para así mejorar la calidad de la grabación que se va a publicar.

Las grabaciones de campo usualmente requieren restauración, debido a que las condiciones en que se realizan, no son óptimas. Factores como el agua, ruido inducido por el viento, sonidos de otros animales, etc., comúnmente contaminan los sonidos de interés, haciendo necesaria la aplicación de un proceso de restauración que reduzca el efecto de los contaminantes. Para realizar este proceso se recomienda el uso del programa *Matlab*®, una herramienta que permite un grado de análisis y procesamiento de señales de audio más completo que otros programas de reducción de ruido similares.

Masterización

Aunque generalmente el concepto de masterización es utilizado para referirse a los procesos finales que se le realizan a un producto musical antes de ser replicado en masa para salir al mercado (Butterworth-Heinemann 1997). En el caso de publicaciones de guías auditivas con vocalizaciones de aves, este concepto se enfoca más a la parte de postedición, creación de *fades* (sección de audio donde el volumen aumenta o disminuye de forma gradual), e igualación de niveles de los cantos procesados, ya que las demás herramientas como son los procesos dinámicos, ecualización, etc., afectan la composición espectral, temporal, e intensidad de los distintos componentes del canto.

En la postedición se remueven pequeños ruidos de ramas, hojas, etc., tratando de hacer lo más homogéneo y agradable posible cada corte, sin alterar la calidad y/o estructura temporal del canto. Para ello, con ayuda de *Protools*® (*versión 5.1*) se cortan estos pequeños fragmentos que contienen sonidos indeseados, y si es el caso, se reemplaza esa sección por un trozo del mismo fondo que esté libre de ruidos, para respetar el tiempo entre cada vocalización del mismo corte, que es importante para el estudio científico. Luego, utilizando el mismo programa, se crean los *fades* necesarios (al principio o final del *track*) a cada corte, para darle fluidez al disco y no hacer tan abrupto el cambio entre un *track* y otro.

Por último, se utiliza *Masterlist CD*® para ordenar las vocalizaciones tal como van a aparecer en el producto final. En este punto se escucha cada uno de los cortes y se ajusta su nivel (en decibelios) para que al escuchar el producto de principio a fin, el oyente perciba un volumen homogéneo entre corte y corte. El proceso se realiza con referencia al oído humano, ya que hay vocalizaciones más agudas que otras, que no necesitan el mismo nivel

de una vocalización grave para que se escuchen de forma homogénea.

Después de este proceso, el producto se graba o “quema” en formato de disco compacto. *Masterlist CD®* se encarga de especificar en un archivo de texto el tiempo, nombre del archivo y duración de cada corte.

Listado de los principales archivos sonoros del mundo

AMÉRICA

Argentina

- Aves de Santa Fe
www.sonidosavessantafe.8m.com/

Brasil

- Archivo Sonoro Neotropical
www.cgu.unicamp.br/seminarios/2001/Aves_Brasileiras.html
- Aves do Rio Grande do Sul
www.rogesavesrs.hpg.ig.com.br/cantos.htm
- Sonidos de Aves
www.mma.gov.br/ingles/cgmi/cantoave/canto.html

Chile

- Sonidos de Aves
www.ccpo.odu.edu/~andres/aves/sonido.html

Costa Rica

- Sonidos de Aves
www.naturesongs.com/

Ecuador

- Sonidos de Aves de Ecuador
www.cwi.nl/~rplanque/Mazar/mazar.html

Estados Unidos

- Borror Laboratory of Bioacoustics (BLB)
www.blb.biosci.ohio-state.edu/
- California Academy of Sciences
www.calacademy.org
- Florida Museum of Natural History
www.flmnh.ufl.edu/
- Macaulay Library of Natural Sounds (Cornell)
www.birds.cornell.edu/LNS/
- Natural Sound Archive (Texas A&M University-Corpus Christi)
www.bioacoustics.tamucc.edu/
- Sonidos de Aves de Wisconsin
www.uwgb.edu/birds/wbba/speciesaudios.htm
- Texas Bird Sound Library
www.shsu.edu/~pin_www/birdsoundlibrary.html

México

- Aves de Los Altos de Chiapas
[//www.ecosur.mx/pajaros/](http://www.ecosur.mx/pajaros/)
- Biblioteca de Sonidos de la Avifauna Mexicana
<http://www.ecologia.edu.mx/sonidos/menu.htm>

Uruguay

- Canto de Aves Uruguayas
www.turismo.gub.uy/palmar/cantos.htm

EUROPA

Alemania

- Archivo de Sonidos Animales
www.biologie.hu-berlin.de/~tsarchiv/index.html

España

- Sonidos de la Naturaleza
www.sonidosdelanaturaleza.com/inici/default.asp

Inglaterra

National Sound Archive (Inglaterra)

Suecia

- Aves Europeas
- Krister Mild Bioacoustic Library Wildlife Sounds
<http://hem.fyrstorg.com/mild/english/page2.htm>

AFRICA

- FitzPatrick Sound Communication Library (SudAfrica)
www.nfi.org.za/Birds/Sound.htm

AUSTRALIA

- Sonidos de las Aves de Nueva Zelanda
www.geocities.com/archivebirds/nznz/index.html
- The Australian National Wildlife Collection Sound Library
www.anwc.csiro.au/sound.htm

Listado de guías sonoras publicadas

1. Álvarez, M. 2000. Cantos de las Aves de la Cordillera Oriental Colombiana. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt. Villa de Leyva, Boyacá, Colombia.
2. Álvarez, M. y Córdoba, S. 2002. Guía Sonora del departamento de Caldas-Colombia. Cuencas de los Ríos Tapias y Tareas. Serie CARs. Banco de Sonidos Animales (BSA). Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt. Villa de Leyva, Boyacá, Colombia.
3. Anónimo. 1990. 53 All American Bird Songs and Calls. The Special Music Company.
4. Barlow, J.C. 1995. Songs of the Vireos & their allies. Family Vireonidae: Vireos, Peppershrikes, Shrike-Vireos and Greenlets. ARA Records Nro. 7, edición revisada, Gainesville, Florida, U.S.A..
5. Coffey, B.B. Jr. y Coffey, L.C. 1993. Birds Songs and Calls from Southeast Peru. ARA Records Nro. 20, Gainesville, Florida, U.S.A..
6. Coffey, B.B. Jr. y Coffey, L.C. 1990. Song of Mexican Birds. ARA Records Nro. 13, Volúmenes 1 y 2, Gainesville, Florida, U.S.A..
7. Córdoba, S. y Álvarez, M. 2003. Guía Sonora de las aves del departamento de Norte de Santander-Colombia. Cucutilla, Toledo y P.N.N. Tamá. Serie CARs. Banco de Sonidos Animales (BSA). Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt. Villa de Leyva, Boyacá, Colombia.
8. Cornell Laboratory of Ornithology. 1997. Birds of Alto Madidi: Conservation International RAP. Laboratory of Ornithology, Cornell University, Ithaca, New York, U.S.A..
9. Cornell Laboratory of Ornithology. 1997. Birds of Lowland Southeastern Peru: Conservation International RAP. Laboratory of Ornithology, Cornell University, Ithaca, New York, U.S.A..
10. Cornell Laboratory of Ornithology. 1992. Western Bird Songs. Peterson Field Guide Series.
11. Delaney, D. 1992. Bird Songs of Belize, Guatemala and Mexico. Laboratory of Ornithology, Cornell University, Ithaca, New York, U.S.A..
12. English, P.H. y Parker III, T. 1992. Birds of Eastern Ecuador. Laboratory of Ornithology, Cornell University, Ithaca, New York, U.S.A..
13. Hardy, J.W. 1991. Voices of the Birds of the Galápagos Islands. ARA Records Nro. 4, Gainesville, Florida, U.S.A..
14. Hardy, J.W. 1983. Voices of Neotropical Birds. ARA Records Nro. 1, Gainesville, Florida, U.S.A..
15. Hardy, J.W. 1990. Voices of the New World Jays, Crows & their Allies: Family Corvidae. ARA Records Nro. 9, segunda edición, Gainesville, Florida, U.S.A..
16. Hardy, J.W. y Coffey, B.B.Jr. 1996. Voices of the Wrens. Family Troglodytidae. ARA Records Nro. 2, tercera edición, Gainesville, Florida, U.S.A..
17. Hardy, J.W. y Parker III, T. 1992. Voices of the New World Thrushes. ARA Records Nro.10, Gainesville, Florida, U.S.A..

18. Hardy, J.W. y Raitt, R.J. 1995. Voices of the New World Quails: Order Galliformes, Family Odontophoridae. ARA Records Nro. 22, Gainesville, Florida, U.S.A..
19. Hardy, J.W. y Wolf, L.L. 1993. Voices of Mexican Sparrows, song and calls: Family Emberizidae, Subfamily Emberizinae. ARA Records Nro.19, segunda edición revisada, Gainesville, Florida, U.S.A..
20. Hardy, J.W., Barlow, J.C. y Coffey, B.B. 1987. Voices of all the Mockingbirds, Thrashers & their allies New World Family Mimidae. ARA Records Nro. 12, Gainesville, Florida, U.S.A..
21. Hardy, J.W., Coffey, B.B. y Reynard, G.B. 1994. Voices of the Neotropical Wood Warblers: Family Emberizidae, Subfamily Parulinae, including the Wrenthrush. ARA Records Nro.21, Gainesville, Florida, U.S.A..
22. Hardy, J.W., Coffey, B.B. y Reynard, G.B. 1990. Voices of the New World Owls. ARA Records Nro. 16, Gainesville, Florida, U.S.A..
23. Hardy, J.W., Parker III, T. y Coffey, B.B. 1995. Voices of the Woodcreepers: Neotropical Family Dendrocolaptidae. ARA Records Nro. 17, Gainesville, Florida, U.S.A..
24. Hardy, J.W., Parker III, T. y Taylor, T.. 1996. Voices of the Toucans: Order Piciformes, Family Ramphastidae.
25. Hardy, J.W., Reynard, G.B. y Coffey, B.B. 1995. Voices of the New World Cuckoos & Trogons: Cuculidae & Trogonidae. ARA Records Nro. 11, Gainesville, Florida, U.S.A..
26. Hardy, J.W., Reynard, G.B. y Coffey, B.B. 1989. Voices of the New World Pigeons and Doves: Order Columbiformes, Family Columbidae. ARA Records Nro. 14, Gainesville, Florida, U.S.A..
27. Hardy, J.W., Reynard, G.B. y Taylor, T. 1998. Voices of the Troupials, Blackbirds, and their Allies. ARA Records.
28. Hardy, J.W., Reynard, G.B. y Coffey, B.B.Jr. 1994. Voices of the New World Nightjars & Their Allies. ARA Records Nro.15, Gainesville, Florida, U.S.A..
29. Hardy, J.W., Vielliard, J. y Straneck, R. 1995. Voices of the Tinamous: Order Tinamiformes, Family Tinamidae. ARA Records Nro.18, segunda edición revisada, Gainesville, Florida, U.S.A..
30. Krabbe, N., Moore, J.V., Coopmans, P., Lysinger, M. y Ridgley, R.S. 2001. The Birds of Highland Ecuador. Jhon V. Moore Nature Recordings.
31. Lindblad, J. 1968?. Mitt gröna paradis: Fåglar och däggdjur från Guyanas urskogar. Bonniers. Sven Thleander Produktion.
32. Moore, J.V. 1994. A Bird Walk at Chan Chich. Astral Sound Recordings, San José, California, U.S.A..
33. Moore, J.V. 1995. Bird Songs and calls of Lake Tahoe. Astral Sound Recordings, San José, California, U.S.A..
34. Moore, J.V. 1994. Ecuador. More Bird Vocalizations From The Lowland Rainforest. Volume 1. Disc Makers, Fremont, California, U.S.A..
35. Moore, J.V. 1996. Ecuador. More Bird Vocalizations From The Lowland Rainforest. Volume 2. Disc Makers, Fremont, California, U.S.A..
36. Moore, J.V. 1997. Ecuador. More Bird Vocalizations From The Lowland Rainforest. Volume 3. Disc Makers, Fremont, California, U.S.A..

37. Moore, J.V. Sounds of La Selva. Astral Records, San José, California, U.S.A..
38. Moore, J.V. y Lysinger, M. 1997. The Birds of Cabañas San Isidro: Ecuador. Cassette 1 of 2. Disc Makers, Fremont, California, U.S.A..
39. Moore, J.V., Coopmans, P., Ridgely, R.S., y Lysinger, M. 1999. The Birds of Northwest Ecuador. Volume I: The Upper Foothills and Subtropics. John V. Moore Nature Recordings.
40. Parker III, T.A. 1985. Voices of the Peruvian Rainforest. Library of Natural Sounds. Cornell Laboratory of Ornithology, Ithaca, New York, U.S.A..
41. Ross Jr, D.L. 1992. Voices of the Cloud Forest. Library of Natural Sounds. Cornell Laboratory of Ornithology, Ithaca, New York, U.S.A..
42. Schulenberg, T.S. 2000. Voices of Andean Birds: Birds of the Hill Forest of Southern Peru and Bolivia. Volume 1. Library of Natural Sounds. Cornell Laboratory of Ornithology, Ithaca, New York, U.S.A..
43. Schulenberg, T.S. 2000. Voices of Andean Birds: Birds of the Cloud Forest of Southern Peru and Bolivia. Volume 2. Library of Natural Sounds. Cornell Laboratory of Ornithology, Ithaca, New York, U.S.A..
44. Schulenberg, T.S., Marantz, C.A., y English, P.H. 2000. Voices of Amazonian Birds: Birds of the Rainforest of Southern Peru and Northern Bolivia. Volume 1: Tinamous (Tinamidae) through Barbets (Capitonidae). Library of Natural Sounds. Cornell Laboratory of Ornithology, Ithaca, New York, U.S.A..
45. Schulenberg, T.S., Marantz, C.A., y English, P.H. 2000. Voices of Amazonian Birds: Birds of the Rainforest of Southern Peru and Northern Bolivia. Volume 2: Toucans (Ramphastidae) through Antbirds (Thamnophilidae). Library of Natural Sounds. Cornell Laboratory of Ornithology, Ithaca, New York, U.S.A..
46. Schulenberg, T.S., Marantz, C.A., y English, P.H. 2000. Voices of Amazonian Birds: Birds of the Rainforest of Southern Peru and Northern Bolivia. Volume 3: Ground Antbirds (Formicariidae) through Jays (Corvidae). Library of Natural Sounds. Cornell Laboratory of Ornithology, Ithaca, New York, U.S.A..
47. Straneck, R. 1990. Canto de las Aves de los Esteros y Palmares. Editorial L.O.L.A..
48. Straneck, R. 1990. Canto de las Aves del Noroeste: Selva y Puna. Editorial L.O.L.A..
49. Straneck, R. 1990. Canto de las Aves de Misiones I y II. Editorial L.O.L.A..
50. Straneck, R. 1990. Canto de las Aves Pampeanas I y II. Editorial L.O.L.A..
51. Straneck, R. 1990. Canto de las Aves Patagónicas: Mar-Meseta-Bosques. Editorial L.O.L.A..
52. Straneck, R. 1990. Canto de las Aves de las Serranías Centrales. Editorial L.O.L.A..
53. Vielliard, J. 1995. Vozes de Aves da Caatinga / Aves do Parque Nacional Serra da Capivara. Rio de Janeiro, Brasil.
54. Vielliard, J. 1995. Canto das aves do Brasil. Jacques Vielliard, CNPq – UNICAMP. Rio de Janeiro, Brasil.
55. Whitney, B.M., Parker, T.A., Budney, G.F., Munn, C.A. y Bradbury, J.W. 2002. Voices of New World Parrots. Library of Natural Sounds. Cornell Laboratory of Ornithology, Ithaca, New York, U.S.A..

Anexo 5.3

Información para la base de datos de redes

Localidad: Colombia, departamento de Huila, municipio de Acevedo, PNN Cueva de los Guácharos. Sendero entre la cabaña de visitantes Andaquí y la cueva de lo Guácharos.

Coordenadas: 1°37'5,5"N. 76°6'22,6"W. **Hábitat:** Bosque Alto Andino. **Altitud:** 1800-2000 m

Fecha: Noviembre 25-Dic 7 de 2000.

No. Campo	Fecha	Familia	Género	Especie	Peso	Sexo	Edad	PICO			Tarso	Ala	Cola	Parche	Grasa Incuba.	Muda	Plum.	Rec.	Comentario
								LP	AP	AnP									
1	26-Nov-01	Troglodytidae	Henicorhina	leucophrys	16	U	Ad	13,7	3,3	7,1	21,7	50	25	0	4	CT	f		
2	26-Nov-01	Trochilidae	Doryfera	ludoviciae	6,9	M	Juv	31,5	2,2	4,9	3,8	52	31	0	0	0	r		
3	27-Nov-01	Turdidae	Myadestes	ralloides	29	U	Ad	12,5	4	11,9	19,3	85	71	0	2	0	f		
5	27-Nov-01	Trochilidae	Adelomyia	melanogenys	4	U	Ad	17,9	1,6	4,3	5,6	52		0	0	CA	g		No tenía cola
6	27-Nov-01	Pipridae	Masius	chrysopterus	11	H	Ad	10,5	3,6	8,2	17,7	61	45	0	3	0	f		
7	27-Nov-01	Trochilidae	Adelomyia	melanogenys		U												X	
8	27-Nov-01	Tyrannidae	Leptopogon	rufipectus	11	H	P	12	3,5	8,1	13,1	59	52	aparente	0	CAT	r		
9	27-Nov-01	Turdidae	Myadestes	ralloides	28	U	Ad	12,8	3,8	11,7	20	86	72	0	2	AT	f		
10	27-Nov-01	Trochilidae	Haplophaedia	aureliae	5	M	Ad	22	1,7	3,6	6	56	36	0	0	0	f		
13	27-Nov-01	Trochilidae	Adelomyia	melanogenys	4	U	Juv												Se escapó

No. campo: número de campo que tiene el individuo

Peso: en gramos

Sexo: macho = m; hembra = h; desconocido = u

Edad: adulto= Ad; juvenil= Juv; polluelo=P

Longitud del pico (L.P): en milímetros

Altura del pico (A.P): en milímetros

Anchura del pico o Gape (AnP): en milímetros

Longitud del tarso (Tarso): en milímetros

Longitud del ala o ala plana (Ala): en milímetros

Longitud de la cola (Cola): en milímetros

Estado reproductivo (Parche incub.): presencia =1; Ausencia = 0; Aparente

Cantidad de grasa en fúrcula y alas (Grasa): 0-5

Muda en el plumaje: ausente = 0; cuerpo = C; ala = A; cola = T; CA = cuerpo y ala; CT = cuerpo y cola; AT = ala y cola; CAT = cuerpo, ala y cola

Estado del plumaje (Plum.): fresco = f; regular = r; gastado = g

Recaptura (Rec.): X

Anexo 5.4

Preparación de una piel de estudio en aves

Socorro Sierra y Sergio Córdoba

Antes de preparar una piel de estudio, es importante anotar que este es el tipo de montaje de especímenes más ampliamente utilizado en ornitología, y representa la base de casi toda la taxonomía a nivel de género, especie y subespecie. Un ejemplar adecuadamente montado permite que se puedan realizar en él, casi todas las medidas morfológicas que son importantes en taxonomía y en muchos casos en ecología; así como preservar sus colores durante mucho tiempo si ésta es tratada con cuidado y se le da mantenimiento. La importancia de una piel está directamente ligada con la calidad de datos que la acompañen. Datos erróneos o mal registrados pueden hacer que un ejemplar sea virtualmente inútil para usos científicos, por lo cual la calidad de estos es más importante que su cantidad. Sin embargo, entre mayor información y datos de alta calidad acompañen al ejemplar, su utilidad puede ser mayor, incluso pueden ayudar a contestar preguntas que aún no se han formulado.

Para preparar una piel de estudio de manera adecuada es necesario contar con: una hoja de bisturí o escalpelo de buen corte, tijeras grandes y pequeñas, pinzas sin punta y sin garras (también sirve tener una pequeña espátula), hilo de algodón (resistente), agujas para coser, algodón, una vara o palo delgado y resistente, una balanza de resorte (pesola) y borax. Esto constituye un equipo básico de preparación. Además es aconsejable tener aserrín fino para su uso durante la preparación de la piel.

Previo a la preparación de una piel es necesario realizar los siguientes pasos:

- Registrar los colores de partes suaves (iris, pico, patas, partes de piel desnuda) del ejemplar en vivo. Si aún no los ha registrado y el ave ha muerto recientemente, hágalo de inmediato, teniendo en cuenta de anotar que fueron hechos en un ejemplar ya muerto, y que algunos de los colores pueden haber cambiado. (ver atributos registrados para ejemplares colectados)
- Pesar el ave (con una balanza de resorte (pesola) o dinamómetro adecuado para obtener la masa corporal) si no lo ha hecho antes. Anote si el ave ha estado en refrigerador por largos periodos de tiempo, pues esto deseca los tejidos y modifica el peso. (ver atributos registrados para ejemplares colectados)
- Elaborar la etiqueta que acompañará al ejemplar anotando la especie (si es posible), la localidad lo más explícita y específica (incluya altura y coordenadas geográficas), fecha completa, colector, hábitat, peso, y colores de partes suaves, para luego completarla con los otros datos obtenidos del cuerpo del ejemplar. Esta etiqueta debe siempre acompañar al ejemplar, aun si no lo prepara de inmediato. (ver Figura 5.4)

I. Separación de la piel del cuerpo

1. Antes que todo, coloque un poco de algodón por el pico hasta llegar a la garganta del ejemplar para prevenir que las plumas se mojen con algún fluido interno.



2. Cuidando de no romper la piel, externamente quiebre los húmeros (el hueso del ala más cercano al cuerpo) del ave, agarrando entre el dedo índice y el pulgar la mitad del húmero; luego, ejerza suficiente fuerza sobre una superficie limpia y lisa.



Separación de la piel del cuerpo

3. Separe las plumas del vientre para poder ver despejada la quilla y el vientre, incluyendo la zona cloacal. Realice una incisión en la piel (no muy profunda, sólo la piel) desde la parte más alta de la quilla hasta la cloaca.



4. Comience a separar la piel del cuerpo, tratando de agarrar con los dedos uno de los bordes cortados y separe con suavidad el cuerpo del ejemplar, ayudándose con el dedo o las pinzas sin punta o la espátula, de tal manera que la piel desprenda sin romperse y no suelte plumas. Comience a desprender dirigiéndose hacia los costados del ave en búsqueda de los muslos. Trabaje en un sólo lado del ave a la vez. Utilice aserrín fino para espolvorearlo sobre la carne desnuda cada vez que crea necesario (no se preocupe por utilizarlo con frecuencia o en demasía) durante todo el proceso de preparación, para evitar que las plumas se peguen a ésta y evitar que se desprendan.



5. Una vez haya llegado a uno de los muslos, continúe desprendiendo la piel cercana a éste hasta que quede prácticamente libre de piel a su alrededor. Luego, empuje la rodilla y el muslo hacia adentro (en dirección al cuerpo, ayudándose al sostener la pata desde el exterior) hasta que quede visible para que le permita continuar removiendo la piel de la pata hasta llegar más abajo (en algunos casos no es necesario llegar aún hasta el tobillo del ave). Corte el músculo y el hueso (el tibio tarso) justo debajo de lo que parece ser una "rodilla" sin cortar la piel para que quede separado el cuerpo con una parte del muslo, de lo restante de la pata.



6. Con la pata que ya se encuentra separada del resto del cuerpo, y que aún tiene unida piel, continúe retirando la piel con cuidado para no romperla, hasta llegar justo arriba del "tobillo", articulación que muchas aves puede reconocerse ya que allí termina la parte emplumada, y comienza la piel o escamas. Una vez allí, retire los músculos del tibio-tarso, incluyendo los tendones, y corte (puede ser con el

bisturí o las tijeras, sin embargo tenga especial cuidado de no cortar la piel), dejando el pedazo de hueso limpio de carne, pero manteniendo su integridad ósea. Colóquelo un poco de aserrín y devuélvalo ahora limpio a su sitio, halando con suavidad de los dedos y la pata.



7. Realice el mismo procedimiento de los pasos 4, 5 y 6, pero ahora en el costado contrario, teniendo en cuenta de no rajar la piel. De esta manera, parte de las dos patas han quedado con la piel. Recuerde utilizar aserrín cada vez que sea necesario.
8. Ahora, comience a separar la piel que aún está adherida al cuerpo, comenzando por la zona pélvica. Retire la piel de los costados, primero un lado y luego el otro, evitando que la piel quede muy estirada y se rompa. Cuando la piel esté relativamente suelta a ambos lados del ave, puede intentar continuar separándola del cuerpo por la espalda, sin embargo si esto no es posible, déjela así.



9. Una vez la piel esté relativamente suelta de los costados de la pelvis, agarre la base de la cola entre los dedos pulgar e índice. Mueva ligeramente la cola hacia arriba y hacia abajo hasta que sienta algo como una “bisagra”, la cual es la parte final de la columna del ave y corresponde al pigostilo (últimas vértebras fusionadas que sostienen las plumas de la cola). Ahora, teniendo en cuenta esta “bisagra”, corte con tijeras la parte muscular y vértebras desde adentro del cuerpo, justo arriba de la cloaca. Empiece desde arriba, cortando primero la parte del abdomen inferior, justo debajo de los huesos púbicos (no corte estos huesos), y en dirección a la parte anterior a la bisagra (debe cortar las vértebras justo delante de esta bisagra para evitar que se desprendan las plumas de la cola). Cuando corte las vértebras tenga mucho cuidado de no cortar

la piel de la espalda, por lo que es recomendable cortar despacio, liberando espacio con ayuda de las sin punta o de punta roma. Una vez cortadas las vértebras en este punto, termine de retirar las fibras musculares que aún mantengan unido el cuerpo de la piel, hasta que quede totalmente libre la cola del resto del cuerpo.



10. Ahora, libere el resto del cuerpo de la piel de la espalda en dirección a los hombros, halando suave y firmemente con los dedos.



11. Avance hasta llegar a los hombros del ave. Si es necesario, también libere parte de la piel de la quilla en dirección al cuello para que queden libres los hombros, halando de nuevo suavemente. Adelante la piel de tal forma que pueda ver la piel liberada ya de ambos hombros, avanzando un poco su desprendimiento en las alas y parte del inicio del cuello, de tal forma que pueda haber un espacio libre entre éste y los hombros. Tenga cuidado de no adelantar mucho la piel de las alas, ya que puede desprender plumas de las alas.



12. Recuerde que en el paso 2 habíamos quebrado los húmeros de las alas. Avance la piel hasta justo delante de este quiebre y corte sólo los músculos del antebrazo (los del húmero) por donde éste estaba quebrado. Primero un lado y luego el otro para de esta manera liberar las alas del cuerpo.



13. Ahora, avance en la liberación de la piel, la cual en estos momentos sólo debe estar alrededor del cuello, halando de nuevo suavemente con los dedos hasta llegar a la base del cráneo; retire todas las membranas que aún puedan impedir la liberación posterior de la piel del cráneo. Una vez allí, es necesario pasar la piel alrededor del cráneo sin romperla. Para ello, coloque los dos dedos pulgares adelante del cráneo, sobre la piel desnuda, pero en la posición donde quedan los ojos, y empuje la piel con firmeza en dirección a los pulgares, ayudándose con los dos dedos índices, que deben estar hacia la base del cráneo. Si al intentarlo adecuadamente aún siente mucha resistencia de la piel, puede ser que éste no pase y se raje. Tenga cuidado y evalúe la situación.



14. Una vez haya logrado pasar parte de la piel por encima del cráneo, avance con su liberación también en la parte inferior, justo delante de la unión de la mandíbula con el cráneo. Sea cuidadoso en este punto ya que debe retirar la piel de los oídos, la cual se encuentra metida y aferrada fuertemente en las cavidades auditivas. Para retirarla, agarre la piel de nuevo don firmeza y hale suavemente para que salga la piel de éstas (parecen como unas pequeñas bolsas de piel).

15. Una vez liberados los oídos, avance la piel hasta justo delante de los ojos por arriba, cuidando de avanzar al mismo nivel por debajo de la mandíbula.



16. Ahora, se encontrará con una membrana transparente que le permite ver el ojo, pero que aun mantiene sostenida la piel al mismo. Corte con cuidado esta membrana para liberarlo, teniendo en cuenta de no cortar la piel del párpado. Corte todas las membranas que están allí, incluyendo una membrana blanquecina (la membrana nictitante), dejando limpio los alrededores del párpado.



17. Corte todas las membranas alrededor del globo ocular para liberarlo de su cavidad, y extráigalo empujándolo desde atrás, sin romper su integridad y evitando mojar y manchar las plumas y el cráneo con líquido del mismo.



18. Realice el paso 16 y 17 para el otro ojo.

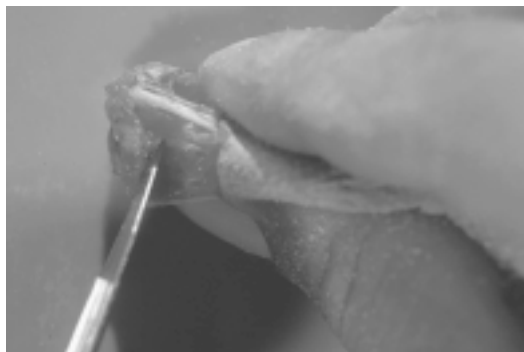
19. Corte las membranas de la parte inferior de la mandíbula que la unen con la piel, hacia la base del pico y de los bordes de la mandíbula para que libere la lengua. Ahora, empuje la lengua hacia atrás hasta donde comienza el cuello y retire el algodón que quedó en la garganta desde el inicio de la sesión de preparación.



20. Ahora, es necesario cortar la articulación del cráneo con el cuello, para lo cual puede realizar un corte en la parte trasera del cráneo justo donde comienza éste, pero antes de donde el nace el cuello. De esta manera quedará el cuerpo totalmente liberado de la piel del ave.



21. En estos momentos ya tendrá libre el cráneo, el cual es necesario arreglar para sacar el cerebro y parte de los músculos de la mandíbula para evitar que estos se pudran y dañen la piel. Para ello, corte con tijeras finas el paladar del ave, y poco más adentro, desde abajo, teniendo como referencia la mitad de la placa ósea que separa las dos cavidades oculares, sin sobrepasar la mitad de ésta. No corte la mandíbula, sólo el paladar.



22. Teniendo como referencia la parte interna del cráneo, a nivel de la base de la mandíbula y en dirección hacia la parte trasera del cráneo, corte los músculos y huesos que encuentre allí, pero sin dañar la integridad de la unión de la mandíbula con el cráneo. Haga lo mismo en el otro borde interno. Ahora, retire los pedazos de músculo y hueso hasta llegar adonde está el cerebro, y retírelo también. Para esto puede ayudarse empujándolo desde la parte frontal donde ya está realizado el corte del paladar.



23. Limpie totalmente la sangre y las membranas de la cavidad del cráneo, así como la carne que se encuentre en exceso alrededor de la unión de la mandíbula con el cráneo. Ahora, primero espolvoree aserrín para que se seque cualquier humedad restante, y luego, si es necesario, aplique algo de bórax dentro del cráneo y músculos restantes que sostienen la mandíbula para “envenenar” y secar la piel. Termine pasando un algodón para secar y recoger el exceso de aserrín y bórax, incluyendo trazas de sangre que aún permanecen en el cráneo y las cavidades oculares. En este momento, ya está el cráneo limpio.



24. Haga dos bolas de algodón que sean compactas y de tamaño similar al tamaño de los ojos reales del ave, y colóquelas en las cavidades oculares.



25. Ahora es tiempo de empezar a devolver la piel por encima del cráneo para cubrirlo como en su posición inicial. Si la piel está muy seca es posible que se rasgue, así que para lograr devolverla adecuadamente, toda la piel de la cabeza y el cuello debe estar lo suficientemente húmeda para que ceda y sea manipulable. Si esto no es así, será necesario humectarla con un algodón empapado con agua, cuidando no aplicar demasiada agua. Ahora, vuelva a realizar el mismo procedimiento de tal forma sin que la piel avance sobre el cráneo sin dificultad.



26. Una vez tenga parte de la piel devuelta sobre el cráneo, avance hasta que sea visible el pico desde la parte externa (es decir donde están las plumas visibles); sujete el pico y hale lentamente pero con firmeza para que termine de pasar el cráneo por la piel del cuello. Una vez esté completamente pasado el cráneo, siga halando con firmeza pero cuidando no rasgar la piel, especialmente la del cuello, pues puede desprender la cabeza, y que todas las plumas de la cabeza, incluidas las del frente del cráneo, vuelvan a estar en la posición original. Si no tiene especial cuidado para realizar éste paso, corre el riesgo de que la cabeza quede con pliegues de piel y plumas desarregladas, impidiendo ver las cejas o detalles de marcas del plumaje importantes en su frente.



27. Arregle las dos bolas de algodón de los globos oculares en su sitio, de tal manera que empujen un poco la piel de los párpados y estén nuevamente los “ojos” en su “sitio” original, de forma que permita, a la vez, ver adecuadamente cualquier anillo ocular o zona desnuda alrededor de los ojos. Esto lo puede hacer empujando las

bolas de algodón desde atrás con la espátula o pinza sin garra, ya sea por el paladar, manteniendo abierto el pico un poco, o a través del “túnel” de piel del cuello.



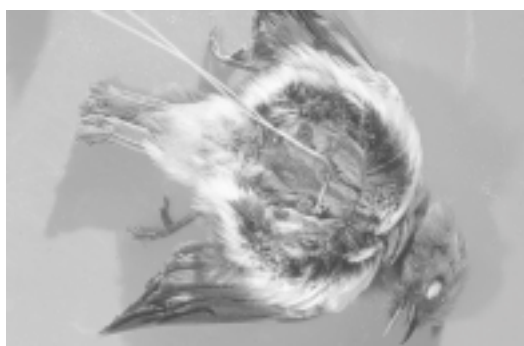
28. El siguiente paso consiste en arreglar las alas. Tome lo que quedó del hueso húmero de las alas. Una por una, agarre nuevamente el húmero y hálalo para que queden expuestos el hueso y la piel que recubren el antebrazo por la parte interna. Termine de liberar la piel hasta la unión donde el húmero se junta con los huesos radio y ulna, es decir lo que parece un “codo”, no avance mucho ya que puede desprender las plumas de vuelo del ala. Suelte con cuidado parte de la piel de la parte superior de tal forma que queden expuestos parte de los músculos del antebrazo.



29. Retire los tendones y músculo de esta zona sin cortar ninguno de los huesos (que muchas veces son delgados y frágiles) y sin desprender la piel con ayuda de tijeras. Déjelos limpios y aplique un poco de aserrín y si es necesario bórax. No devuelva el ala aún, déjela en ese estado y repita el mismo procedimiento de los pasos 28 y 29 en la otra ala.



30. Aliste una aguja con hilo, y pásela por el medio de los dos huesos ya limpios (entre el cúbito y la ulna) de una de las alas. Amarre uno de sus extremos hacia el “codo”. Con el hilo restante diríjase a la otra ala y pase nuevamente la aguja entre los otros dos huesos del ala contraria. Aquí es necesario amarrar de nuevo hacia el “codo”, pero es necesario dejar un pedazo de hilo entre amarre y amarre, de una longitud igual a la distancia que existe entre los “omoplatos” (escápulas) del ave. Muchas veces ésta distancia parece muy corta, pero no lo es. Asegúrese que los nudos que realizó no se corren ni suelten para que se mantengan en su sitio. Ahora sí hale suavemente las alas desde afuera para que se ubiquen de manera que parezca natural en su sitio



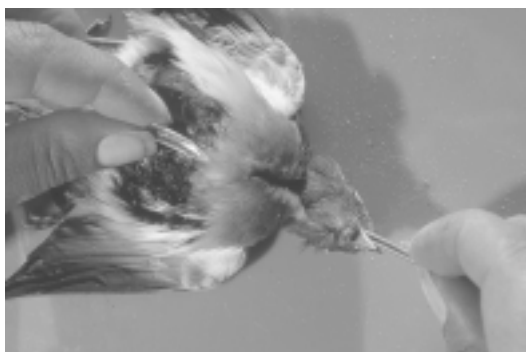
31. Diríjase ahora hacia la cola. En esta ha quedado un poco de carne, y el hueso del pigostilo que sostiene las plumas de la cola y la glándula uropigial (esta es una glándula que contiene principalmente sustancias grasas, y se ve como una bolsa pequeña con punta de color amarillo). Es necesario extraer esta glándula y quitar el exceso de carne para que no se pudra y pueda causar con el tiempo el desprendimiento de cola. Para extraerla es necesario voltear el pequeño muñón de hueso pigostilo y separar la piel de la espalda, hasta dejarla expuesta la glándula, cuidando de no excederse, pues inevitablemente puede desprender las plumas de la cola o hacer que la piel de esta zona se rasgue. Corte la glándula justo encima del hueso (cuidado! no corte el hueso). Termine de quitar el exceso de carne alrededor del hueso, teniendo siempre el cuidado de no cortar nada de piel ni de llegar a desprender las plumas de la cola. De nuevo utilice aserrín y un poco de bórax, y devuelva la cola a su posición original. Finalmente, coloque la piel como está en un lugar limpio y seco mientras realiza el siguiente paso.

II. Relleno y sutura de la piel

32. Ahora, es necesario tener a mano un palo delgado, con punta en uno de sus extremos, resistente y firme que sea más largo que el ave y cuyo grosor, en general, no sea mayor que el tarso del ave. Sobre este palo envuelva, siempre en la misma dirección, láminas delgadas de algodón, una sobre otra, ajustándolas mientras gira el palo, hasta tener una estructura de algodón compacto con forma de cono. Esta estructura debe ser tan larga como el cuerpo extraído del ave, incluyendo el cuello. La parte donde se acusa el cono se asemeja al cuello, y debe distribuirse hacia el extremo provisto de punta; en tanto que la parte más gruesa del cono debe ser similar al grosor del cuerpo extraído, nunca menor.



33. Es necesario ahora, introducir este cuerpo de algodón dentro de la piel del ave. Para ello puede primero introducir una cánula por el pico del ave, que pase por el cuello hasta que sea visible por la parte interna de la piel, de manera que sirva de



guía. Introduzca el cuerpo por la parte interna de la piel para que entre desde el “túnel” del cuello en dirección al pico, teniendo en cuenta que la parte delgada del cono, donde está la punta del palo, entre primero. Guiado por la cánula, deslice el cono hasta que la punta salga por el pico. Una vez allí, extraiga la cánula. Sujetando la cabeza del ave, clave la punta del palo en la base interna del cráneo al nivel del nacimiento de la maxila, entiérrelo firmemente en su sitio. El palo no debe salir del cráneo, ni atravesar el pico.



34. Acomode la piel restante del ave sobre el cono de algodón, de manera que la piel lo envuelva y cubra. Arregle y acomode la posición de todas las plumas para que estén libres sobre la piel y ninguna haya quedado volteada, especialmente las ubicadas en la parte ventral. Termine de acomodar el cono de tal manera que las plumas tanto del cuello como de las alas se ubiquen en su sitio. Para esto es necesario, a veces, mover las alas por fuera para que queden a igual distancia a cada lado y acomodar la piel de cuello, cuidando que quede a una distancia a como era en vivo. Muchas veces, aparentemente, la piel del cuello se ha recogido demasiado, pero no olvide que la mayoría de las aves tienen el cuello doblado y parecen tenerlo más corto.

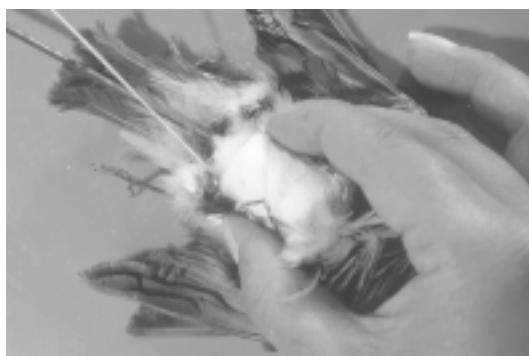


35. Es necesario volver a alistar aguja e hilo para coser la piel y cerrar la abertura del vientre, para lo cual se requieren unas pocas puntadas hechas de adentro de la piel hacia fuera. Empezee haciendo una puntada en la parte alta de la abertura, lo más cerca hacia el pecho del ave, agarrando sólo la piel desnuda desprovista de plumas. Realice otra puntada, siempre de adentro hacia afuera, justo en frente y en el borde opuesto de la anterior. Después de cada puntada no ajuste con fuerza el hilo, déjelo ligeramente ajustado por ahora, de manera que sea visible sobre el cono de algodón,

ya que el ajuste final se lleva a cabo terminadas todas las puntadas requeridas. Luego vuelva a pasar otra puntada al lado contrario, un poco más abajo de la primera puntada, dejando 1 cm de distancia. Continúe cosiendo de tal forma que el hilo y las puntadas efectuadas formen un zigzag. Avance la costura hasta que llegue a la parte inferior de la apertura en el bajo vientre, y deténgase cuando esté cerca a la piel de la cloaca. Una vez allí, haga una punta en un uno de los bordes de la piel de la cloaca y pase el hilo por debajo del palo, para luego realizar la última puntada en frente de la anterior. Esta puntada es con el fin de que la cola del ave no quede suelta y pueda estar más cerca al cuerpo, como en el ave original.



Ahora sí hale el hilo lentamente pero con firmeza, ajustando y cerrando la abertura paulatinamente hasta que no ceda más. Para hacer esto, con una mano sostenga el ave por el palo, y con la otra hale, acerque los bordes y ajuste el hilo. De esta forma las plumas, finalmente, cubren por completo el algodón y vuelven a su posición inicial cubriendo el vientre como en el ave inicial. Revise que la cola esté en la posición adecuada, si no lo está, acomódela; si es necesario coloque una nueva puntada amarrándola al palo. Finalmente, amarre firmemente el hilo al palo justo debajo de donde termina la piel de la cloaca, y corte el hilo sobrante.

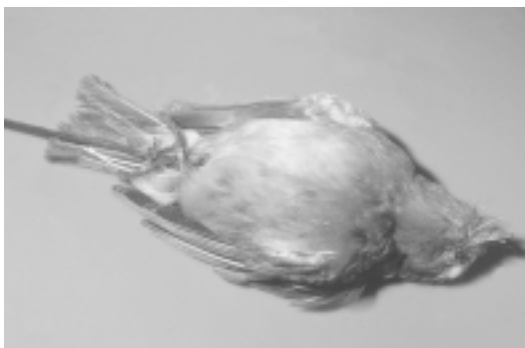


37. Ahora hay que amarrar con hilo los tarsos, uno sobre el otro, en forma de equis (X) sobre el palo. Tenga en cuenta antes de amarrar los tarsos, que las patas estén libres y que no estén entorchadas sobre su propia piel. Cuide que la X quede en un mismo plano; las patas deben verse en una posición “naturalmente relajada”, incluidos los dedos.

III. Arreglo del plumaje y aspecto general del ejemplar

38. Arregle y organice la posición de las plumas de toda el ave, de forma que sean observables los patrones de plumaje y coloración naturales que presenta el individuo, de forma semejante a cuando estaba vivo. Arregle y “peine” las plumas teniendo en cuenta colocar primero los “camino” donde nacen grupos de plumas en su sitio. Esto puede hacerlo con la ayuda de las pinzas sin garras, acomodando primero los grupos de plumas, tal como en las del cuello, la espalda y los flancos; luego, de forma más individual arréguelas de manera que parezcan en su posición “natural”.

Si en el vientre, una vez cerrada la piel, hay plumas unas por debajo de otras, pase la pinza por debajo del grupo de plumas que necesitan pasar al frente hasta que logre acomodarlas en su sitio. Si son pocas las plumas que se encuentran torcidas en su base, con la pinza tome individualmente cada pluma por el raquis, o base, y desdóblela hasta que se acomode en su posición natural. Si después de todos los intentos es imposible acomodarla, considere, incluso, arrancarla.



Nuevamente revise que las alas estén en la posición adecuada y “natural” dentro del conjunto del cuerpo. Las plumas de vuelo de las alas (primarias, secundarias y terciarias,) incluyendo las coberteras de los hombros y la alula, deben acomodarse en su orden consecutivo natural y colocadas adecuadamente sobre el cuerpo (la parte superior de las alas, sobre la espalda; y las puntas del ala, sobre las plumas de la cola). Haga lo mismo que hizo para las alas con las plumas de la cola, arreglándolas donde sea necesario. El arreglo adecuado de todo el plumaje debe hacer que el ave se vea lo más simétrica posible y casi como se vería “naturalmente”. Coloque de nuevo al ave sobre una superficie limpia y seca.

39. Finalmente, es necesario mantener el arreglo de las plumas que se ha efectuado. Una de las maneras de lograr esto es envolver el ave en una lamina delgada de algodón a manera de una “capa” o “chaqueta” de tamaño adecuado para el ave,

lo cual implica que ésta sea un poco más larga que el tamaño del cuerpo del ave y al menos igualmente ancha. Es necesario realizar una perforación pequeña en la lámina para crear un orificio a cierta distancia del borde, que se usará como la parte superior de la “capa” por donde se introduce el pico, y que esté centrado con respecto a lo que serán los lados. La distancia al borde que se debe dejar corresponde a la distancia que sea necesaria mantener para que al doblarse ese extremo de la capa de algodón hacia la parte de en frente del ave, ésta alcance a cubrir la parte superior del pecho del ave ya arreglada. Una vez realizado este orificio, retome el ave e introduzca el pico de la misma por el pequeño orificio. Deje caer lo restante de la capa sobre la espalda del ejemplar halándolo muy suavemente para que mantenga todo el arreglo desde la cabeza hasta el final de la espalda, incluidas las alas en su posición y que continúen “alisadas”. Luego coloque al ejemplar de nuevo sobre una superficie limpia y seca. Ahora doble el extremo corto que quedo de la capa, hacia el pecho del ave de tal manera que halándolo suavemente sobre la garganta y parte superior del pecho mantenga dichas plumas en su posición y continúen “alisadas” sin doblarse.

- 40 Doble hacia adentro uno de los extremos de los bordes de la capa de algodón que sobresalen por debajo del ejemplar, hasta colocarlo sobre el vientre del mismo. Se debe halar muy suavemente, pero lo suficiente, especialmente a nivel de la parte superior del ala, para que ésta ajuste en el costado de manera adecuada y también continúe en su sitio, y que la restante parte de algodón termine también por cubrir un poco más de la mitad del vientre. Retire el algodón en exceso que se pase de este punto sin soltar el arreglo de algodón que ya dejó puesto. No suelte el ave por ningún motivo de la posición actual en la que se encuentra. Ahora realice lo mismo con el otro extremo de la capa de algodón que aún sobresale por debajo del ejemplar en el lado contrario hasta ajustar el ala de ese costado, y termine por pasar lo que queda de la capa de algodón sobre el espacio de vientre que todavía no está cubierto y además sobre la anterior capa de algodón ya puesta. Permita que el borde de algodón se “pegue” al algodón ya existente en el costado contrario al avanzarlo al menos hasta ese punto. Retire el exceso de algodón sobrante. Revise de nuevo el ajuste de la capa de algodón especialmente en la parte final del cuerpo e inicio de la cola. Si es necesario utilice otra capa de algodón muy delgada en este punto para que ajusten las puntas del ala y las plumas del bajo vientre. Finalmente revise y arregle de ser necesario las plumas de la cola para que éstas estén en su posición natural.
- 41 Amarre la etiqueta correspondiente con la información necesaria a uno de los tarsos del ave. Puede ayudarse con las pinzas sin garra para pasar el hilo a través del espacio entre los tarsos.
42. Por ultimo, no deje el aire libre el ejemplar expuesto a hormigas, moscas u otros animales; si requiere transportarlo, póngalo dentro de una caja o recipiente limpio, con la espalda hacia abajo.

Anexo 5.5

Información para la base de datos de colecciones

No. campo	No. catálogo	No. colector	Iris	Género	Especie	Mandíbula	Maxila	Patas	Sexo	Largo Gon.	A.n. Gon.	Color Gonadas	Osif. Craneo	G. Subcut.	Tejido	Medio	Comentarios
1	IAvH-11822	AMU-100	Rojo vinotinto	Henicorhina	leucophrys	Blanca grisacea	negro	Café oscuro, palmas amarillas	H	3,6	3	Blanco	OS	S	MCH	B	Anillo ocular naranja
3	IAvH-11824	AMU-102	marron	Doryfera	ludoviciae	negra	negra	negras, palmas blancas	M	2,1	2	Blanco	OS	A	MCH	B	
6	IAvH-11826	AMU-104	Marron	Myadestes	ralloides	negro	negro	Negras, palmas crema	M	1,9	1,9	Blanco	NOS	S	MH	B	
11	IAvH-11825	AMU-103	marrón	Adelomyia	melanogenys	Negro	negro	Negras, palmas crema	M	1	1	Blanco	SOS	S	MC	B	
15	IAvH-11827	AMU-105	Café	Masius	chrysopterus	Base blanca grisacea, resto negro	Negro	Negras, Palmas amarillas	M	6,1	5,3	Derecha blanca, izquierda gris	SOS	S	H	A	Se lo comió un tucán en la red
20	IAvH-11828	AMU-106	Marrón	Adelomyia	melanogenys	Negro	Negro	Negras, palmas crema	M	1,6	1,5	Blanco	NOS	MA	C	A	
23	IAvH-11829	AMU-107	Marron	Leptopogon	rufipectus	Base naranja claro, resto negro	Negra	Negras, palmas crema									
35	IAvH-11833	AMU-111	Café	Myadestes	ralloides	Naranja claro	Naranja claro	Café claro, palmas crema	M	4,4	3	Blanco	OS	S	MCH	B	
48	IAvH-11835	AMU-113	Café	Haplophaedia	aureliae	Hueso	Cuerno	Oliva, palmas amarillas	M	2	1,3	Blanco	SOS	S	HC	B	Preservado en Liquido

No. De Campo: número de campo de las capturas en redes del ejemplar colectado.

No. Colector (Número de Colector).

No. Catalogo (Número de Catálogo).

Estado de osificación del cráneo (Osif. Craneo): osificado = OS; semiosificado = SOS; no osificado = NOS. Esta medida también se puede presentar en porcentajes relativos de osificación (entre 0 % y 100%).

Cantidad de grasa subcutánea: Sin grasa = S, Poca = P, Abundante = A, Muy Abundante = MA

Muestra de tejidos: músculo = M, hígado = H y/o corazón = C

Medio: Buffer = B; Alcohol = A

Anexo 5.6

Preservación de contenidos estomacales de aves

Carolina Fierro y Felipe Estela

Analizar los contenidos estomacales de los organismos colectados es una herramienta útil para realizar estudios sobre dietas y relaciones tróficas de las especies de una comunidad. Por tanto es necesario analizarlos mediante un método que permita su cuantificación, clasificación y conservación para que sean usados como material de consulta.

El método utilizado fue diseñado originalmente por Servat (1993) y consiste en montar cada tipo de fragmento encontrado en el contenido estomacal en una placa de laboratorio; a cada fragmento se le asigna un código que relacione la identificación del fragmento y la especie por la que fue consumida. Con este método se crea una colección de referencia que permite una identificación más confiable al comparar los contenidos con fragmentos anteriormente identificados.

En Colombia este método se utilizó por Rocha *et al.* (1996), analizando contenidos estomacales de aves del Pacífico. La colección creada durante este trabajo se encuentra en la colección de entomología de la Universidad del Valle en Cali y permanece en perfecto estado de conservación.

Además del establecimiento de una colección de referencia, los contenidos estomacales son examinados cuantitativamente siguiendo los métodos utilizados por Peraza (2000) y Melo (2001). De esta forma, no solo se tiene preservada una colección de los fragmentos encontrados en los contenidos estomacales, sino que se tienen datos cuantitativos de la composición de la muestra.

Este método puede ser utilizado en todo tipo de vertebrados y también para preservar regurgitados y excrementos principalmente de aves.

Metodología

1. Se abre el estomago del ejemplar y se extrae el contenido estomacal, raspando las paredes internas del estomago. Es conveniente abrir también el esófago, molleja e intestinos para buscar otros fragmentos ingeridos.
2. El contenido estomacal es vaciado en una caja petri con alcohol al 70%, y luego se filtra sobre un papel filtro.
3. Cuando la muestra está seca se extiende sobre una caja petri, a la cual se le ha puesto por debajo una cuadrícula de papel milimetrado, para cuantificar el área del contenido.
4. Se cuantifica el área total (mm²) de la muestra teniendo en cuenta la forma de los fragmentos. Por ejemplo cuando una partícula tiene forma cilíndrica, su superficie es equivalente a tres veces el área registrada; si el fragmento está doblado, el área real de la partícula es igual a este valor multiplicado por dos (Peraza 2000).
5. Luego se separan los diferentes fragmentos según la recomendación de Kleintjes & Dahlsten (1992) para las partículas de artrópodos. Las partes identificadas deben ser igualadas aproximadamente al número de insectos presentes en cada

- muestra, por ejemplo, dos mandíbulas de Lepidoptera es igual a una larva, tres patas de Cicadidae es igual a una cicada.
- Se identifican todos los fragmentos posibles y se registra el área (mm²) de cada uno dentro de la muestra, también se registra el área (mm²) de la muestra que no fue identificada.
 - Posteriormente se escoge un fragmento significativo e identificado de cada tipo y se adhiere con colbón en la placa de acrílico. El fragmento pegado en la placa debe ser numerado consecutivamente sin importar la especie o la localidad donde fue colectada. Se deben pegar todas las clases de fragmento identificados y una muestra del material no identificado.
- Se usan placas de acrílico con ocho perforaciones. Para el montaje se pega la placa a un portaobjeto y sobre este y en cada perforación se pegan los fragmentos, finalmente se pone otro portaobjeto sobre la placa para proteger el montaje. Para cada especie se utiliza una placa, al analizar un nuevo individuo de la misma especie se continúa llenando la misma placa si aún tiene espacios vacíos, cuando se termina la placa se continúa en una placa nueva. De esta forma se tiene una muestra de la diversidad de la dieta de cada especie en placas consecutivas.
- Cuando la placa está llena, se etiqueta adecuadamente y se cubre con una placa portaobjetos (Figura 5.6.1).
- Cada placa tiene un código consecutivo al igual que cada fragmento. Estos dos números se relacionan en la base de datos con la información obtenida del análisis del contenido estomacal y con los datos del ejemplar analizado (especie, localidad, fecha de captura, etc.).
- El material no montado se guarda en un frasco, debidamente etiquetado, para posibles análisis futuros.

Ornitología CE contenido estomacal PLACA 001 <i>Synallaxis albescens</i> IAvH-12105 = CE-IAvH 265, 266, 267, 268, 269 IAvH-12189 = CE-IAvH 685 IAvH-12173 = CE-IAvH 701, 702 Colombia Norte de Santander Mpio. Cucutilla Vda. Carrizal Sector Sisavita 2300 m 21-Marzo-2002 Prep. Karolina Fierro-C	Ornitología CE contenido estomacal PLACA 151 <i>Turdus fuscater</i> IAvH-13596 = CE-IAvH 288, 289, 290 Colombia Boyacá Mpio. Villa de Leyva SFF Iguaque Sector Carrizal 2900 m 26-Agosto-2002 Preparado por Karolina Fierro-C
--	--

Figura 5.6.1 Ejemplo para las etiquetas de la colección de referencia de los contenidos estomacales de aves

Finalmente se crea una tabla de datos con la información cuantitativa y cualitativa de los contenidos estomacales, los otros datos del espécimen y los códigos creados para cada fragmento analizado (Figura 5.6.2).

Localidad	Código placa	Código fragmento	Código ejemplar	Género	Especie	Área total muestra (mm ²)	Nombre del fragmento	Área del fragmento (mm ²)	Descripción del fragmento	Identificación del fragmento
SFF Iguaque	25	CE-IAvH 234	12058	Agelaiocercus	kingi	48	Coleoptera	5	cabeza negra achatada	Scarabeidae, Scarabaeinae
SFF Iguaque	25	CE-IAvH 235	12058	Agelaiocercus	kingi	48	Coleoptera	15	elitos café oscuro	
SFF Iguaque	25	CE-IAvH 236	12058	Agelaiocercus	kingi	48	Coleoptera	1	cabeza	Staphyllinidae
SFF Iguaque	26	CE-IAvH 237	12086	Coeligena	torquata	18	Himenoptera	18	pata y abdomen	Ponerinae

Figura 5.6.2 Ejemplo de la tabla de datos para los contenidos estomacales revisados

Anexo 5.7

Breves metodologías para la toma y transporte de muestras de tejidos para ser utilizados en estudios moleculares

Juan Diego Palacio Mejía

El interés de todo método para la toma y transporte de tejido biológico para ser utilizado con fines moleculares es conservar la integridad del ácido desoxiribonucleico (ADN). Esta es la molécula en la que está codificada la información de cada individuo y es universal en todos los grupos biológicos. En las últimas décadas han sido desarrolladas múltiples técnicas que utilizan como materia prima el ADN. Estas técnicas son de mucha ayuda en todas las disciplinas biológicas. Debido a la creciente utilidad del ADN, en la actualidad se han conformado colecciones biológicas para conservar tejidos de los cuales esta molécula puede ser extraída.

El ADN es una molécula de característica proteica lo que la hace muy frágil a la manipulación. Con el fin de aprovechar los esfuerzos de colecta que se realizan en el país para diferentes propósitos, este anexo incluye una serie de procedimientos generales para coleccionar y transportar tejidos biológicos para propósitos moleculares con muy poco esfuerzo logístico y económico.

El ADN se puede degradar por exceso de calor, concentraciones altas de sustancias nocivas, cambios de pH o por la acción de las ADNasas (familia de enzimas que degradan el ADN). Para evitar estos daños, las muestras no deben estar expuestas al calor, el tejido no debe presentar procesos de descomposición, el pH debe estar estable y la acción de las ADNasas debe ser neutralizada.

En términos generales, la mejor manera de evitar todos los factores que causa deterioro del ADN es el frío. De las diferentes opciones de refrigeración, el nitrógeno líquido es la mejor, porque proporciona temperaturas de alrededor de -160°C , a las cuales no hay actividad biológica que degrade los tejidos. Para coleccionar en nitrógeno líquido es necesario disponer de un tanque apropiado en el cual las muestras pueden permanecer por varias semanas en campo. Otra opción es el hielo seco que puede ser transportado en neveras de icopor y proporciona temperaturas de -70°C , sin embargo su durabilidad es de pocos días. El hielo convencional sólo proporciona seguridad por algunas horas.

Si no se dispone de la posibilidad de coleccionar tejido a bajas temperaturas, existen una serie de métodos alternativos, que aunque no aseguran la total integridad del ADN, proporcionan condiciones mínimas de seguridad a muy bajo costo y sin necesidad de equipos sofisticados.

A continuación se describen algunos protocolos para la colección y transporte de tejido:

Tejido vegetal

5 gramos de hojas jóvenes pero maduras, libres de enfermedades, epífitas y otros cuerpos extraños que contaminen la muestra, son la mejor fuente de tejido vegetal para la extracción de ADN. A las hojas seleccionadas se les debe retirar la nervadura central

que no son buena fuente de ADN y posteriormente se rasgan en trozos de aproximadamente un cm² para facilitar su deshidratación. Los trozos de hoja deben ser depositados en una bolsa de cierre hermético que contenga 50 gr de silica gel. El aire y la humedad deben ser retirados de la bolsa y ésta debe estar cerrada herméticamente. Es fundamental que la deshidratación se realice durante las próximas 12 horas después de colectada. En este caso las ADNasas son neutralizadas por deshidratación del tejido con silica gel.

Tejido de vertebrados

Casi cualquier tipo de tejido de vertebrados es útil para la extracción de ADN. Los mejores resultados se han obtenido con sangre, hígado, músculo, piel, corazón y cerebro. La elección depende del tipo de acceso que se tenga al individuo. Si son ejemplares sacrificados se pueden tomar muestras de hígado, músculo y corazón. Si no es posible el sacrificio se puede recurrir a muestras de biopsias de músculo, piel o sangrados. Como último recurso existe la posibilidad de tomar muestras de plumas o pelo. La cantidad puede variar entre 1 y 5 gramos. Estas muestras deben ser transferidas a tubos plásticos de 2 ml los cuales deben contener tres terceras partes de solución de lisis (0.1 M de tris, 0.1 M de EDTA, 0.01 M de NaCl y 0.5% de SDS). Esta solución debe cubrir el tejido. También pueden ser utilizados alcoholes como el etanol entre el 70 y el 90%.

Tejido de insectos

5 gr de individuos o partes de insectos pueden ser conservados en tubos plásticos de centrífuga de diferentes volúmenes que contengan 10 gr de silica gel. También pueden emplearse alcoholes como el etanol entre el 70 y el 90%. Por fortuna muchos insectos en su etapa adulta tienen poca concentración de agua lo que favorece la conservación del ADN, en algunos casos, incluso sin necesidad de tratamientos. Para estados inmaduros, el método más apropiado es colecta en etanol.

Estos métodos ofrecen condiciones temporales de estabilidad, sin embargo es necesario enviar a la menor brevedad posible las muestras a una colección de tejidos donde dispongan de instalaciones adecuadas para la conservación a largo plazo.

En todos los casos es necesario tomar información asociada al ejemplar en una libreta de campo y marcar muy bien los recipientes que contengan el tejido. El valor de la muestra está directamente relacionado con la cantidad de información asociada a ella.

Anexo 5.8

Procedimiento para establecer muestras de 20 registros en aves

A partir de la base de datos genere una lista donde aparezca el número de campo, la fecha, el método por el cual fue registrado el individuo, la especie, si el individuo fue recapturado o regrabado, la altitud y la localidad (Figura 5.8.1).

No. Campo	Fecha	Método	Especie	Recaptura/Regrabado	Altitud	Localidad
1	19/02/2002	red	Idiocerax ruber		3640	Castalia
2	19/02/2002	red	Diglossa lafrenayii	X	3640	Castalia
3	19/02/2002	red	Chalcopteryx leucotis		3640	Castalia
4	19/02/2002	red	Metallura williamsi		3640	Castalia
5	19/02/2002	red	Enicospiza montana		3640	Castalia
6	19/02/2002	red	Diglossa lafrenayii		3640	Castalia
7	19/02/2002	red	Diglossa lafrenayii	X	3640	Castalia
8	19/02/2002	red	Diglossa lafrenayii		3640	Castalia
9	19/02/2002	red	Diglossa lafrenayii	X	3640	Castalia
10	19/02/2002	red	Diglossa lafrenayii	X	3640	Castalia
11	04/03/2002	grabado	Grallinula leucogaster		830	Tindia
12	04/03/2002	grabado	Henicophaps leucosticta		830	Tindia
13	04/03/2002	grabado	Manacus vitellinus		830	Tindia
14	04/03/2002	grabado	Manacus vitellinus	X	830	Tindia
15	04/03/2002	grabado	Manacus vitellinus	X	830	Tindia
16	04/03/2002	grabado	Farpus conspicillatus		830	Tindia
17	04/03/2002	grabado	Myzodetes cayanensis		830	Tindia
18	04/03/2002	grabado	Myzodetes cayanensis	X	830	Tindia
19	26/02/2002	observado	Myadestes nelsoni		2736	Ternapilas
20	26/02/2002	observado	Dendroica fusca		2736	Ternapilas
21	26/02/2002	observado	Zonotrichia querula		2737	Ternapilas
22	26/02/2002	observado	Zonotrichia querula		2738	Ternapilas
23	26/02/2002	observado	Geothlypis		2739	Ternapilas
24	26/02/2002	observado	Grallina nubicola		2740	Ternapilas
25	26/02/2002	observado	Streptoprocne zonaria		2741	Ternapilas

Figura 5.8.1

Seleccione por medio de filtros (consultar Anexo 7.3) los individuos que fueron registrados más de una vez, es decir los que tienen una X en la columna recaptura/regrabado (Figura 5.8.2).

No. Campo	Fecha	Método	Especie	Recaptura/Regrabado	Altitud	Localidad
2	19/02/2002	red	Diglossa lafrenayii	X	3640	Castalia
14	13/03/2002	red	Agelaius phoeniceus	X	3640	Castalia
24	23/03/2002	red	Agelaius phoeniceus	X	3640	Castalia
58	21/03/2002	red	Helianthus exilis	X	3160	Castalia
66	21/03/2002	red	Metallura tytanthina	X	3160	Castalia
248	20/03/2002	red	Empidonax hammondi	X	2600	Ternapilas
251	26/03/2002	red	Thryothorus virgatus	X	2612	Ternapilas
291	27/03/2002	red	Basileuterus tristis	X	2964	Ternapilas
328	32/03/2002	red	Catharus ustulatus	X	1060	Tindia
362	36/03/2002	red	Glauco bitorquatus	X	1060	Tindia
384	38/03/2002	red	Tolmomyia sulphureocephala	X	1060	Tindia
411	41/03/2002	red	Manacus vitellinus	X	1060	Tindia
433	53/04/2002	red	Nyctinassa alba	X	830	Tindia
561	56/04/2002	red	Dendroica castanea	X	830	Tindia
602	60/04/2002	red	Manacus vitellinus	X	830	Tindia
626	63/04/2002	red	Manacus vitellinus	X	830	Tindia
658	66/04/2002	red	Phaethon rubricauda	X	1800	Los Lajeros
668	67/04/2002	red	Legotis plumbeiceps	X	1900	Samaria
667	68/04/2002	red	Basileuterus tristis	X	1900	Samaria
671	4/05/2002	grabado	Myiopsitta monina	X	3640	Castalia
672	5/05/2002	grabado	Carpodacus mexicanus	X	3640	Castalia
680	13/05/2002	grabado	Carpodacus mexicanus	X	3640	Castalia
686	28/05/2002	grabado	Turdus fuscater	X	3640	Castalia
716	48/05/2002	grabado	Turdus fuscater	X	3300	Castalia

Figura 5.8.2

Estos serán eliminados de los análisis para no contar dos veces el mismo individuo (Figura 5.8.3).

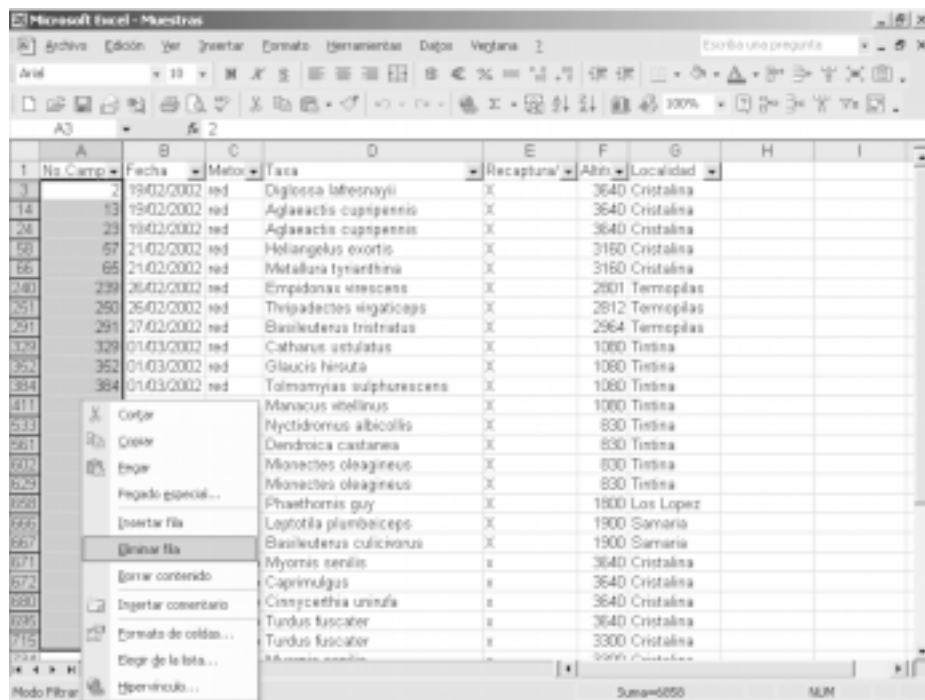


Figura 5.8.3

Una vez eliminados estos registros se puede eliminar la columna de recaptura/regrabado y añadir una nueva que se llame muestra. Ordene los datos por fecha, método y localidad (Figura 5.8.4).

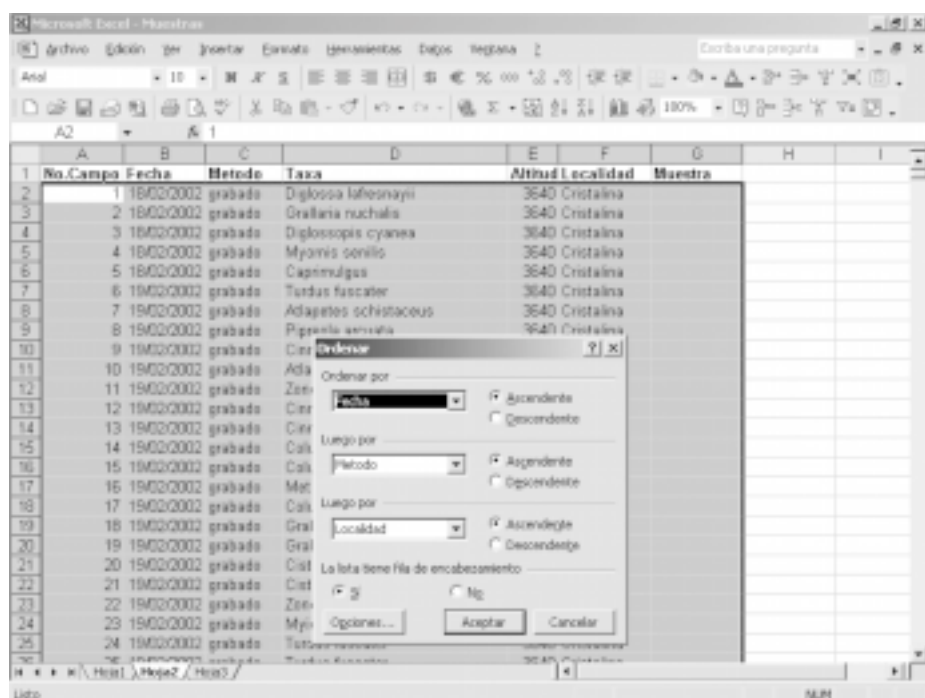


Figura 5.8.4

Una vez ordenados los datos de esta forma se procede a obtener las muestras para análisis al asignarle a cada registro un número. A los primeros 20 registros asígneles el número 1, a los siguientes el número 2 y así consecutivamente (Figura 5.8.5).

No.Campo	Fecha	Método	Taxa	Altitud	Localidad	Muestra
1	19/02/2002	grabado	Diglossa lutescens	3640	Cristalina	1
2	19/02/2002	grabado	Geothlypis cyanea	3640	Cristalina	1
3	19/02/2002	grabado	Myioborus exilis	3640	Cristalina	1
4	19/02/2002	grabado	Caprimulgus sp.	3640	Cristalina	1
5	19/02/2002	grabado	Turdus fuscater	3640	Cristalina	1
6	19/02/2002	grabado	Atlapetes schistaceus	3640	Cristalina	1
7	19/02/2002	grabado	Pipilo arcuatus	3640	Cristalina	1
8	19/02/2002	grabado	Cinnyoethia unirufa	3640	Cristalina	1
9	19/02/2002	grabado	Atlapetes schistaceus	3640	Cristalina	1
10	19/02/2002	grabado	Zonotrichia capensis	3640	Cristalina	1
11	19/02/2002	grabado	Cinnyoethia unirufa	3640	Cristalina	1
12	19/02/2002	grabado	Cinnyoethia unirufa	3640	Cristalina	1
13	19/02/2002	grabado	Columba fasciata	3640	Cristalina	1
14	19/02/2002	grabado	Columba fasciata	3640	Cristalina	1
15	19/02/2002	grabado	Metallura tyrianthina	3640	Cristalina	1
16	19/02/2002	grabado	Columba fasciata	3640	Cristalina	1
17	19/02/2002	grabado	Geothlypis cyanea	3640	Cristalina	1
18	19/02/2002	grabado	Geothlypis cyanea	3640	Cristalina	1
19	19/02/2002	grabado	Cistothorus platensis	3640	Cristalina	2
20	19/02/2002	grabado	Cistothorus platensis	3640	Cristalina	2
21	19/02/2002	grabado	Zonotrichia capensis	3640	Cristalina	2
22	19/02/2002	grabado	Myioborus exilis	3640	Cristalina	2
23	19/02/2002	grabado	Turdus fuscater	3640	Cristalina	2

Figura 5.8.5

Se debe tener en cuenta que cada vez que haya un cambio en la fecha, el método, la localidad o la altitud en los registros, se asigna un nuevo número para designar una nueva muestra. Realice esto sin importar que en la anterior muestra no se hayan completado los 20 registros (Figuras 5.8.6, 5.8.7, 5.8.8, 5.8.9).

Microsoft Excel - Muestras									
Archivo Edición Formato Herramientas Datos Ventana						Escriba una pregunta			
Aral 10							100%		
C1018							59		
	A	B	C	D	E	F	G	H	I
1	No.Campo	Fecha	Método	Taxa	Altitud	Localidad	Muestra		
1006	145	24/02/2002	red	Prenenias guttuligera	2250	Termopilas	58		
1007	146	24/02/2002	red	Prenenias guttuligera	2250	Termopilas	58		
1008	147	24/02/2002	red	Coeligena coeligena	2250	Termopilas	58		
1009	148	24/02/2002	red	Phaethornis symatophorus	2250	Termopilas	58		
1010	150	24/02/2002	red	Phaethornis symatophorus	2250	Termopilas	58		
1011	151	24/02/2002	red	Haploghaardia aureliae	2250	Termopilas	58		
1012	152	24/02/2002	red	Haploghaardia aureliae	2250	Termopilas	58		
1013	153	24/02/2002	red	Chloropis flavicapilla	2250	Termopilas	58		
1014	154	24/02/2002	red	Coeligena coeligena	2250	Termopilas	58		
1015	155	24/02/2002	red	Buarremon brunneinucha	2250	Termopilas	58		
1016	156	24/02/2002	red	Prenenias guttuligera	2250	Termopilas	58		
1017	157	24/02/2002	red	Monectes straticollis	2250	Termopilas	58		
1018	158	24/02/2002	red	Diglossa albilatera	2250	Termopilas	58		
1019	159	24/02/2002	red	Myadestes nelsoni	2250	Termopilas	58		
1020	160	24/02/2002	red	Phaethornis symatophorus	2250	Termopilas	58		
1021	161	25/02/2002	red	Haploghaardia aureliae	2250	Termopilas	60		
1022	162	25/02/2002	red	Monectes straticollis	2250	Termopilas	60		
1023	163	25/02/2002	red	Monectes straticollis	2250	Termopilas	60		
1024	164	25/02/2002	red	Monectes straticollis	2250	Termopilas	60		
1025	165	25/02/2002	red	Henicophaps leucophrys	2250	Termopilas	60		
1026	166	25/02/2002	red	Phaethornis symatophorus	2250	Termopilas	60		
1027	167	25/02/2002	red	Haploghaardia aureliae	2250	Termopilas	60		
1028	168	25/02/2002	red	Coeligena coeligena	2250	Termopilas	60		
1029	169	25/02/2002	red	Basileuterus tristatus	2250	Termopilas	60		

Figura 5.8.6

Microsoft Excel - Muestras

Archivo Edición Formato Herramientas Datos Ventana ?

Escribe una pregunta

10

G45 3

	A	B	C	D	E	F	G	H	I
1	No.Campo	Fecha	Método	Taxa	Altitud	Localidad	Muestra		
40	39	19/02/2002	grabado	Metallura tyrianthina	3640	Cristalina	2		
41	40	19/02/2002	grabado	Metallura tyrianthina	3640	Cristalina	3		
42	41	19/02/2002	grabado	Myrmica senilis	3640	Cristalina	3		
43	42	19/02/2002	grabado	Anisognathus lacrymosus	3640	Cristalina	3		
44	43	19/02/2002	grabado	Orsiliacula nana	3640	Cristalina	3		
45	44	19/02/2002	grabado	Zonotrichia capensis	3640	Cristalina	3		
46	45	19/02/2002	grabado	Cistothorus platensis	3640	Cristalina	3		
47	46	19/02/2002	grabado	Zonotrichia capensis	3640	Cristalina	3		
48	47	19/02/2002	grabado	Catantopha inornata	3640	Cristalina	3		
49	1	19/02/2002	observado	Pipreola arcuata	3640	Cristalina	4		
50	2	19/02/2002	observado	Myioborus ornatus	3640	Cristalina	4		
51	3	19/02/2002	observado	Turdus fuscater	3640	Cristalina	4		
52	4	19/02/2002	observado	Turdus fuscater	3640	Cristalina	4		
53	5	19/02/2002	observado	Turdus fuscater	3640	Cristalina	4		
54	6	19/02/2002	observado	Zonotrichia capensis	3640	Cristalina	4		
55	7	19/02/2002	observado	Zonotrichia capensis	3640	Cristalina	4		
56	8	19/02/2002	observado	Zonotrichia capensis	3640	Cristalina	4		
57	9	19/02/2002	observado	Zonotrichia capensis	3640	Cristalina	4		
58	10	19/02/2002	observado	Zonotrichia capensis	3640	Cristalina	4		
59	11	19/02/2002	observado	Zonotrichia capensis	3640	Cristalina	4		
60	12	19/02/2002	observado	Zonotrichia capensis	3640	Cristalina	4		
61	13	19/02/2002	observado	Zonotrichia capensis	3640	Cristalina	4		
62	14	19/02/2002	observado	Zonotrichia capensis	3640	Cristalina	4		
63	15	19/02/2002	observado	Myioborus ornatus	3640	Cristalina	4		

Herramientas de Formato

Lista

Suma=20

Núm

Figura 5.8.7

Microsoft Excel - Muestras

Archivo Edición Formato Herramientas Datos Ventana ?

Escribe una pregunta

10

F1587 3

	A	B	C	D	E	F	G	H	I
1	No.Campo	Fecha	Método	Taxa	Altitud	Localidad	Muestra		
1576	317	27/02/2002	observado	Basileuterus coronatus	2250	Temopilas	73		
1579	318	27/02/2002	observado	Myiophobus flavicans	2250	Temopilas	73		
1580	319	27/02/2002	observado	Henicorhina leucophrys	2250	Temopilas	73		
1581	320	27/02/2002	observado	Myadestes ralloides	2250	Temopilas	74		
1582	321	27/02/2002	observado	Myioborus striatocollis	2250	Temopilas	74		
1583	322	27/02/2002	observado	Myioborus striatocollis	2250	Temopilas	74		
1584	323	27/02/2002	observado	Henicorhina leucophrys	2250	Temopilas	74		
1585	324	27/02/2002	observado	Basileuterus coronatus	2250	Temopilas	74		
1586	325	27/02/2002	observado	Atlapetes albinucha	2250	Temopilas	74		
1587	326	27/02/2002	observado	Pythomyias cinnamomea	2250	Temopilas	74		
1588	327	27/02/2002	observado	Myioborus miniatus	2250	Temopilas	74		
1589	328	27/02/2002	observado	Zimmerius viridiflavus	2250	Temopilas	74		
1590	719	28/02/2002	observado	Streptoprocne zonaris	1080	Tirina	75		
1591	720	28/02/2002	observado	Troglodytes aedon	1080	Tirina	75		
1592	721	28/02/2002	observado	Euphonia lanicollis	1080	Tirina	75		
1593	722	28/02/2002	observado	Cathartes aura	1080	Tirina	75		
1594	723	28/02/2002	observado	Troglodytes aedon	1080	Tirina	75		
1595	724	28/02/2002	observado	Thamnophrus multistriatus	1080	Tirina	75		
1596	725	28/02/2002	observado	Columba talpacoti	1080	Tirina	75		
1597	726	28/02/2002	observado	Cathartes aura	1080	Tirina	75		
1598	727	28/02/2002	observado	Thraupis palmarum	1080	Tirina	75		
1599	728	28/02/2002	observado	Henicorhina leucosticta	1080	Tirina	75		
1600	729	28/02/2002	observado	Henicorhina leucosticta	1080	Tirina	75		
1601	730	28/02/2002	observado	Malurus boninensis	1080	Tirina	75		

Herramientas de Formato

Lista

Suma=272

Núm

Figura 5.8.8

	A	B	C	D	E	F	G	H	I
1	No. Campo	Fecha	Metodo	Taxa	Altitud	Localidad	Muestra		
151	51	20/02/2002	grabado	Myiopsis senilis	3300	Cristalina	35		
152	52	20/02/2002	grabado	Cinnycerthia unirufa	3300	Cristalina	35		
153	53	20/02/2002	grabado	Adiapetes schistaceus	3300	Cristalina	35		
154	54	20/02/2002	grabado	Cinnycerthia unirufa	3300	Cristalina	35		
155	55	20/02/2002	grabado	Myiozetetes similis	3300	Cristalina	36		
156	56	20/02/2002	grabado	Myiozetetes similis	3300	Cristalina	36		
157	57	20/02/2002	grabado	Turdus fuscater	3300	Cristalina	36		
158	58	20/02/2002	grabado	Dubusia taenata	3300	Cristalina	36		
159	59	20/02/2002	grabado	Adiapetes schistaceus	3300	Cristalina	36		
160	60	20/02/2002	grabado	Myiozetetes similis	3300	Cristalina	36		
161	61	20/02/2002	grabado	Hemicorhina leucophrys	3300	Cristalina	36		
162	62	20/02/2002	grabado	Trogon personatus	3300	Cristalina	36		
163	63	20/02/2002	grabado	Pipilo arcuatus	3300	Cristalina	36		
164	64	20/02/2002	grabado	Grallinula nana	3300	Cristalina	36		
165	65	20/02/2002	grabado	Columba fasciata	3300	Cristalina	36		
166	66	20/02/2002	grabado	Cinnycerthia unirufa	3300	Cristalina	36		
167	67	20/02/2002	grabado	Myiopsis senilis	3300	Cristalina	36		
168	68	20/02/2002	grabado	Basileuterus coronatus	3640	Cristalina	37		
169	69	20/02/2002	grabado	Cistothorus platensis	3640	Cristalina	37		
170	70	20/02/2002	grabado	Ramphoceros macrodactylus	3640	Cristalina	37		
171	71	20/02/2002	grabado	Zonotrichia capensis	3640	Cristalina	37		
172	72	20/02/2002	grabado	Basileuterus nigrocrissalis	3640	Cristalina	37		
173	73	20/02/2002	grabado	Cistothorus platensis	3640	Cristalina	37		
174	74	20/02/2002	grabado	Zonotrichia capensis	3640	Cristalina	37		

Figura 5.8.9

Cuando cada registro esté numerado y así asignado a una muestra se elabora la matriz de especies versus muestras (Anexo 9.4), para luego generar las curvas de acumulación de especies (Anexo 7.3).



Insectos

Esta mariposa monarca (*Danaus plexipus*) registrada en el Tolima, tiene una amplia distribución en el país.

6. Insectos

Los insectos son uno de los grupos de organismos más diversos en los ecosistemas terrestres y ocupan una amplia variedad de hábitats desde el nivel del mar hasta el límite con las nieves perpetuas (Kremen *et al.* 1993). Se estima que representan más del 85% de las especies vivientes. En los bosques de la Amazonía pueden llegar a conformar hasta el 93% de la biomasa total en una hectárea (Wilson 1987), cifra que refleja su importancia al momento de entender la magnitud de la biodiversidad sobre el planeta.

Son candidatos ideales para el desarrollo de programas de inventario y monitoreo de la biodiversidad, porque cumplen con muchos de los criterios para la selección de grupos indicadores de diversidad o de procesos ecológicos (ver capítulo 1) (Oliver y Beattie 1992; Kremen *et al.* 1993); algunos grupos han sido usados para evaluar el efecto de la fragmentación y reducción de los ambientes naturales, uso del suelo y contaminación de los cuerpos de agua y para la planificación de áreas para la conservación (Brown 1991). Su uso en este sentido ha sido ampliamente discutido (Andersen 1990; Brown 1991; Oliver y Beattie 1992; Pearson y Casola 1992; Halffter y Favila 1993; Majer y Delabie 1994; Hoffman 1995); sin embargo, no todos los grupos son igualmente efectivos en la caracterización de la biodiversidad, ni como indicadores de los cambios ocasionados por la actividad del ser humano en los ecosistemas (Kremen *et al.* 1993).

En la actualidad el Grupo de Exploración y Monitoreo Ambiental (GEMA) viene trabajando en la verificación de los protocolos de muestreo en el terreno, para permitir la estandarización y sistematización de la información derivada de inventarios de tres grupos de insectos: escarabajos coprófagos (Coleoptera: Scarabaeidae: Scarabaeinae), hormigas (Hymenoptera: Formicidae) y mariposas diurnas (Lepidoptera: Hesperioidea, Papilionoidea).

En este capítulo se presentan los métodos de muestreo recomendados por el GEMA para estos organismos y las pautas para la planeación de los mismos. Después del tratamiento por cada grupo se encuentra una sección de análisis de los datos y de la información derivada de los muestreos. Los métodos expuestos aquí se enmarcan dentro del concepto de muestreos complementarios que, al ser aplicados de forma conjunta, garantizan una buena representación de la riqueza de especies presentes en un área de estudio.

6.1 Escarabajos coprófagos (Coleoptera: Scarabaeidae: Scarabaeinae)

En las regiones tropicales los escarabajos coprófagos constituyen uno de los grupos de insectos que explotan de manera importante, el excremento de mamíferos omnívoros y herbívoros de tamaño grande y mediano. El excremento constituye el principal recurso alimenticio de adultos y larvas y es utilizado como sustrato para la nidificación, actividad que incluye el traslado y protección del excremento en galerías al interior del suelo y el cuidado parental de la cría (Halffter y Halffter 1989). También se reconocen especies que aprovechan otros sustratos de nidificación como frutas en descomposición, carroña y hongos (Gill 1991).

La actividad de los escarabajos coprófagos está estrechamente ligada a procesos naturales importantes para el funcionamiento de los ecosistemas; el uso que hacen de las heces ayuda al reciclaje de nutrientes y al mejoramiento de las condiciones del suelo, al control de parásitos e insectos vectores de enfermedades y a la dispersión secundaria de semillas, jugando de esta manera un papel importante en la regeneración natural de los bosques.

Los escarabajos coprófagos se encuentran bien representados en la región Neotropical con cerca de 1.200 especies descritas en 70 géneros (Gill com. pers); en Colombia se han registrado hasta el momento 380 especies en 34 géneros (Medina y Lopera 2000).

Son uno de los grupos de insectos más llamativos para utilizar como parámetro en la medida de la diversidad y evaluación de los efectos de la actividad humana. En bosques tropicales el número de especies por localidad varía entre 25 y

70 (Halffter 1991), lo que facilita y agiliza el trabajo de identificación de especies, garantizando un alto grado de confiabilidad en las identificaciones. Además se cuenta con excelente información sobre la historia natural y otros aspectos de la biología del grupo (Halffter y Matthews 1966; Cambefort y Hanski 1991).

Algunas características de su historia natural como baja capacidad de dispersión, requerimientos de grandes extensiones de bosque para el mantenimiento de sus poblaciones y especialización de sus hábitos alimenticios y de nidificación, los convierten en un grupo vulnerable a la transformación de los hábitats naturales (Klein 1989; Halffter *et al.* 1992; Escobar y Chacón-Ulloa 2001). Adicionalmente, los métodos de captura que se proponen a continuación son muy sencillos de aplicar en el campo y proveen información sobre la riqueza de especies, la abundancia de individuos y la estructura de las comunidades.

Características que hacen de los escarabajos coprófagos un grupo ideal para estudios de diversidad (Escobar 1997)

- Su taxonomía es bien conocida y clara
 - Son abundantes y sencillos de muestrear con las técnicas expuestas en este manual; se atraen fácilmente a los cebos lo que permite tener una muestra representativa del grupo por localidad
 - Son un grupo diversificado taxonómica y ecológicamente
 - Presentan una amplia distribución geográfica y han conquistado una gran variedad de hábitats
 - Muchas especies tienden a especializarse en un rango altitudinal, tipo de suelo y tipo de bosque
 - Son funcionalmente importantes en los ecosistemas
 - Están relacionados estrechamente con otros taxones, especialmente con mamíferos
 - Son muy sensibles a los cambios del hábitat
-

6.1.1 Métodos de captura

Para capturar escarabajos coprófagos pueden utilizarse diferentes métodos; en este manual se propone el uso de tres de ellos, que son eficientes y capturan una gran can-

tidad de individuos: trampas de caída con atrayente, trampas de interceptación de vuelo y captura manual. En esta sección se presenta una descripción de cada método.

Trampas de caída con atrayente

La trampa de caída está conformada por un vaso o recipiente de abertura circular que se entierra a ras de suelo; el principio de la misma consiste en atrapar los insectos que pasan sobre ella y caen en su interior; el atrayente que se le adiciona hace que los insectos lleguen con mayor rapidez.

Para estas trampas se recomienda el uso de vasos desechables o plásticos de 500 ml de capacidad y de 10 cm de diámetro; es importante que el diámetro de los recipientes utilizados permanezca constante. Una vez son enterrados deben llenarse hasta la mitad de su capacidad con etanol al 70%; después se ubica el atrayente de cualquiera de las formas que se indican en las figuras 6.1 y 6.2. El atrayente más efectivo para atrapar escarabajos coprófagos es el excremento humano, pero pueden utilizarse también frutas, hongos o carne en descomposición (preferiblemente pescado si los muestreos se realizan en zonas por debajo de los 1.000 m de altitud).

Con fines de monitoreo y con un previo conocimiento de la fauna de escarabajos coprófagos de la localidad, es posible usar trampas de caída modificadas (Escobar y Chacón-Ulloa 2001). La trampa consiste en un vaso de 500 ml al cual se le adapta un embudo plástico en la boca. El embudo permite la entrada de los individuos a la trampa reduciendo la probabilidad de su salida. Suspendido con un alambre sobre el vaso, se coloca un recipiente desechable de 25 ml con el atrayente o cebo. La base del recipiente de mayor tamaño debe perforarse finamente para evitar que se inunde a causa de la lluvia (Figura 6.2).

La principal ventaja de este método es la reducción de la mortalidad a causa del muestreo, ya que no utiliza etanol para la captura y conservación de los especímenes, permitiendo su cuantificación, marcaje y posterior liberación. Otra ventaja de esta

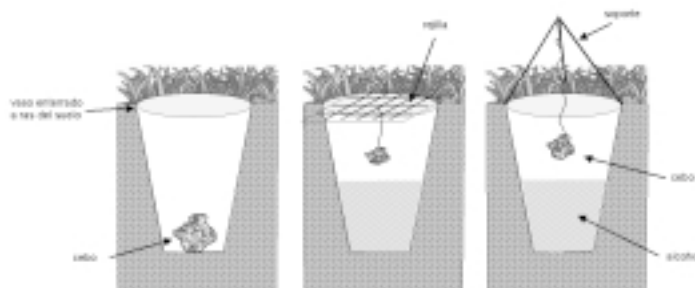


Figura 6.1 Trampas de caída comúnmente utilizadas para el muestreo de escarabajos coprófagos

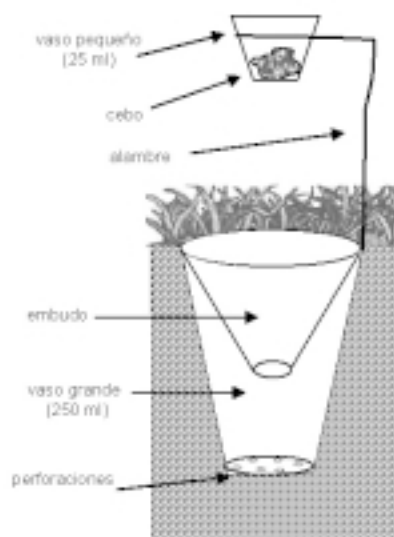


Figura 6.2 Trampa de caída modificada

trampa es que puede permanecer durante largo tiempo en el campo sin el atrayente; al usarla, el vaso de 25 ml puede ser reemplazado según las necesidades del muestreo y también se puede colocar una medida estándar de atrayente.

Las trampas de caída con atrayente, en especial con excremento humano o carroña, representan una de las técnicas más eficientes para la captura de una muestra representativa de la riqueza de especies de escarabajos coprófagos presentes en una localidad. Así mismo, permiten obtener valores de la abundancia relativa de las especies.

El equipo y los materiales necesarios para instalar una trampa de caída son:

- Vasos desechables o plásticos de 500 ml
- Vasos o copas desechables de 25 ml
- Pala
- Machete
- Alambre de calibre 14
- Etanol al 70%
- Atrayente
- Bolsas de seguridad o frascos plásticos
- Pinzas de punta fina, grandes y pequeñas

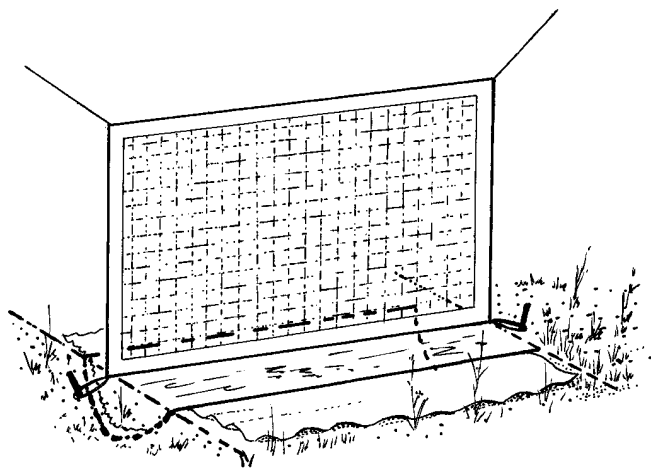


Figura 6.3 Trampa de interceptación al vuelo

Trampa de interceptación de vuelo

Esta trampa está conformada por una tela, similar a la utilizada en los toldillos, de color oscuro (preferiblemente verde o negro), de 2 m de largo por 1.2 m de ancho, que debe templarse del tal manera que su borde inferior esté ubicado a ras del suelo; en el sitio donde se instala, se debe cavar una zanja de 2.5 m de largo por 50 cm de ancho y 10 cm de profundidad en donde se ubican varias bandejas a la misma profundidad de la zanja, a las cuales se les adiciona una mezcla de agua, alcohol y detergente para la captura y preservación de los individuos (Figura 6.3).

Esta técnica permite capturar especies raras, con baja densidad poblacional o con períodos de actividad muy cortos, que en muchas ocasiones no son capturadas en las trampas de caída.

El equipo y los materiales necesarios para instalar una trampa interceptación de vuelo son:

- Pala
- Machete
- Cuerda plástica
- Marcos de tela tipo toldillo de 2 x 1.2 m de color oscuro (verde o negro)
- 10 bandejas plásticas blancas o amarillas de 50 x 25 x 10 cm
- Etanol al 70%
- Bolsas de seguridad o frascos plásticos
- Pinzas

Captura manual

Incluye la búsqueda activa y la captura con pinzas de individuos posados en la vegetación, en depósitos de detritus y al interior de troncos en descomposición. Para esta labor se recomienda la utilización de los caminos de acceso a los sitios de muestreo y áreas en donde están ubicados los transectos lineales. También es

importante incluir en la búsqueda excretas de animales silvestres al interior del bosque y de animales domésticos en pastizales y zonas aledañas, en frutos en descomposición y en focos de luz artificial.

A través de la captura manual es posible realizar el registro de datos sobre algunas características de la historia natural de las especies, en especial sobre el uso

de recursos, comportamiento y horas de actividad diaria.

Los materiales necesarios para la captura manual son:

- Bolsas de seguridad o frascos plásticos
- Pinzas
- Etanol al 70%

6.1.2 Arreglo espacial de las trampas en el campo e intensidad del muestreo

Para cada sitio de muestreo por localidad se recomienda instalar tres transectos lineales de trampas de caída con atrayente; cada uno debe tener una longitud de 300 m y debe contener diez trampas separadas 30 m entre sí. La distancia entre transectos debe exceder los 250 m. Las trampas deben permanecer con el atrayente por espacio de 48 horas en campo, como tiempo mínimo para garantizar una buena muestra de la coprofauna del lugar. Dependiendo del tamaño, forma y topografía del sitio de muestreo, también pueden disponerse las trampas en dos transectos de 15 trampas o un transecto de 30 trampas.

De forma adicional, se deben instalar dos trampas de interceptación de vuelo separadas 250 m entre sí, las cuales deben permanecer en el campo durante el mayor tiempo posible (3 ó 4 días son suficientes); los especímenes deben ser recogidos cada 24 horas y puestos en recipientes independientes debidamente rotulados. Igualmente, se recomienda invertir cuatro horas diarias para la búsqueda manual en cada sitio de muestreo durante la fase de campo; de forma ideal, es conveniente acumular un total de 12 horas de búsqueda por sitio de muestreo.

Para la recolección de los especímenes de cada trampa se recomienda vaciar su contenido en un colador o cedazo y colocarlo en un recipiente adecuado con

etanol al 70%. Recuerde que la muestra de cada trampa debe ser rotulada de forma independiente, consignando todos los datos que se deben incluir en las etiquetas de los ejemplares (ver Anexo 6.6). La limpieza final debe hacerse en el laboratorio de forma cuidadosa para evitar la pérdida de especímenes de tamaño pequeño. Evite hacer esta tarea en el campo. Consulte el Anexo 6.6 sobre recomendaciones para la captura y el sacrificio en campo de los ejemplares.

En condiciones de campo, una persona con un conocimiento previo en el manejo de técnicas de captura para invertebrados podría realizar el trabajo, sin embargo, se requiere de la supervisión de una persona capacitada en entomología, que pueda dirigir y ajustar los detalles del muestreo.

Una vez en el laboratorio, se recomienda realizar el montaje en seco (utilizando alfileres entomológicos) de una colección de referencia de la localidad, a medida que se avanza en el proceso de limpieza e identificación de las muestras. En la medida de lo posible esta colección debe incluir especímenes de ambos sexos y variaciones en tamaño y color, con el fin de facilitar el trabajo de los especialistas (ver Anexo 6.7). Durante el proceso de identificación y montaje en seco del material deben consignarse en tablas todos los

datos asociados a cada individuo. En el Anexo 6.1 se sugiere un formato para la consignación de los datos obtenidos en los muestreos de campo de escarabajos coprófagos.

Cada ejemplar colectado con los métodos utilizados constituye un registro. Consigne los datos asociados, de acuerdo con los atributos sugeridos en el siguiente cuadro.

Atributos definidos para escarabajos coprófagos

Localidad: procedencia geográfica del registro, descrita hasta el mayor nivel de detalle posible. Contiene información de topónimos locales y regionales geográficamente relacionados, pertenecientes a la división político-administrativa (país, departamento, municipio, corregimiento, inspección de policía y vereda), a la orografía (cordillera, macizo, serranía, alto, loma, cerro, cuchilla) y a la hidrografía, así como aquellos pertenecientes a aspectos socioculturales (parque nacional natural, parque municipal, resguardo indígena, reserva forestal, reserva privada, entre otros).

Coordenadas: valores de la latitud y la longitud del lugar del registro.

Altitud: rango altitudinal (altitud mínima y máxima) en el cual se encuentra ubicado el registro.

Fecha: día, mes y año en el que fue capturado el ejemplar. Para el caso de las trampas que se dejan varios días, puede existir una columna para la fecha de instalación y otra para la fecha de recolección de las mismas. La fecha debe estar en formato DD/MM/AAAA.

Colector: nombre de la persona que capturó el ejemplar.

- **Hábitat:** descripción del lugar donde fue capturado el ejemplar, teniendo en cuenta aspectos tales como:
 1. *Fisonomía de la vegetación:* puede tener diferentes valores: a) bosque; b) selva; c) sabana; d) palmar; e) pastizal; f) agroecosistema.
 2. *Estado de conservación:* puede tener diferentes valores: a) primario; b) secundario; c) rastrojo.
 3. *Tipo de bosque:* puede tener diferentes valores: a) mixto; b) dominado por una sola especie.
 4. *Zona de vida:* su valor depende de la ubicación del hábitat.
 5. *Ubicación de los muestreos dentro del*

hábitat: puede tener diferentes valores: a) interior de bosque; b) borde de bosque; c) borde de camino; d) cercas vivas; e) ecotono.

Número de captura: número consecutivo asignado a cada uno de los ejemplares capturados (registros) en cada salida de campo.

Determinación taxonómica: contiene información sobre las categorías taxonómicas (orden, familia, subfamilia, género, especie, subespecie) a las que pertenece el ejemplar capturado. En lo posible debe llegar hasta el nivel de especie.

Técnica de captura: nombre de la técnica de captura utilizada para colectar el ejemplar. Puede tener diferentes valores: a) trampa de caída con excremento humano; b) trampa de interceptación de vuelo; c) captura manual.

Número del transecto: número del transecto en el cual se colectó el ejemplar.

Número de la trampa: número de la trampa en la cual se colectó el ejemplar.

Sexo: género al que pertenece el ejemplar capturado. Puede tener dos valores: a) macho; y b) hembra.

Gremio: nombre asignado al grupo de especies que explotan el mismo tipo de recurso en forma similar. Puede tener diferentes valores: a) paracóprido; b) telecóprido; c) endocóprido.

Número de catálogo: acrónimo y número asignado a cada ejemplar al momento de ingresar a una colección entomológica (p.e. IAvH=acrónimo de la colección entomológica del Instituto Alexander von Humboldt).

Ubicación en la colección: sitio de la colección entomológica en la que se encuentra preservado el ejemplar. Puede tener dos valores: a) colección en seco; y b) colección en líquido.

Comentarios: en este campo se puede registrar cualquier otra información pertinente o interesante del registro.

6.2 Hormigas (Hymenoptera: Formicidae)

La familia Formicidae está representada en la región Neotropical por 14 subfamilias: Agroecomyrmecinae, Amblyoponinae, Cerapachyinae, Dolichoderinae, Ecitoninae, Ectatomminae, Formicinae, Heteroponerinae, Leptanilloidinae, Myrmicinae, Paraponerinae, Ponerinae, Proceratiinae y Pseudomyrmecinae (Bolton 1994, 2003). Hasta el momento se han descrito más de 11.000 especies de hormigas en 296 géneros y 21 subfamilias; para el Neotrópico hay registradas unas 3.100 especies en 119 géneros y en Colombia se han registrado 91 géneros y cerca de 990 especies (Fernández 2000, 2003).

Las hormigas presentan un elaborado comportamiento social que incluye la división de las actividades en la colonia, el cuidado de la cría y la defensa de los nidos. Para nidificar aprovechan una amplia variedad de sustratos como troncos vivos y en descomposición, hojarasca, corteza de árboles, epífitas y el interior del suelo (Wilson 1971; Hölldobler y Wilson 1990).

Presentan especialización en sus hábitos alimenticios y una estrecha asociación con especies vegetales, en especial de las familias Caesalpinaceae, Leguminosae, Melastomataceae,

Cecropiaceae y Rubiaceae. Algunas especies se alimentan sólo de huevos de artrópodos o exclusivamente de otras hormigas (Hölldobler y Wilson 1990). Otros grupos aprovechan semillas, secreciones de homópteros, cadáveres de otros invertebrados, detritus, hongos y néctar (Carrol y Janzen 1973).

Estos insectos constituyen uno de los grupos más abundantes en los bosques tropicales, especialmente en tierras bajas, en donde representan, junto con las termitas, la tercera parte de la biomasa animal (Kempff 1972; Hölldobler y Wilson 1990). Varias de sus características, entre ellas el desarrollo de una glándula fungicida y bactericida y un elevado grado de organización social, han contribuido a su éxito ecológico (Baroni Urbani 1989).

Varios autores clasifican a las hormigas como un grupo a tener en cuenta para la realización de inventarios y como indicador de los efectos de la actividad humana en los ecosistemas, debido a que son extremadamente abundantes, con una alta riqueza de especies por localidad y poseen hábitos alimenticios y de nidificación especializados (Andersen 1990; Brown 1991; Majer y Delabie 1994; Longino y Colwell 1997).

Características que hacen de las hormigas un grupo ideal para estudios de diversidad (Alonso y Agosti 2000)

- Las hormigas son uno de los grupos de insectos más diversos taxonómica y ecológicamente.
 - Presentan dominancia numérica y concentración alta de individuos por unidad de área. Constituyen alrededor del 15 % de la biomasa animal total, especialmente en los bosques tropicales.
 - Su taxonomía es relativamente bien conocida.
 - Son fáciles de coleccionar con métodos sencillos, rápidos de emplear, efectivos y poco onerosos.
 - Son altamente sociales y los nidos son estacionarios y pueden entonces colectarse a través de periodos de tiempo de un año o más.
 - Presentan poca estacionalidad
 - Son muy sensibles a los cambios ambientales, especialmente la comunidad de hormigas del suelo u hojarasca.
 - Cumplen funciones importantes en todos los ecosistemas.
 - Establecen interacciones estrechas con otros organismos a todos los niveles tróficos.
-

Similar a lo presentado para escarabajos coprófagos, las hormigas son fáciles de capturar y se cuenta con buena información sobre su taxonomía, biología e historia natural. Los métodos de captura que se

proponen a continuación, son sencillos de ejecutar en el campo y proveen información sobre la riqueza de especies y la estructura de las comunidades en la zona de trabajo.

6.2.1 Métodos de captura

Para capturar hormigas pueden utilizarse diferentes métodos, pero lo más aconsejable es combinar varios debido a que las obreras, que son hembras ápteras, pueden encontrarse desde el subsuelo hasta las copas de los árboles. En este manual se propone el uso de trampas Winkler, trampas de caída, cebos y captura manual, que son eficientes y capturan principalmente fauna en el suelo y sotobosque. En esta sección se presenta una descripción de cada método.

Trampas Winkler

Esta trampa está diseñada especialmente para el muestreo de insectos de la hojarasca y constituye uno de los métodos más eficientes para la captura de las hormigas que habitan en ella. Está constituida por dos partes: un cernidor (Figura 6.4a), en donde una muestra de un 1 m² de hojarasca es tamizada. Posteriormente este contenido se vierte en dos bolsas de tela, que son colocadas en la segunda parte de la trampa, el saco Winkler (Figura 6.4b), que contiene un frasco colector con etanol en su parte inferior, al cual caen por gravedad los insectos presentes en la muestra (Bestelmeyer *et al.* 2000). En condiciones de campo se recomienda colocar el saco Winkler en un sitio oscuro y preferiblemente cerca de una fuente de calor, lo que permite la salida de la mayor cantidad de individuos atrapados en la muestra de hojarasca.

El equipo y los materiales necesarios para instalar una trampa Winkler son:

- Cernidor para hojarasca con frasco colector
- Saco Winkler con frasco colector
- Bolsas plásticas gruesas de 50 x 40 cm



Figura 6.4a Trampas utilizadas para la captura de hormigas: cernidor de hojarasca

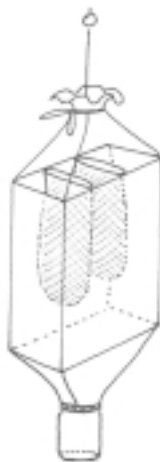


Figura 6.4b Trampas utilizadas para la captura de hormigas: saco Winkler

- Guantes
- Machete
- Etanol al 70%
- Bolsas de seguridad o frascos plásticos
- Pinzas de punta fina
- Pinceles

Trampas de caída

La trampa de caída está conformada por un vaso o recipiente de abertura circular que se entierra a ras de suelo; el principio de la misma consiste en atrapar los insectos que pasan sobre ella y caen en su interior. Para estas trampas se recomienda el uso de vasos desechables o plásticos de 250 ml de capacidad y de 10 cm de diámetro; es importante que el diámetro de los recipientes utilizados permanezca constante. Una vez son enterrados deben llenarse hasta la mitad de su capacidad con etanol al 70% (Figura 6.4c); para capturar mayor cantidad de individuos pueden adicionarse a las trampas atrayentes como salchichas, otros derivados de carnes o alguna sustancia azucarada, pero es importante discriminar las muestras que se obtienen con trampas con y sin atrayente.

El equipo y los materiales necesarios para instalar una trampa de caída son:

- Vasos desechables o plásticos de 250 ml
- Pala
- Machete
- Etanol al 70%
- Bolsas de seguridad o frascos plásticos
- Pinzas de punta fina, grandes y pequeñas
- Pinceles
- Atrayente (opcional)

Cebos

Algunos de los atrayentes o cebos que comúnmente se utilizan para la colección de hormigas son atún y salchicha. Estos pueden ponerse al interior de un pequeño tubo plástico, con perforaciones que pueden

variar entre 2.5 y 5 mm de diámetro. Los frascos de rollos de fotografía o los tubos ependorlf para centrifuga (Figura 6.4d) también son adecuados para este fin. En el caso de no contar con estos, se pueden utilizar cuadrados de papel absorbente de 10 x 10 cm con un poco del atrayente localizado en el centro. En ambos casos, al momento de recoger los cebos se recomienda tomar parte del sustrato en una bolsa plástica con hojarasca y un poco suelo. Cada muestra debe ser revisada cuidadosamente, colocándola en una bandeja blanca con etanol al 70%.

Los materiales necesarios para instalar un cebo y coleccionar los especímenes que son atraídos a él son:

- Tubos plásticos, frascos de rollos de fotografía o frascos para centrifuga
- Papel absorbente
- Cebos



Figura 6.4c Trampa de caída

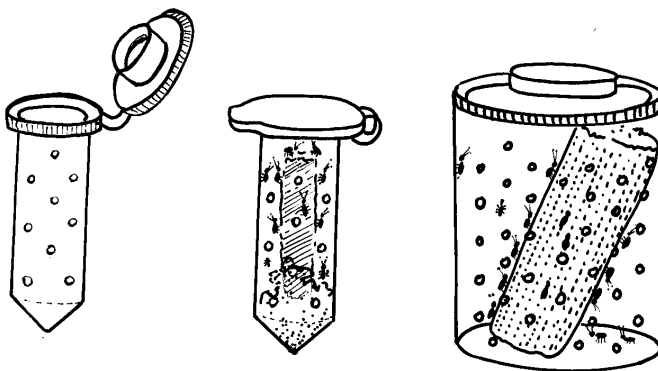


Figura 6.4d Tubos para cebos



Figura 6.4e Captura manual

- Etanol al 70%
- Bolsas de seguridad o frascos plásticos
- Pinzas de punta fina, grandes y pequeñas
- Pinceles

Búsqueda manual

Esta técnica consiste en el examen cuidadoso de troncos en descomposición, hojarasca, depósitos de detritus, frutos caídos, corteza de árboles y arbustos, epífitas, ramas huecas y partes de flores, hojas y nectáreos (Figura 6.4e). Al igual que en escarabajos, este método permite la captura de especies raras o muy escasas, cuya probabilidad de captura con otros métodos es muy baja, como muchas de las hormigas arborícolas y permite coleccionar datos sobre la historia natural de las especies.

Los equipos y materiales necesarios para la captura manual son:

- Bolsas de seguridad o frascos plásticos
- Pinzas de punta fina
- Pinceles
- Pica
- Cronómetro
- Etanol al 70%

6.2.2 Arreglo de las trampas en el campo e intensidad del muestreo

Para cada sitio de muestreo por localidad, se recomienda instalar cuatro transectos lineales de 100 m de longitud, distanciados entre sí por aproximadamente 250 m; cada uno debe estar conformado por 10 estaciones, separadas 10 m la una de la otra. En cada estación se debe colocar una trampa de caída que debe permanecer en campo por espacio de 48 horas; se debe recoger un metro cuadrado (1 m²) de hojarasca para procesarlo en el saco Winkler durante 48 horas; y se deben instalar tres trampas de cebo que pueden estar ubi-

cadas así: sobre la superficie del suelo (cebo epigeo), bajo el suelo a unos 10 cm de profundidad (cebo hipogeo) y amarradas al tronco de un árbol o arbusto a 1,5 m de altura (cebo arbóreo). Si se prefiere, puede colocarse sólo una trampa de cebo sobre el suelo, utilizando aún como atrayente sobre un poco de papel absorbente; las hormigas que son atraídas a estos cebos deben recogerse al cabo de tres horas. Y por último, debe hacerse captura manual en cada estación por espacio de 10 a 15 minutos.

Dependiendo de las características del terreno, se pueden aplicar los cuatro métodos sobre los mismos transectos lineales o pueden establecerse transectos diferentes para cada método. Sin embargo, debe tenerse en cuenta que la instalación de las trampas de caída y la recolección de hojarasca deben hacerse sobre el mismo transecto. Este arreglo en campo de las trampas de caída y de las trampas Winkler se ajusta al *Protocolo ALL (Ants of the Leaf Litter)*, propuesto por Agosti y Alonso (2000), como protocolo estándar para la colección de hormigas especialmente de hojarasca, cuya comunidad es muy buena candidata para estudios de inventarios de biodiversidad y monitoreo. De esta manera se obtienen datos que pueden ser comparables con los de la “Base de Datos Global de Diversidad de Hormigas” (http://research.amnh.org/entomology/social_insects/).

Después de terminar el muestreo, cada muestra debe guardarse en una bolsa de seguridad o en un frasco con etanol al 70%, debidamente etiquetada (ver Anexo 6.6). La limpieza final debe hacerse en el laboratorio de forma cuidadosa para evitar la pérdida de especímenes de tamaño pequeño. Evite hacer esta tarea en el campo. Consulte el Anexo 6.6 sobre recomendaciones para la captura y el sacrificio de los ejemplares en el campo.

En condiciones de campo, dos personas con un conocimiento previo en el manejo de técnicas de captura para invertebrados podrían ser suficientes para la realización del trabajo; sin embargo, se requiere de la supervisión de una persona capacitada en entomología, que pueda orientar y ajustar los detalles del muestreo.

Una vez en el laboratorio, se recomienda realizar el montaje en seco (utilizando alfileres entomológicos) de una colección de referencia de hormigas de la localidad, a medida que se avanza en el proceso de limpieza e identificación de las

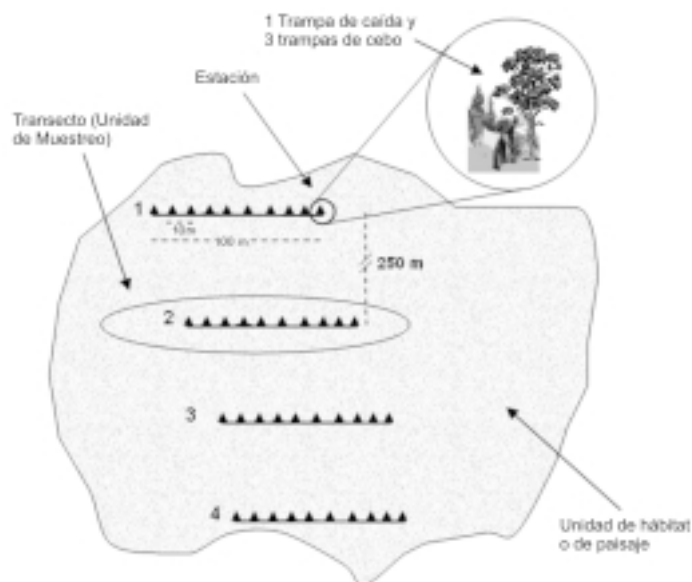


Figura 6.5 Diseño de muestreo para la captura de hormigas

muestras (ver Anexo 6.7). Durante el proceso de identificación y montaje en seco del material deben consignarse en tablas todos los datos asociados a cada individuo. En el Anexo 6.2 se sugiere un formato para la consignación de los datos obtenidos en los muestreos de campo de hormigas.

Cada especie colectada con los métodos utilizados para el muestreo de hormigas constituye un registro y la información que debe ir asociada a cada una, debe estar relacionada con los atributos definidos para el grupo. Estos atributos se encuentran en el siguiente recuadro y pueden variar de acuerdo con los intereses personales del investigador y con las preguntas formuladas en la investigación. Sin embargo, hay que tener en cuenta que debe registrarse la información básica que constituye un registro biológico (ver capítulo 1).

Atributos definidos para hormigas

Localidad: procedencia geográfica del registro hasta el mayor nivel de detalle posible. Contiene información acerca del país, departamento, municipio, corregimiento, inspección de policía y vereda, acompañada de nombres de accidentes geográficos.

Coordenadas: valor de la latitud y la longitud del lugar del registro.

Altitud: rango altitudinal (altitud mínima y máxima) en el cual se encuentra ubicado el registro.

Fecha: día, mes y año en el que fue capturado el ejemplar. Para el caso de las trampas que se dejan varios días, puede existir una columna para la fecha de instalación y otra para la fecha de recolección de las mismas. La fecha debe estar en formato DD/MM/AAAA.

Colector: nombre de la persona que capturó el ejemplar.

Hábitat: descripción del lugar donde fue capturado el ejemplar, teniendo en cuenta los siguientes aspectos:

1. *Fisonomía de la vegetación:* puede tener diferentes valores: a) bosque; b) selva; c) sabana; d) palmar; e) pastizal; f) agroecosistema.
2. *Estado de conservación:* puede tener diferentes valores: a) primario; b) secundario; c) rastrojo.
3. *Tipo de bosque:* puede tener diferentes valores: a) mixto; b) dominado por una sola especie.
4. *Zona de vida:* su valor depende de la ubicación del hábitat.
5. *Ubicación de los muestreos dentro del hábitat:* puede tener diferentes valores: a) interior de bosque; b) borde de bosque; c) borde de camino; d) cercas vivas; e) ecotono.

Número de captura: número consecutivo asignado a cada uno de los ejemplares

capturados (registros) en cada salida de campo.

Determinación taxonómica: contiene información sobre las categorías taxonómicas (orden, familia, subfamilia, género, especie, subespecie) a las que pertenece el ejemplar capturado. En lo posible debe llegar hasta el nivel de especie.

Técnica de captura: nombre de la técnica de captura utilizada para coleccionar el ejemplar. Puede tener diferentes valores: a) Trampa de caída con excremento humano; b) Trampa de interceptación de vuelo; c) Captura manual.

Número del transecto: número del transecto en el cual se colectó el ejemplar.

Número de la trampa: número de la trampa en la cual se colectó el ejemplar.

Casta: nombre de la casta a la que pertenece el ejemplar capturado. La casta se define como el grupo de individuos de un tipo morfológico particular o grupo de edad, o ambos, que desempeña labores especializadas dentro de la colonia. Puede tener diferentes valores: a) reina; b) obrera; c) soldado; d) macho.

Número de catálogo: acrónimo y número asignado a cada ejemplar al momento de ingresar a una colección entomológica (IAvH=acrónimo de la colección entomológica del Instituto Alexander von Humboldt).

Ubicación en la colección: sitio de la colección entomológica en la que se encuentra preservado el ejemplar. Puede tener dos valores: a) colección en seco; y b) colección en líquido.

Comentarios: en este campo se puede registrar cualquier otra información pertinente o interesante del registro.

6.3 Mariposas diurnas (Lepidoptera: Hesperioidea, Papilionoidea)

Las mariposas son consideradas uno de los grupos de insectos más confiables para ser utilizados como bioindicadores en estudios de inventario o monitoreo de biodiversidad. Poseen varias ventajas, pero quizás las más destacadas son su vistosidad y la facilidad en cuanto a su identificación y manejo en campo y laboratorio. Presentan alta especificidad hacia las plantas de las cuales se alimentan en estado de oruga, y una gran estratificación, incluso a escala local, en cuanto a gradientes de luz, viento, humedad, temperatura y altitud (Ehrlich y Raven 1964; Brown 1991; Fagua 1999); la riqueza de mariposas generalmente depende de la diversidad local de plantas y puede reflejarla. Otro aspecto relevante de estos insectos es su papel en la transformación de materia vegetal en animal: una oruga de mariposa incrementa su peso al salir del huevo cientos de veces antes de su tránsito a pupa, siendo alimento frecuente de aves, mamíferos y artrópodos depredadores.

Además, son uno de los grupos de insectos diurnos más diversificados, especial-

mente en la región tropical (Ehrlich y Raven 1964), donde existe un número alto de especies por localidad, factor que permite realizar comparaciones o labores de cartografía de biodiversidad de manera detallada.

La riqueza de mariposas del país fue recientemente estimada en 3.100 especies (Lamas 2000) y un inventario detallado de la mayoría de las localidades de Colombia debería registrar entre 200 y 1.500 especies, aunque el número de especies observadas en una evaluación rápida generalmente es mucho menor. Otra ventaja de las mariposas es la posibilidad de marcarlas fácilmente, lo que hace que su uso no implique necesariamente su sacrificio.

Por estas características las mariposas también han sido utilizadas frecuentemente en estudios de procesos biogeográficos tendientes a comprender la diversidad de los trópicos y su estado de intervención antrópica (Brown 1982; Kremen et al. 1993).

Características que hacen de las mariposas un grupo ideal para estudios de diversidad (basado en Brown 1991; Kremen 1994; Pearson 1994, 1995)

- Son componentes abundantes, estables y funcionalmente importantes en casi todos los ecosistemas.
 - Están taxonómica y ecológicamente muy diversificadas; existen especies adaptables a un gran rango de condiciones y otras con necesidades microambientales muy estrechas.
 - Su biología y taxonomía están bien conocidas y ampliamente documentadas.
 - Su identificación es comparativamente sencilla en campo y en laboratorio, sin necesidad de tener mucha experiencia taxonómica.
 - Son diurnas y fáciles de ver.
 - Sus protocolos de captura, montaje y preservación son sencillos, eficientes y rápidos.
 - El mantenimiento de una colección adecuada es comparativamente económico.
 - Varias especies tienen alta sensibilidad y fidelidad ecológica, son relativamente sedentarias y, dado su corto ciclo de vida, sus poblaciones responden rápido a cambios en el entorno.
 - El número de especies por localidad es el más alto de los grupos habitualmente utilizados como bioindicadores y existen varias especies endémicas.
 - Tienen áreas definidas de endemismos y centros de diversidad.
 - Debido a su vistosidad y belleza son un grupo emblemático que fácilmente genera conciencia entre las comunidades humanas sobre la necesidad de los programas de conservación.
-

6.3.1. Métodos de captura

Para capturar mariposas se utilizan dos métodos: la captura mediante jama o red entomológica y la captura con trampas van Someren-Rydon por medio de atra-yentes (cebos). En esta sección se presenta una descripción de cada método.

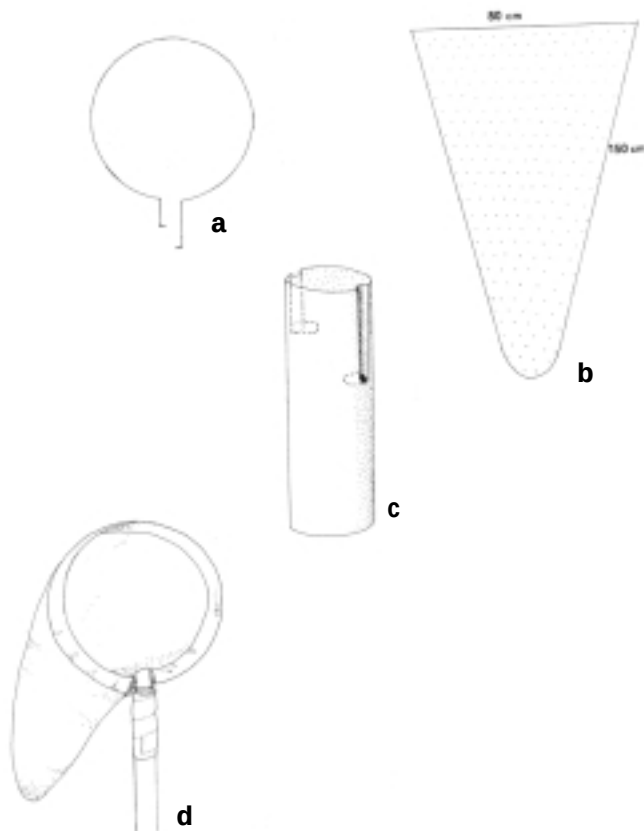
Jama o red entomológica

La jama o red entomológica es uno de los principales instrumentos para la captura de insectos voladores. Está formada por un aro metálico al que va adherido un tul de forma cónica, sostenido por una vara de ma-

dera o metal, que da soporte a todo el instrumento. Si no le es posible comprarla, puede fabricarla de manera bastante sencilla como se explica en el siguiente recuadro (ver figura dentro del recuadro).

Vale la pena recalcar que la jama nunca debe ser utilizada cuando la malla está mojada, ya que las mariposas capturadas quedan completamente destrozadas; para evitar esto es conveniente llevar durante las colectas una malla de repuesto y una bolsa plástica grande para cubrir el aro de la jama y la red cuando llueva.

Pasos para la fabricación de una jama o red entomológica



- Haga un aro de unos 50 cm de diámetro con alambre grueso, doblando al final las puntas de forma paralela y dejando una de 10 cm de largo y la otra de 7 cm; doble hacia adentro los extremos del alambre (a).
- Haga dos hendiduras superficiales en el extremo de un palo de escoba, una de 10 cm de largo y otra de 7 cm, al final, con un tornillo o un clavo haga un hueco más profundo (b).
- Corte dos triángulos de tul, velo de cortina o muselina de color blanco de 150 x 80 cm (c); corte también un rectángulo de lino o alguna tela resistente de 170 x 14 cm.
- Doble el rectángulo por la mitad formando un tubo; cóselo a lo largo; luego junte los dos triángulos de tul y cósalos dejando libre el extremo más ancho, formando un cono.
- Luego, una la base del cono de tul al tubo de lino.
- Introduzca el aro de alambre dentro del tubo de lino y las puntas a las hendiduras del palo de escoba; inmovilícelas mediante esparadrapo, alambre o mediante alguna cinta ancha y resistente (d).

Trampa van Someren Rydon

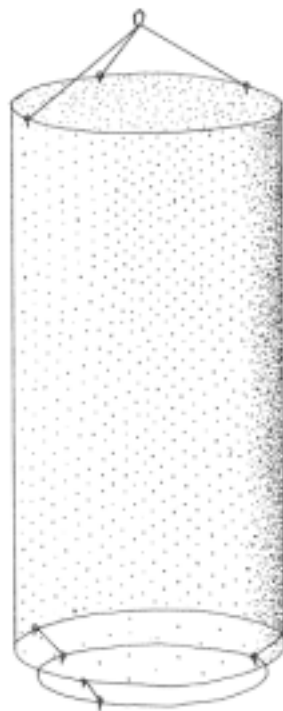
La trampa Van Someren-Rydon (Rydon 1964) está formada por un tubo cilíndrico recubierto por un velo de color blanco; en la boca inferior se coloca un plato ancho, en donde se adiciona el atrayente para las mariposas, que usualmente es excremento humano o pescado en descomposición, o ambos. Estas trampas también son fáciles de manufacturar como se explica en el siguiente recuadro (ver figura dentro del recuadro).

Los materiales necesarios para la captura de mariposas con estos métodos son:

- Jama
- Trampas van Someren Rydon
- Sobres para mariposas
- Pinzas de filatelia
- Jeringas para insulina
- Etanol al 70% o acetato de etilo
- Cebos

Pasos para la fabricación de una trampa van Someren Rydon

- Haga tres aros con alambre grueso, dos de 35 cm de diámetro y otro de 30 cm.
- Luego corte un rectángulo de tul de 115 x 170 cm y una los extremos a lo largo formando un tubo; tape también con tul un extremo.
- Sujete con cuerda resistente o nylon los aros de alambre a los extremos del tubo de tul.
- Amarre mediante tres o cuatro cuerdas de 10 cm el aro del extremo no cubierto del tubo de tul al aro más pequeño.
- Puede hacer una pequeña abertura lateral en el tubo de tul, dejando los bordes unidos mediante velcro para permitir una fácil apertura y cierre al momento de coleccionar las mariposas.
- Amarre tres cuerdas de 20 cm al aro del extremo cubierto y anúdelas todas por los extremos libres; luego sujete una cuerda más larga a este nudo.
- Una vez instalada la trampa en campo puede proceder a colocar el cebo en un plato desechable grande y suspenderlo sobre al aro más pequeño, el plato permite que usted retire el cebo fácilmente cuando tenga que coleccionar las mariposas que estén en el interior.
- Es conveniente cerrar mediante una cuerda el extremo libre del tubo de tul al coleccionar las mariposas, antes de retirar el plato del cebo; puede tomarlas fácilmente introduciendo su mano y las pinzas de filatelia por la abertura lateral.



6.3.2 Arreglo de las trampas en el campo e intensidad del muestreo

En la medida de lo posible, y a menos que conozca bien el grupo, es aconsejable realizar una salida de reconocimiento previa, para obtener especímenes y conformar una colección de referencia del sitio de muestreo y es útil también la elaboración de una “cartilla de morfotipos” (ver Anexo 6.8); todo esto porque es importante que su eficiencia como colector esté lo más cerca posible de su máximo potencial, para no perder tiempo e información valiosa al momento de iniciar el muestreo propiamente dicho. Si la disponibilidad de tiempo lo permite, destine uno a tres días a estas actividades antes de iniciar el muestreo.

Observación y captura

Para cada sitio de muestreo por localidad se recomienda realizar las siguientes actividades:

- **Observación visual directa o con binóculos y captura mediante jama en transectos de longitud definida**



Figura 6.6 Observación de mariposas mediante binóculos (a) y captura mediante jama (b)

Mediante el uso de binóculos (Figura 6.6a), deben observarse y registrarse todos los individuos que se encuentren en un transecto de 100 m y en el terreno aledaño cinco metros a cada lado del eje del transecto (parcela equivalente de 100 x 10 m), durante un recorrido de 30 minutos; pueden utilizarse también parcelas de 32 x 32 m. Se toma como unidad de muestreo a cada transecto, y los diferentes recorridos de cada transecto se consideran como repeticiones. Las capturas haciendo uso de una jama (Figura 6.6b) se deben restringirse únicamente a las necesarias. Es conveniente tener en cuenta las recomendaciones para el uso de binóculos presentados en el Capítulo de aves de este mismo manual.

- **Observación visual directa o con binóculos y captura mediante jama a lo largo de transectos de longitud no definida**

En este método se frecuentan los lugares que habitualmente son visitados por las mariposas para alimentarse y tomar agua o conseguir sales, tales como trochas, claros entre la vegetación de bosque (muy frecuentados cuando hace sol), cursos de agua, caminos, arenales, corrales y sitios de alimentación del ganado, aguas salobres, estiércol de aves, animales muertos y en cimas y filas de colinas. En general, plantas con flores con corola larga amarillas, rojas o anaranjadas son frecuentemente visitadas por las mariposas. Las excretas de aves son particularmente atractivas para algunos grupos. Las notas de campo deben incluir la información sobre la actividad en la que se encontraba la mariposa y el sustrato (lo que comía).

La aplicación de este método requiere invertir al menos un día por sitio de muestreo, realizando observaciones entre las 7:00 y las 15:00 horas (usualmen-

te, la actividad de las mariposas se reduce a menos de la mitad pasado el medio día), más un muestreo adicional entre las 17:00 horas y las 18:30 para la captura de especies de hábitos crepusculares (esfuerzo de muestreo total 9,5 horas de observación y captura por día). Se toma como unidad de muestreo el día completo, y cada día adicional, haciendo el mismo recorrido, constituye una repetición.

Para estos dos métodos es fundamental definir el tiempo del esfuerzo de muestreo, es decir, cuántos observadores lo hicieron, durante cuántas horas se revisó el transecto o parcela y a qué horas del día (por ejemplo: dos operarios realizaron colectas y observaciones en dos transectos durante una hora entre las 12:00 y las 13:00 horas; en total dos horas de esfuerzo de captura, una por cada observador).

Debe tener en cuenta dos aspectos importantes al trabajar con mariposas: el primero, es que si bien el periodo de máxima actividad de estos insectos va de las 9:00 a las 13:00 horas, el lapso entre las 7:00 y las 9:00 y las 13:00 y 15:00 horas, aunque menor en actividad, es importante debido a que hay especies que sólo salen durante estos intervalos del día; y el segundo, consecuencia del anterior,

es que la hora del período de muestreo debe ser coincidente, en la medida de lo posible, para las comparación de las muestras obtenidas.

Captura mediante trampas con cebos

Por sitio de muestreo se debe definir un transecto lineal de 250 m, donde se colocan seis trampas van Someren Rydon (Figura 6.7 a), distanciadas 50 m entre sí; éstas deben colgarse de los árboles entre 1 y 3 m de altura del suelo (Figuras 6.7 b y c).

Existe una variedad de cebos que pueden ser utilizados como atrayente; los más comúnmente usados son excremento humano, carne o pescado en descomposición, frutas muy maduras o podridas (banano, piña o papaya) y melaza mezclada con aguardiente, cerveza o alcohol (la cantidad de cebo colocada debe ser equivalente a un pocillo de café por trampa). Las trampas deben permanecer durante 48 horas (dos días) en el sitio de muestreo y deben revisarse cada 3 horas, entre las 9:00 y las 18:00 horas, anotando el número de individuos por morfotipo y sacrificando uno o dos individuos de cada morfotipo capturado (ver Anexo 6.3).

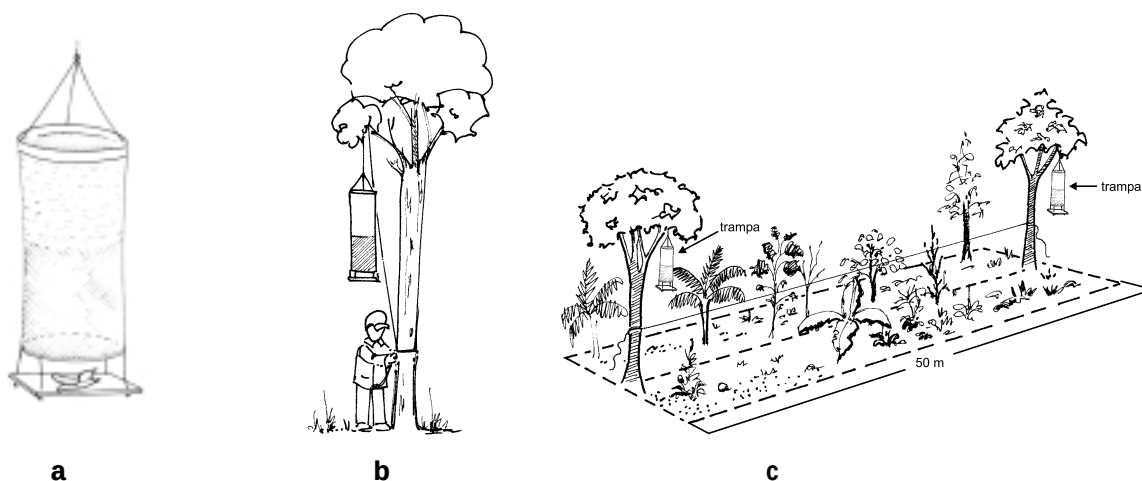


Figura 6.7 Trampas utilizadas para la captura de mariposas: trampa con atrayente (tipo van Someren-Rydon) (a); ubicación de la trampas (b,c).

Cada trampa se toma como unidad de muestreo, y se pueden hacer tantos transectos como lo permita el número de trampas y tiempo disponibles.

Los individuos colectados con jama y con trampa deben ser sacrificados y guardados siguiendo las instrucciones recomendadas en los Anexos 6.6 y 6.7. En lo posible, deben capturarse por lo menos tres individuos de cada morfotipo observado y llevar un registro de todos ellos. Para este trabajo es fundamental apoyarse en la “cartilla de morfotipos” elaborada, la cual facilita el conteo y las comparaciones sobre frecuencia de observación o densidad.

Si se trata de un colector experimentado, es conveniente llevar un número consecutivo de capturas, que debe ir referenciado en la libreta de campo del colector, anotando, frente al número, la hora aproximada de captura, una breve descripción del sitio de captura, la condición climática, la actividad del animal sacrificado y todo aquello que considere valioso e informativo (ver Anexo 6.3).

En condiciones de campo, una persona con un conocimiento previo en el manejo de técnicas de captura para insectos podría realizar el trabajo; sin embargo, se requiere de la supervisión de una persona capacitada en entomología, que pueda dirigir y ajustar los detalles del muestreo.

Una vez en el laboratorio, se debe realizar el montaje de las mariposas para conservación en seco (utilizando alfileres entomológicos) y generar una colección de referencia de la localidad. En la medi-

da de lo posible, esta colección debe incluir especímenes de ambos sexos y variaciones en tamaño y color, con el fin de facilitar el trabajo de los especialistas (ver Anexo 6.7). Durante el proceso de identificación y montaje en seco del material deben consignarse en tablas todos los datos asociados a cada individuo. En el Anexo 6.4 se sugiere un formato para la consignación de los datos obtenidos en los muestreos de campo de mariposas. Toda información recopilada es válida sólo si el ejemplar capturado, o los apuntes de la libreta de campo, tienen por lo menos: sitio de colección u observación y fecha. Los formatos para la consignación de los datos obtenidos, como resultado de la aplicación de los métodos propuestos se presentan en el Anexo 6.3. Cada fila corresponde a un registro y cada ítem solicitado debe tener una columna asignada (este modelo es desarrollado a partir del propuesto por el grupo de Thomas Walschburger en su trabajo sobre biogeografía de la Amazonía y Chocó Biogeográfico, inédito). En el Anexo 6.5 se presenta un modelo para la consignación de la información taxonómica de los ejemplares colectados.

Cada ejemplar colectado con los métodos utilizados para el muestreo de mariposas constituye un registro y la información que debe ir asociada a cada uno debe estar relacionada con los atributos definidos para el grupo. Estos atributos se encuentran en el siguiente recuadro y pueden variar de acuerdo con los intereses personales del investigador y con las preguntas formuladas en la investigación. Sin embargo, hay que tener en cuenta que debe registrarse la información básica que constituye un registro biológico (ver Capítulo 1).

Atributos definidos para mariposas

Localidad: procedencia geográfica del registro, descrita hasta el mayor nivel de detalle posible. Contiene información de topónimos locales y regionales geográficamente relacionados, pertenecientes a la división político-administrativa (país, departamento, municipio, corregimiento, inspección de policía y vereda), a la orografía (cor-

ficamente relacionados, pertenecientes a la división político-administrativa (país, departamento, municipio, corregimiento, inspección de policía y vereda), a la orografía (cor-

dillera, macizo, serranía, alto, loma, cerro, cuchilla) y a la hidrografía, así como aquellos pertenecientes a aspectos socioculturales (parque nacional natural, parque municipal, resguardo indígena, reserva forestal, reserva privada, entre otros).

Coordenadas: valores de la latitud y la longitud del lugar del registro.

Altitud: altitud en metros del sitio en el que fue encontrado el ejemplar.

Fecha: día, mes y año en el que fue capturado el ejemplar. Para el caso de las trampas que se dejan varios días, puede existir una columna para la fecha de instalación y otra para la fecha de recolección de las mismas. La fecha debe estar en formato DD/MM/AAAA.

Hora: en la que fue capturado el ejemplar. Debe estar en formato de 24:00 horas.

Colector: nombre de la persona que capturó el ejemplar.

Hábitat: descripción del hábitat donde fue capturado el ejemplar teniendo en cuenta varios aspectos.

1. Tipo de la vegetación: puede tener diferentes estados: a) bosque; b) selva; c) sabana; d) palmar; e) pastizal; f) cultivos, identificándolos; g) potreros.

2. Estado de conservación: puede tener diferentes valores: a) bosque primario, que puede ser dividido según intervención: no intervenido, intervenido o muy intervenido; b) bosque secundario, igualmente dividido según intervención; c) rastrojo, que puede ser bajo, medio o alto.

3. Tipo de bosque: puede tener diferentes valores: a) mixto; b) dominado por una sola especie; c) inundable; d) no inundable; e) de galería, etc.

4. Zona de vida: su valor depende de la ubicación del hábitat.

5. Ubicación de los muestreos dentro del hábitat: puede tener diferentes valores: a)

interior de bosque; b) borde de bosque; c) borde de camino; d) cercas vivas; e) ecotono.

Número de captura: número consecutivo asignado a cada uno de los ejemplares capturados (registros) en cada salida de campo.

Determinación taxonómica: contiene información sobre las categorías taxonómicas (orden, familia, subfamilia, género, especie, subespecie) a las que pertenece el ejemplar capturado. En lo posible debe llegar hasta el nivel de especie.

Técnica de captura: nombre de la técnica de captura utilizada para colectar el ejemplar. Puede tener diferentes valores: a) trampa van Someren-Rydon, mencionando el tipo de sebo empleado; b) jama en transectos de longitud **no** definida; c) jama en transectos de longitud definida; d) jama sobre sustrato específico (definiéndolo: flor, agua salobre, etc.).

Número del transecto: número del transecto en el cual se colectó el ejemplar.

Número de recorrido del transecto: recorrido del transecto en el cual se colectó el ejemplar, conviene asociarle hora de inicio y finalización, así como estado del tiempo: soleado, nublado, con neblina.

Número de la trampa: número de la trampa en la cual se colectó el ejemplar.

Sexo: género al que pertenece el ejemplar capturado. Puede tener dos valores: a) macho; y b) hembra.

Número de catálogo: acrónimo y número asignado a cada ejemplar al momento de ingresar a una colección entomológica (p.e.: IAvH = acrónimo de la colección entomológica del Instituto Alexander von Humboldt).

Comentarios: en este campo se puede registrar cualquier otra información pertinente o interesante del registro.

6.4 Análisis de los datos en insectos

Con los métodos de muestreo propuestos anteriormente en los tres grupos de insectos considerados, se busca caracterizar la diversidad de las localidades muestreadas a diferentes escalas. Los análisis y las pruebas que se presentan más adelante permiten establecer, principalmente, la eficiencia del muestreo, la

composición de especies, la abundancia relativa, la riqueza (diversidad alfa) y la singularidad y recambio de especies (diversidad beta). Una síntesis de los análisis que se realizan con los diferentes métodos propuestos se encuentra en las siguientes tablas, independientes para cada grupo de insectos considerado.

Escarabajos coprófagos	Trampas de caída con atrayente	Trampas de interceptación de vuelo	Captura manual
Unidad de muestreo en campo	Transecto de 300 m con 10 trampas una cada 30 m.	Cada trampa que debe ser revisada cada 24 h.	Buscando sobre excremento o carroña hasta completar 12 h. de búsqueda
Unidad de muestreo para análisis	Cada trampa	Cada muestra colectada cada 24 h.	12 h.
Análisis	Curvas de acumulación- (representatividad y riqueza) Programa EstimateS- http://viceroy.eeb.uconn.edu/EstimateS Índice complementariedad (singularidad y recambio) ver Colwell y Coddington 1994.		

Hormigas	Trampas Winkler	Trampas de caída	Cebos (atún o algún otro derivado de carnes)	Captura manual
Unidad de muestreo en campo	Transecto de 100 m en el cual se toman 10 muestras de 1m ² cada 10m	Transecto de 100m con 10 trampas, una cada 10m (mínimo 4 transectos por sitio de muestreo)	Transecto de 100m con 10 cebos, uno cada 10m (mínimo 4 transectos por sitio de muestreo)	Transecto de 100m., cada 10m. debe tomarse una muestra de hormigas en un área de 2x2m. durante 15 minutos (mínimo 4 transectos por sitio de muestreo)
Unidad de muestreo para análisis	Especímenes observados y/o colectados por trampa	Especímenes observados y/o colectados por trampa	Especímenes observados y/o colectados por cebo	Especímenes observados y/o colectados en cada parcela por 15 minutos
Análisis	Curvas de acumulación- (representatividad y riqueza) Programa EstimateS- http://viceroy.eeb.uconn.edu/EstimateS Índice complementariedad (singularidad y recambio) ver Colwell y Coddington 1994.			

Mariposas	Observación directa o con binóculos y captura con jama en transectos de longitud definida	Observación directa o con binóculos y captura con jama en transectos de longitud no definida	Trampas van Someren Rydon
Unidad de muestreo en campo	Transecto de 100 m observando a lado y lado hasta 5 m. (= 100x10 m.) o parcelas de 32x32 m (mínimo 4 transectos o parcelas por sitio de muestreo)	Transecto recorrido durante un día entre las 7:00 y las 15:00 horas	Cada trampa colocada en un transecto de 250 m con 6 trampas, una cada 50 m (mínimo un transecto por sitio de muestreo)
Unidad de muestreo para análisis	Especímenes observados y/o colectados por parcela o transecto en cada recorrido de 30 minutos	Días completados realizando el mismo recorrido	Especímenes observados y colectados por trampa en 48 horas
Análisis	Curvas de acumulación- (representatividad y riqueza) Programa EstimateS- http://viceroy.eeb.uconn.edu/EstimateS Índice complementariedad (singularidad y recambio) ver Colwell y Coddington, 1994.		

Con la metodología propuesta se pueden obtener datos de: **riqueza observada** (estrictamente número de especies o morfotipos); **abundancia relativa** (las respectivas proporciones de observación por especie o morfotipo o el número de observaciones por especie o morfotipo de cada una de las especies encontradas en la muestra); **frecuencia** (es una proporción del número de muestras en que una especie o morfotipo se hace presente, respecto del número total de muestras).

Para establecer la representatividad del muestreo y la riqueza de especies por localidad o sitio de muestreo, son útiles las curvas de acumulación de especies (ver Capítulo 7), que permiten comparar los valores observados de la riqueza con valores estimados a partir de estimadores no paramétricos; esto da una idea de qué porcentaje de las especies no quedaron registradas y permite evaluar la representatividad del muestreo. Para estimar los valores de riqueza, se puede utilizar el programa EstimateS. Su aplicación y uso están explicados en detalle en Colwell y Coddington, (1994) y Colwell (1997) (ver Capítulo 7).

La equivalencia entre la composición de especies de los transectos de un mismo sitio, o de los sitios entre sí, se puede definir mediante comparación según índice porcentual de comunidad, índice de complementariedad e índice de heterogeneidad (Colwell y Coddington 1994; ver Capítulo 5, análisis de la información). Las variables aquí presentadas no son las únicas, pero se recomiendan en un intento por normalizar criterios de análisis; mayor información acerca de su uso puede encontrarse en Magurran (1988), Brower *et al.* (1989) y Colwell y Coddington (1996); también es conveniente decir que su obtención y análisis se debe realizar de manera independiente para cada método de captura y sitio de muestreo. El uso e interpretación de estos índices, junto con otros métodos de análisis estadísticos complementarios, se presenta en el Capítulo 7.

Es importante aclarar que para los análisis con mariposas y escarabajos coprófagos, cada individuo colectado representa un registro; para estos grupos se consigan los datos de abundancias relativas normalmente. Sin embargo, en el caso especial de las hormigas por el carácter social del grupo, no se acostumbra estimar los datos de abundancias relativas como se hace con el resto de organismos. Al analizar las muestras sólo deben registrarse la presencia (1) o ausencia (0) de la especie o morfoespecie en las muestras y las abundancias se toman como la suma de la frecuencia de captura dentro de la unidad de muestreo.

Andersen (1991) y Read y Andersen (2000) proponen un método diferente, pero también muy empleado que consiste en asignar las abundancias de la siguiente forma: 1 = cuando se colecta un solo ejemplar por especie; 2 = entre 2 y 5; 3 = entre 6 y 20; 4 = entre 21 y 50, 5 = entre 51 y 200; y 6 = más de 200 ejemplares. Si se utiliza este método, cada estación dentro del transecto puede tomarse como una unidad de muestreo diferente.

Para las pruebas de análisis con hormigas, cada transecto es tomado como unidad de muestreo y cada estación dentro de ella, como unidad de captura. Como se tienen 4 transectos para cada método, cada uno representa una repetición. Por tal razón, cada unidad de captura dentro de cada transecto debe recolectarse y mantenerse separada de las demás para analizarse independientemente.

La información recopilada durante las horas dedicadas a la captura manual y a la recolección de las trampas, sobre el comportamiento o hábitos de las especies, contribuye a enriquecer el conocimiento sobre la historia natural y otros aspectos de la biología de las mismas (ver comentarios en los Anexos 6.1, 6.2 y 6.4 y observaciones en el Anexo 6.3).

Anexo 6.1

Formato para la consignación de los datos de los muestreos de escarabajos coprófagos (Coleoptera: Scarabaeidae: Scarabaeinae)

Número de captura	Género	Epíteto específico	Morfoespecie	Técnica de captura	Número de transecto	Número de la trampa	Altitud	Fecha	Sexo	Gremio	Número de catálogo	Ubicación en la colección	Comentarios
1	<i>Canthon</i>	<i>politus</i>		TCEH	1	1	1800	26/01/1999	M	T	IAvH-13458	S	Confirmar identificación
2	<i>Canthon</i>	<i>politus</i>		TCEH	1	1	1800	26/01/1999	M	T	IAvH-13459	S	
3	<i>Canthon</i>	<i>politus</i>		TCEH	1	1	1800	26/01/1999	M	T	IAvH-13460	S	
4	<i>Canthon</i>		sp.1	TCEH	1	1	1800	26/01/1999	M	T	IAvH-13461	S	
5	<i>Ontherus</i>	<i>cf. brevicollis</i>		TCEH	1	1	1800	26/01/1999	M	P	IAvH-13462	S	
6	<i>Cryptocanthon</i>		sp.	TCEH	1	2	1800	26/01/1999	H	T	IAvH-13463	S	
7	<i>Canthon</i>	<i>politus</i>		TCEH	1	2	1800	26/01/1999	H	T		L	
8	<i>Deltochilum</i>		sp.1	TCEH	1	2	1800	26/01/1999	M	T	IAvH-13464	S	
9	<i>Uroxys</i>		sp.1	TCEH	1	2	1800	26/01/1999	H	E	IAvH-13465	S	
10	<i>Canthon</i>	<i>politus</i>		TCEH	1	3	1800	26/01/1999	M	T		L	
11	<i>Uroxys</i>		sp.1	TCEH	1	4	1800	26/01/1999	M	E	IAvH-13466	S	Confirmar identificación
12	<i>Uroxys</i>		sp.2	TCEH	1	4	1800	26/01/1999	M	E	IAvH-13467	S	
13	<i>Canthon</i>	<i>politus</i>		TCEH	1	4	1800	26/01/1999	H	T		L	
14	<i>Uroxys</i>		sp.1	TCEH	1	5	1800	26/01/1999	H	E		L	
15	<i>Ontherus</i>	<i>cf. brevicollis</i>		TCEH	1	5	1800	26/01/1999	H	P	IAvH-13468	S	
16	<i>Canthon</i>	<i>politus</i>		TCEH	1	5	1800	26/01/1999	H	T		L	
17	<i>Canthon</i>	<i>politus</i>		TCEH	1	5	1800	26/01/1999	M	T		L	
18	<i>Canthon</i>	<i>politus</i>		TCEH	1	5	1800	26/01/1999	H	T		L	

Detalle de los campos

Número de captura: número consecutivo asignado a cada uno de los ejemplares capturados (registro) en cada salida de campo

Género: nombre del género al que pertenece el ejemplar

Epíteto específico: nombre del epíteto específico al que pertenece el ejemplar

Morfoespecie: nombre o número asignado a la morfoespecie a la que pertenece el ejemplar, en caso de que no se identifique la especie

Técnica de captura: nombre de la técnica de captura utilizada para coleccionar el ejemplar (Trampa de caída con excremento humano=TCEH; Trampa de interceptación de vuelo=TIV; Captura manual=CM)

Número del transecto: número del transecto en el cual se colectó el ejemplar

Número de la trampa: número de la trampa en la cual se colectó el ejemplar

Altitud: altitud en metros en la cual fue realizado el muestreo

Fecha: día, mes y año (DD/MM/AAAA) en el que se capturó el ejemplar. Para el caso de las trampas que se dejan varios días, puede existir una columna para la fecha de instalación y otra para la fecha de recolección de las mismas

Sexo: género al que pertenece el ejemplar (Macho=M; Hembra=H)

Gremio: nombre asignado al grupo de especies que explotan el mismo tipo de recurso en forma similar (Paracóprido=P; Telecóprido=T; Endocóprido=E)

Número de catálogo: acrónimo y número asignado a cada ejemplar al momento de ingresar a una colección entomológica (IAvH=acrónimo de la colección entomológica del Instituto Alexander von Humboldt)

Ubicación en la colección: sitio de la colección entomológica en la que se encuentra preservado el ejemplar (Colección en seco=S; Colección en líquido=L)

Comentarios: cualquier otra información pertinente sobre el ejemplar

Nota: pueden adicionarse en nuevas columnas las variables que se consideren importantes para facilitar el trabajo

Anexo 6.2

Formato para la consignación de los datos de los muestreos de hormigas (Hymenoptera: Formicidae)

Número de captura	Subfamilia	Género	Epíteto específico	Morfoespecie	Técnica de captura	Número de transecto	Número de la trampa	Altitud	Fecha	Casta	Número de catálogo	Ubicación en la colección	Comentarios
1	Ponerinae	<i>Hypoponera</i>		sp.1	TW	1	1	1850	26/01/1999	O	IAvH-12641	S	
2	Myrmicinae	<i>Wasmannia</i>	<i>auropunctata</i>		TW	1	1	1850	26/01/1999	O	IAvH-12642	S	
3	Ponerinae	<i>Prionopelta</i>		sp.	TW	1	2	1850	26/01/1999	O	IAvH-12643	S	
4	Ponerinae	<i>Amblyopone</i>		sp.	TW	1	3	1850	26/01/1999	R	IAvH-12644	S	Reina alada
5	Ponerinae	<i>Hypoponera</i>		sp.2	TW	1	5	1850	26/01/1999	O	IAvH-12645	S	
6	Ponerinae	<i>Odontomachus</i>	<i>mayi</i>		TW	1	5	1850	26/01/1999	O	IAvH-12646	S	
7	Myrmicinae	<i>Strumigenys</i>		sp.1	TW	1	6	1850	26/01/1999	O	IAvH-12647	S	
8	Myrmicinae	<i>Strumigenys</i>		sp.2	TW	1	6	1850	26/01/1999	O	IAvH-12648	S	
9	Myrmicinae	<i>Rogeria</i>	<i>foreli</i>		TW	1	6	1850	26/01/1999	O	IAvH-12649	S	
10	Ponerinae	<i>Hypoponera</i>		sp.1	TW	1	7	1850	26/01/1999	O	IAvH-12650	S	
12	Myrmicinae	<i>Strumigenys</i>		sp.1	TW	1	8	1850	26/01/1999	O	IAvH-12651	S	
13	Myrmicinae	<i>Strumigenys</i>		sp.1	TW	1	9	1850	26/01/1999	O	IAvH-12652	S	
14	Ponerinae	<i>Hypoponera</i>		sp.1	TW	2	1	1850	26/01/1999	O	IAvH-12653	S	
15	Ponerinae	<i>Gnamptogenys</i>	<i>minuta</i>		TW	2	1	1850	26/01/1999	O	IAvH-12654	S	
16	Ponerinae	<i>Typhlomymex</i>	<i>rogenhoferi</i>		TW	2	1	1850	26/01/1999	O	IAvH-12655	S	
18	Myrmicinae	<i>Rogeria</i>		sp.	TW	2	2	1850	26/01/1999	R	IAvH-12656	S	Reina alada

Detalle de los campos

Número de captura: número consecutivo asignado a cada registro en cada salida de campo

Subfamilia: nombre de la subfamilia del registro

Género: nombre del género del registro

Epíteto específico: nombre del epíteto específico del registro

Morfoespecie: nombre o número asignado a la morfoespecie a la que pertenece el registro, en caso de que no se identifique la especie

Técnica de captura: nombre de la técnica de captura utilizada para coleccionar el ejemplar (Trampa de caída=TC; Trampa Winkler=; Captura manual=CM; Cebos=C)

Número del transecto: número del transecto en el cual se colectó el ejemplar

Número de la trampa: número de la trampa en la cual se colectó el ejemplar

Altitud: altitud en metros en la cual fue realizado el muestreo

Fecha: día, mes y año (DD/MM/AAAA) en el que se capturó el ejemplar. Para el caso de las trampas que se dejan varios días, puede existir una columna para la fecha de instalación y otra para la fecha de recolección de las mismas

Casta: casta a la que pertenece el individuo (Reina=R; Macho=M; Obrera=O; Soldado=S).

Número de catálogo: acrónimo y número asignado a cada ejemplar al momento de ingresar a una colección entomológica (IAvH=acrónimo de la colección entomológica del Instituto Alexander von Humboldt)

Ubicación en la colección: sitio de la colección entomológica en la que se encuentra preservado el ejemplar (Colección en seco=S; Colección en líquido=L)

Comentarios: cualquier otra información pertinente sobre el ejemplar

Nota: pueden adicionarse en nuevas columnas las variables que se consideren importantes para facilitar el trabajo

Anexo 6.3

Formato para la consignación de los datos en campo de los muestreos de mariposas diurnas (Lepidoptera: Rhopalocera)

Método captura-observación en transectos o parcelas

Sitio de muestreo		Fecha		Altitud	
Transecto No.		Recorrido			
		No.	Hora inicio	Hora final	Observaciones: <i>del entorno; hábitat; cerca de quebrada, borde, en trocha, si llovió recientemente, etc.</i>
No. de Morfotipo	*Especie	Número de observaciones durante el recorrido		Capturado / recapturado	**Observaciones

Método captura-observación con trampas van Someren Rydon

Sitio de muestreo		Fecha		Altitud			
Trampa No.		Visita		Observaciones: <i>Del entorno; hábitat, cerca de quebrada, borde, en trocha, si llovió recientemente, etc.</i>			
Tipo de cebo:		No.	Hora inicio			Hora final	Condición climática
Altura sobre el suelo:							
No. de Morfotipo	*Especie	Número de observaciones durante el recorrido		Capturado/ recapturado	**Observaciones		

* Definido en laboratorio o por taxónomo

** Recapturas frecuentes, sacrificado y número asignado, etc.

Anexo 6.4

Formato para la consignación de los datos de los muestreos de mariposas diurnas (Lepidoptera: Rhopalocera)

Número de captura	Familia	Subfamilia	Género	Epíteto específico	Epíteto subespecífico	Técnica de captura	Número de transecto	Número de la trampa	Altitud	Fecha	Hora	Sexo	Número de catálogo	Comentarios
1	Nymphalidae	Satyrinae	<i>Pedaliodes</i>	<i>phaea</i>		J	1		1780	24/01/1999	7:45 a.m.	H	IAvH-10352	
2	Pieridae	Pierinae	<i>Catasticta</i>	<i>philone</i>		J	1		1780	24/01/1999	7:50 a.m.	H	IAvH-10353	
3	Nymphalidae	Satyrinae	<i>Oressinoma</i>	<i>typha</i>		J	2		1780	24/01/1999	7:58 a.m.	H	IAvH-10354	
4	Nymphalidae	Melitaeinae	<i>Anthanassa</i>	<i>acesas</i>		J	2		1780	24/01/1999	8:45 a.m.	H	IAvH-10355	
5	Nymphalidae	Melitaeinae	<i>Anthanassa</i>	<i>acesas</i>		J	2		1780	24/01/1999	8:03 a.m.	M	IAvH-10356	
6	Nymphalidae	Melitaeinae	<i>Anthanassa</i>	<i>acesas</i>		J	2		1780	24/01/1999	8:12 a.m.	M	IAvH-10357	
7	Nymphalidae	Melitaeinae	<i>Anthanassa</i>	<i>acesas</i>		J	2		1780	24/01/1999	8:15 a.m.	H	IAvH-10358	
8	Nymphalidae	Melitaeinae	<i>Anthanassa</i>	<i>acesas</i>		J	2		1780	24/01/1999	8:19 a.m.	M	IAvH-10359	
9	Pieridae	Pierinae	<i>Catasticta</i>	<i>crowleyi</i>		J	2		1780	24/01/1999	8:22 a.m.	H	IAvH-10360	
10	Pieridae	Pierinae	<i>Catasticta</i>	<i>crowleyi</i>		J	3		1780	24/01/1999	8:26 a.m.	M	IAvH-10361	
11	Pieridae	Pierinae	<i>Catasticta</i>	<i>crowleyi</i>		J	3		1780	24/01/1999	8:26 a.m.	M	IAvH-10362	
12	Pieridae	Pierinae	<i>Catasticta</i>	<i>crowleyi</i>		J	3		1780	24/01/1999	8:32 a.m.	M	IAvH-10363	
13	Pieridae	Pierinae	<i>Catasticta</i>	<i>philaes</i>		J	3		1780	24/01/1999	8:34 a.m.	H	IAvH-10364	
14	Pieridae	Pierinae	<i>Catasticta</i>	<i>philaes</i>		J	3		1780	24/01/1999	8:41 a.m.	H	IAvH-10365	
15	Pieridae	Coliadinae	<i>Colias</i>	<i>dimera</i>		J	3		1780	24/01/1999	8:43 a.m.	M	IAvH-10366	Libando sobre <i>Palicoorea</i> sp.
16	Pieridae	Coliadinae	<i>Colias</i>	<i>dimera</i>		J	4		1780	24/01/1999	8:58 a.m.	H	IAvH-10367	
17	Nymphalidae	Nymphalinae	<i>Epiphile</i>	<i>chrysites</i>		TVSR	1	2	1850	24/01/1999	9:45 a.m.	H	IAvH-10368	
18	Pieridae	Coliadinae	<i>Phoebis</i>	<i>philea</i>	<i>philea</i>	TVSR	1	5	1850	24/01/1999	9:56 a.m.	M	IAvH-10369	

Detalle de los campos

Número de captura: número consecutivo asignado a cada uno de los ejemplares capturados (registro) en cada salida de campo

Familia: nombre de la familia a la que pertenece el ejemplar

Subfamilia: nombre de la subfamilia a la que pertenece el ejemplar

Género: nombre del género al que pertenece el ejemplar

Epíteto específico: nombre del epíteto específico al que pertenece el ejemplar

Epíteto subespecífico: nombre del epíteto subespecífico al que pertenece el ejemplar

Técnica de captura: nombre de la técnica de captura utilizada para coleccionar el ejemplar (Jameo=J; Trampa van Someren Rydon=TVSR)

Número del transecto: número del transecto en el cual se colectó el ejemplar

Número de la trampa: número de la trampa en la cual se colectó el ejemplar

Altitud: altitud en metros en la cual fue realizado el muestreo

Fecha: día, mes y año (DD/MM/AAAA) en el que se capturó el ejemplar. Para el caso de las trampas que se dejan varios días, puede existir una columna para la fecha de instalación y otra para la fecha de recolección de las mismas

Hora: hora a la cual fue capturado el ejemplar en formato de 24:00 horas

Sexo: género al que pertenece el ejemplar (Macho=M; Hembra=H)

Número de catálogo: acrónimo y número asignado a cada ejemplar al momento de ingresar a una colección entomológica (IAvH=acrónimo de la colección entomológica del Instituto Alexander von Humboldt)

Comentarios: cualquier otra información pertinente sobre el ejemplar

Nota: pueden adicionarse en nuevas columnas las variables que se consideren importantes para facilitar el trabajo

Anexo 6.5

Formato para la consignación de la información taxonómica de las especies de insectos (utilizado con más frecuencia en el trabajo con mariposas)

Información taxonómica:

FAMILIA: PAPILIONIDAE **SUBFAMILIA:** PAPILIONINAE
Género: *Parides*
Especie: *eurimedes* **Descriptor y año de descripción de la especie:** (Cramer 1871)
Sinónimos (con descriptor): *Papilio Eques Trojanus eurimedes* Cramer 1782
Papilio eurimedes Kirby, 1880
Subespecie: *timias* **Descriptor y año de descripción de la especie:** (Gray, 1853)
Sinónimos (con descriptor): *Papilio serapis* Doubleday, 1846
Papilio timias potone Rotschild y Jordan 1906
Battus (Parides) timias potone D' Almeida 1965
Nombre común o indígena (si se tiene el nombre indígena señalar la comunidad): ninguno

Información del museo donde se deposita el material:

Número y sexo de los ejemplares capturados: 1 macho
Estado de desarrollo del insecto (adulto - imago, pupa, oruga, huevo): adulto
Casta (sólo aplica para insectos sociales: rey, reina, macho, hembra alada, zángano, obrera, soldado):
Museo o colección en la que está depositado (Municipio, Departamento, País): Colección Entomológica del Instituto Alexander von Humboldt, Villa de Leyva, Boyacá, Colombia.
Siglas (Acrónimo) del Museo: IAvH **Número de catálogo del o los ejemplares:** L-0001
Gaveta y mueble en el que está depositado el ejemplar: Mueble 18, gaveta 3
Identificador y fecha de identificación: (persona que realizó la identificación): E. Schmidt-Mumm, enero de 1997

Información de campo:

Localidad: **País:** Colombia **Departamento:** Cundinamarca **Municipio:** Medina
Vereda: Toquiza **Sitio de muestreo:** Quebrada "La Ardita", Finca Alcachoca
Coordenadas planas o geográficas correspondientes: 73° 21' 56'' W - 4° 31' 34'' N
Altitud: 1750 m
Tipo de hábitat: Bosque montano bajo poco intervenido
Método de captura: Jameo
Número de transecto o parcela: 4
Tipo de cebo:
Fecha de captura:
Hora de captura y condición climática: 12:00 - 13:00 h.
Actividad del animal al ser capturado: Mariposa libando sobre *Palicourea* sp.
Colector: David Acosta
Número de colección del colector: DACA 3457
Tipo de estudio para el que fue colectado: Diversidad en gradientes
Proyecto: Variación de la biodiversidad de mariposas y hormigas a lo largo de un gradiente altitudinal en la cuenca del río Gzaunta (Cundinamarca).

Nota: En algunos casos es difícil disponer de toda esta información si no se ha definido la obtención de la misma desde el inicio del estudio; sin embargo, cualquier dato del que disponga cuando está trabajando con material previamente colectado es valioso.

Anexo 6.6

Recomendaciones para la captura y el sacrificio en campo de escarabajos coprófagos, hormigas y mariposas

El éxito y funcionalidad del trabajo en campo dependen del correcto tratamiento que se dé a los especímenes capturados; si éste no es el adecuado, se pierde tiempo y dinero y se sacrifican ejemplares innecesariamente.

Aunque sacrificar insectos, especialmente mariposas, puede resultar odioso o inmoral, cabe anotar que el número de especímenes capturados en un muestreo es infinitamente menor al número de insectos sacrificados o desplazados por destrucción de una hectárea de bosque o una sabana nativa para ser transformada en agrosistemas o cultivos ilícitos. Es importante entonces que los ejemplares sean capturados de manera correcta y adecuada.

A continuación se dan algunas recomendaciones para la captura y el sacrificio de los grupos de insectos tratados en este manual.

Escarabajos coprófagos y hormigas:

- Los escarabajos coprófagos y las hormigas se capturan fácilmente por medio de las técnicas mencionadas en este capítulo, la mayoría de las cuales corresponden a trampas o dispositivos en los que los ejemplares caen y quedan atrapados.
- Estos insectos deben sacarse de dichas trampas sujetándose con pinzas de punta fina de diferente grosor dependiendo del tamaño de los especímenes y la dureza de su quitina.
- Los ejemplares capturados deben depositarse en viales o frascos herméticos con etanol al 70% y trasladarse al laboratorio; el etanol debe renovarse y puede aumentarse la concentración si es necesario a un 75% o más. Los escarabajos y las hormigas pueden permanecer así durante años sin deteriorarse y posteriormente montarse sin problema.
- En los casos de insectos con coloraciones vivas e intensas, se recomienda agregar un poco de glicerina al etanol, lo cual impide que los insectos pierdan su coloración original.

Mariposas:

- Las mariposas y polillas son muy delicadas debido a que sus alas están cubiertas de escamas; por lo tanto nunca deben ser manipuladas directamente de las alas, ya que sus escamas se adhieren a los dedos y la coloración se destruye, arruinando el ejemplar y haciendo difícil su identificación.
- Las mariposas deben capturarse estrictamente mediante red entomológica (jama) o trampas van Someren Rydon.
- Se pueden inmovilizar y algunas veces sacrificar mediante presión en el tórax: para esto se deben tomar de esta zona con los dedos pulgar e índice y con las alas cerradas hacia arriba y presionar con fuerza hasta que queden inmóviles y/o muertas (Figura 6.6.1a).
- También pueden ser sacrificadas inyectando etanol o acetato de etilo en el tórax, entre las patas anteriores, con una jeringa para insulina (Figura 6.6.1b). Para esto conviene llevar un estuche con jeringas “cargadas” y tapadas. Este último método es

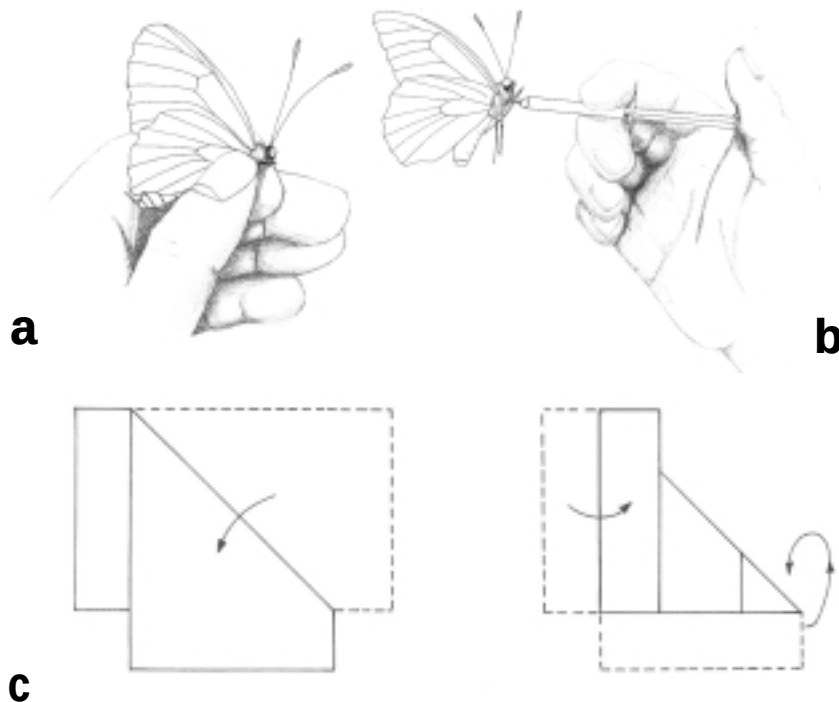


Figura 6.6.1. Captura y sacrificio de mariposas: a) proceso de inmovilización de la mariposa; b) inyección de etanol o acetato de etilo en el tórax; c) modelo para la elaboración de los sobres de papel para guardar las mariposas

más lento y dispendioso, pero efectivo, inmediato y siempre letal, razón por la cual es **el recomendado**.

- Una vez sacrificada la mariposa se introduce con las alas cerradas hacia arriba, dentro de un sobre de papel milano blanco o celofán transparente; este se elabora doblando un rectángulo de papel triangularmente (Figura 6.6.1c).
- Los sobres con las mariposas se guardan en un recipiente hermético, resistente e impermeable (una caja plástica mediana o pequeña es lo ideal) con una o dos bolitas de naftalina, un poco de alcanfor o sílica-gel activa para disminuir la posibilidad de infección por hongos.
- En el campamento o en el laboratorio, deben colocarse los sobres separados y sobre una mesa durante 12 ó 24 horas aproximadamente, para que las mariposas pierdan humedad, evitando de esta forma la formación de hongos.

Nunca guarde las mariposas dentro de un libro o cuaderno ya que al quedar aplastadas, sus estructuras morfológicas quedan completamente destruidas y cualquier intento de trabajo serio queda anulado.

Todas las muestras con escarabajos coprófagos, hormigas y los sobres con mariposas deben contener una etiqueta de papel pergamino grueso, durex o Canson blanco de 1 x 2 cm, escritas en rapidógrafo o tinta china, con los datos que aparecen en el siguiente modelo. En el laboratorio deben posteriormente transcribirse a la ficha definitiva para cada ejemplar.

País, Departamento, Municipio, Vereda, Sitio, altitud en m, coordenadas, fecha (con meses en letras y año completo), técnica de captura. Transecto y/o trampa, hora, condición climática, colector (Col.:)

Anexo 6.7

Recomendaciones para el montaje y manejo en laboratorio de escarabajos coprófagos, hormigas y mariposas

Una vez colectados, los insectos pueden preservarse en seco montados en alfileres y almacenados en gavetas en una colección entomológica, donde pueden permanecer por tiempo indefinido bajo los debidos cuidados. También pueden preservarse en líquido (especialmente los duplicados), en viales o frascos con etanol al 70%, lo que permite ahorrar espacio en la colección.

Los escarabajos coprófagos, hormigas y mariposas deben montarse para facilitar su identificación; este proceso debe llevarse a cabo en el menor tiempo posible después de su captura y no es aconsejable realizarlo en el campo. Para el montaje se requieren alfileres entomológicos, bloques de montaje, mariposeros, pinzas y pinceles. Los escarabajos coprófagos y las hormigas tienen requerimientos diferentes de montaje con respecto a las mariposas; a continuación se enuncian algunas recomendaciones para cada grupo.

Escarabajos coprófagos y hormigas:

Los especímenes de tamaño mediano a grande y con cuerpo suficientemente duro pueden montarse directamente en el alfiler. Existen alfileres de varios calibres y los más usados para escarabajos y hormigas están entre # 0 y 3. Para montar un espécimen se debe proceder de la siguiente manera:

- Saque el ejemplar del vial con alcohol y colóquelo sobre papel absorbente hasta que se seque.
- Ubíque las hormigas en posición ventral y separe sus mandíbulas con un alfiler número 0 ó 1; este procedimiento debe hacerse bajo el estereoscopio para evitar dañar el ejemplar.
- Escoja el número de alfiler a utilizar en el montaje de acuerdo con el tamaño del espécimen y clávelo verticalmente en la parte anterior derecha del tórax (Figura 6.7.1a); en los escarabajos esta zona corresponde a la parte anterior del élitro derecho; cuide que en las hormigas el alfiler no atraviese el cuerpo por el centro sino por el lado anterior derecho del tórax.
- Sostenga el cuerpo del ejemplar aún flexible, con los dedos índice y pulgar de una mano y clave el alfiler con la otra de manera perpendicular a la línea media del cuerpo del mismo.
- En el mismo alfiler deben ubicarse las etiquetas de localidad, identificación y número de catálogo del ejemplar teniendo en cuenta las siguientes medidas estándar: en el primer tercio del alfiler se ubica el ejemplar, en el segundo la etiqueta de localidad y en el tercero las demás etiquetas; para esto se utilizan bloques de montaje para insectos (Figuras 6.7.1b y 6.7.1c).
- La mayor parte de las hormigas y algunos escarabajos coprófagos, debido a su tamaño se montan en triángulos de papel grueso y libre de ácido, al cual se fija el insecto entre el primer y segundo par de patas, con un poco de pegante, en su extremo más delgado y en el extremo grueso se clava el alfiler.
- Después de montar el espécimen acomode las patas, antenas y demás estructuras, con pinzas de punta fina o pinceles para que el montaje final permita observar todas las partes externas del cuerpo.

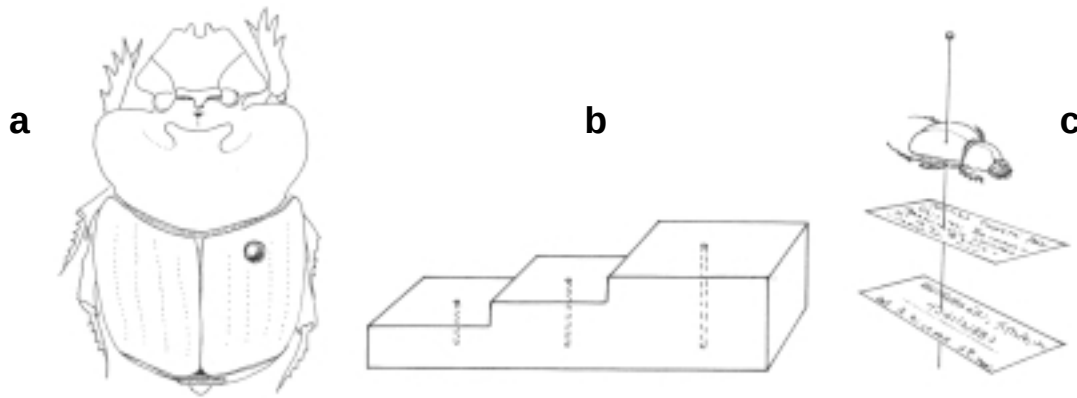


Figura 6.7.1. Montaje de insectos en seco: a) esquema en vista dorsal de la ubicación del alfiler entomológico en un escarabajo coprófago; b) bloque de montaje para insectos; c) vista lateral de la ubicación del ejemplar y las etiquetas en el alfiler.

Mariposas:

Por el recubrimiento de escamas que poseen las mariposas en las alas, éstas son preservadas en seco, ya sea montadas en alfileres entomológicos o en los mismos sobres que se usaron para guardarlas en campo. Para el montaje de mariposas es necesario extender sus alas, puesto que los patrones de coloración y la disposición de sus venas y celdas son importantes en su identificación. Al igual que con los escarabajos y las hormigas, no es aconsejable extender las mariposas en campo; para esta labor se requieren dos o tres mariposeros de manufactura muy sencilla si se siguen estas instrucciones:

- Seccione una lámina de icopor de 5 cm de grueso en bloques de 10 a 15 cm de ancho (6.7.2a).
- En el eje longitudinal haga una hendidura en V de 1 a 2 cm de ancho por 2 cm de profundo (Figura 6.7.2b).
- Recubra con papel silueta blanco la superficie de los dos planos (el lado brillante del papel hacia arriba); pegue el papel con pegamento en barra, sin dejar arrugas en la superficie (Figura 6.7.2c)
- Recorte dos tiras de papel milano blanco o celofán transparente de las mismas medidas que los planos y fíjelas con chinchas o alfileres a uno de los extremos (Figura 6.7.2d).

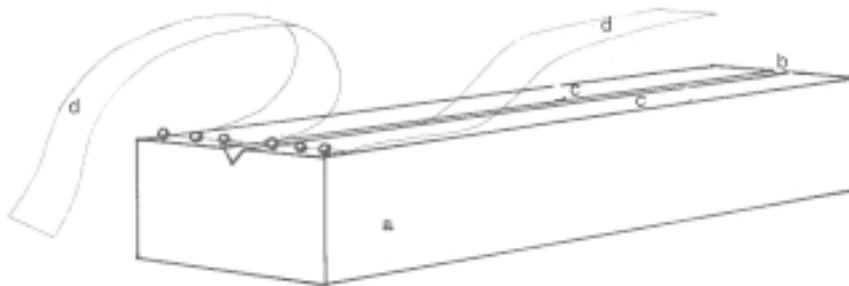


Figura 6.7.2. Partes de un mariposero: a) extensor de icopor para montar mariposas; b) hendidura en el centro del mariposero; c) tiras de papel silueta blanco pegadas sobre cada mitad del mariposero; d) tiras de papel milano blanco o celofán transparente

Para extender las mariposas deben relajarse o ablandarse previamente. Para esto se puede utilizar un recipiente con agua caliente (entre más caliente mejor) para, luego de retirarle de la fuente de calor, proceder de la siguiente forma:

- Tome la mariposa con unas pinzas de filatelia o de punta plana y sin estrías y sujétela con éstas por la parte superior de las alas; sumerja antenas y tórax en el agua caliente sin que ésta alcance las alas; deje la mariposa 10 a 30 segundos hasta que las antenas estén flexibles (figura 6.7.3a); luego ubique la mariposa sobre papel absorbente, volteándola para que se seque por ambos lados.
- Llene una jeringa para insulina con agua caliente; sujete la mariposa con su pulgar e índice por el tórax, sin tocar las alas, e introduzca la jeringa entre las primeras o segundas patas sin atravesar el tórax (Figura 6.7.3b).
- Para evitar quemarse o romper la mariposa, suéltela y sólo entonces vacíe lentamente todo el contenido de la jeringa (Figura 6.7.3c). Introduzca las pinzas entre las alas y pruebe si estas bajan suavemente; si no, inyéctela nuevamente con agua caliente hasta que estén flexibles.
- Inserte un alfiler entomológico (# 1 ó 2) en el centro del dorso del tórax y atraviese la mariposa hasta dejar libre un espacio de 1 a 1.5 cm entre la cabeza del alfiler y el tórax (Figura 6.7.3d).
- Clave la mariposa en la hendidura del mariposero dejando el cuerpo dentro y paralelo a esta; la base de las alas debe quedar al nivel de la superficie del mariposero (Figura 6.7.3e).
- Baje las alas con las pinzas y colóquelas bajo las tiras de papel milano; temple el papel; inserte un alfiler a cada lado de la base del abdomen para sostenerlo, sin atravesarlo (Figura 6.7.3f).
- Levante la tira de papel celofán y tome el ala anterior mediante las pinzas de filatelia, sujetándola por la parte anterior de la base y súbala hasta que el borde inferior forme un ángulo recto (90°) respecto del eje longitudinal del cuerpo (Figura 6.7.3f).
- Sostenga el ala bajando la tira de papel que cubre el mariposero y asegúrela clavando 2 ó 3 alfileres en el borde externo de la misma, cerca, pero nunca atravesándola.
- Sujete el ala posterior y súbala hasta que su borde anterior quede debajo del borde posterior del ala anterior, fíjela con el papel y sosténgala con dos o tres alfileres.

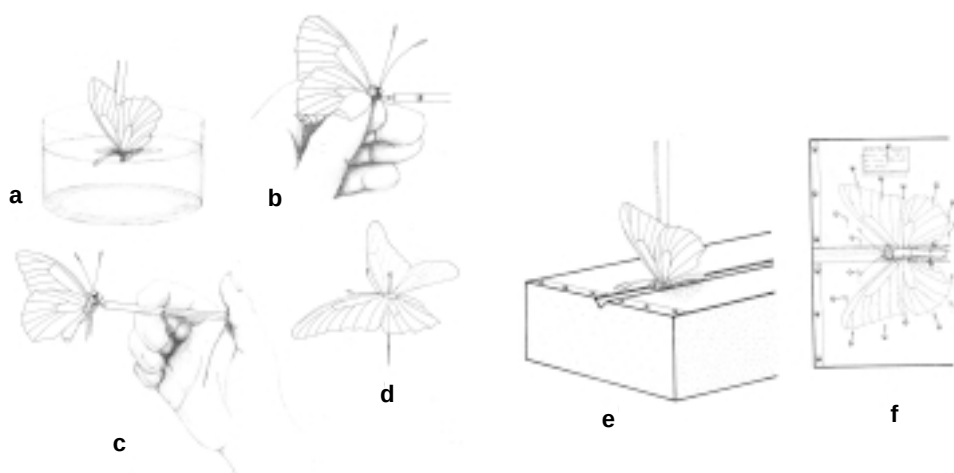


Figura 6.7.3. Sacrificio y montaje de mariposas: a) Tratamiento de la mariposa con agua caliente para el montaje posterior; b) introducción de la jeringa en el tórax; c) proceso de inyección del agua caliente; d) inserción del alfiler entomológico; e) inserción de la mariposa en el mariposero; f) forma en la que deben quedar alas y antenas bajo las tiras de papel milano o celofán; nótese que la ficha de campo se ubica al lado derecho del ejemplar montado y que los alfileres de apoyo nunca tocan o atraviesan parte alguna de la mariposa

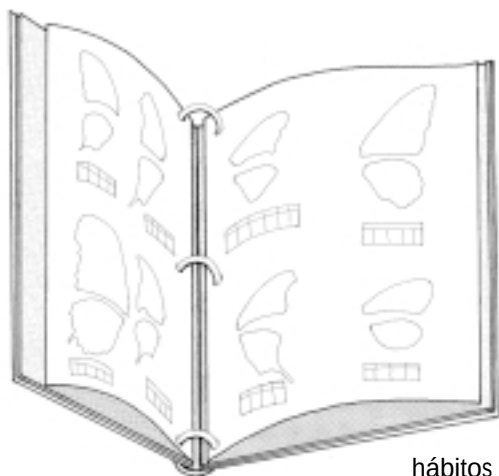
Repita esta operación con las alas del otro lado (Figura 6.7.3f). Al final separe las antenas de la mariposa, dejándolas debajo de las tiras de papel y sujetas también con alfileres. Fije la ficha de campo o el sobre con los datos mediante un alfiler a uno de los lados del mariposero (Figura 6.7.3f).

- Deje las mariposas 5 días en un sitio con sombra y seco; luego retire los alfileres (excepto el entomológico), levante las tiras de papel y retire la mariposa; inserte la ficha de campo en el respectivo alfiler entomológico inmediatamente para no confundir la información.

Guarde las mariposas en una caja de madera o cartón con una o dos bolitas de naftalina o un trozo de alcanfor para impedir su deterioro por hongos u otros artrópodos.

Anexo 6.8

Cartilla de campo de morfotipos de mariposas



Los métodos propuestos para inventarios de mariposas implican en ocasiones la identificación de ejemplares en campo; es fundamental por lo tanto elaborar previamente una colección de referencia, si no se tiene suficiente experiencia en la taxonomía de este grupo. Esto implica capturar uno o dos ejemplares de los morfotipos observados para diferenciarlos e identificarlos y es útil la elaboración de una “cartilla de campo”, mediante la cual el investigador puede familiarizarse rápidamente con la mayoría de las especies de una región y sus

hábitos de vuelo, característicos a nivel de familias, subfamilias e incluso géneros.

Para esta cartilla se utilizan las alas anterior y posterior derechas de un espécimen duplicado por cada morfotipo colectado durante la salida exploratoria o el primero de los recorridos de los transectos de longitud no definida. Los pasos para su elaboración son:

- Retire las alas del costado derecho de la mariposa previamente sacrificada; para esto, con las pinzas de filatelia sujete el ala por su base mientras toma con el pulgar e índice el tórax del animal; luego retírela lentamente hasta desprenderla del cuerpo.
- Coloque las alas de dos o tres ejemplares sobre una hoja de papel adhesivo transparente en la misma disposición que se usa para montar los especímenes, sin que los bordes se solapen y dejando unos 5 cm entre cada par de alas.
- Coloque otra hoja sobre las alas ordenadas para “laminarlas”.
- Coloque las hojas de papel adhesivo en una carpeta argollada para llevarlas a campo y utilizarlas en la identificación de los ejemplares.

A cada lámina se puede anexar un pequeño formulario de campo para facilitar el conteo de morfotipos en las observaciones de campo.



Venado coliblanco del Parque Nacional Natural Chingaza (*Odocoileus virginianus*).

**Métodos para el análisis de datos: una aplicación para
resultados provenientes de caracterizaciones de biodiversidad**

7. Métodos para el análisis de datos: una aplicación para resultados provenientes de caracterizaciones de biodiversidad

La estrategia de estudio de la biodiversidad del presente manual, involucra inventarios intensivos de múltiples taxa relativamente bien conocidos a nivel taxonómico y con abundante información disponible sobre su historia natural. El análisis y síntesis de la información obtenida de estos inventarios, debe permitir mostrar una fotografía de la biodiversidad lo más clara y precisa posible. Pero debemos tener en cuenta que corresponde a una sola fotografía en un momento específico en el tiempo.

El propósito de este capítulo es proporcionar algunas pautas básicas para el análisis de la información de los inventarios, por ello se considera: primero, un contexto general para analizar la información; segundo, formas de analizar los datos considerando índices para la medición de la diversidad Alfa, Beta y Gamma; tercero, cómo evaluar la información de los inventarios por medio de curvas de acumulación de especies; y cuarto, la forma de realizar listas depuradas de las bases de datos mediante el uso del programa Excel®.

7.1 Contexto general del análisis de la información

• La escala de trabajo y el análisis

Para estudiar la biodiversidad se puede considerar y separar en diferentes niveles para obtener información más allá de sólo listados de especies. Algunos de estos niveles ya se han definido en esta guía y se los debe asociar a las escalas de trabajo definidas por nuestro objetivo, es decir, es preciso definir qué es local y regional para asociar a éstos las medidas de la diversidad alfa, beta y gamma.

La diversidad alfa es la riqueza de especies de una comunidad determinada y que se considera homogénea, por lo tanto es a un nivel “local”. Una comunidad es dependiente de los objetivos y escala de trabajo. En nuestro caso, se propone que sea a nivel de una “unidad de paisaje” (ver definición en el Capítulo 3); sin embargo, podría ser tipo de bosque (p.e. bosques de robledales, mixtos, de galería, etc.), tipo de formación vegetal (páramo, bosque andino, subandino, etc.) o tipo

de asociación vegetal (ver las descripciones dadas por Rangel y Velásquez 1997).

La diversidad beta es la medida del grado de cambio o reemplazo en la composición de especies entre las comunidades que se encuentran en un área mayor. Se propone que se obtenga a partir de comparaciones entre pares de unidades de paisaje; sin embargo, esto depende de lo que se haya definido como comunidad.

Finalmente, **la diversidad gamma** es la riqueza total de especies existente en un área mayor, que podría ser nuestra área de estudio. De acuerdo con nuestra propuesta, se definiría como la sumatoria de la diversidad alfa encontrada en todas las unidades de paisaje en nuestra área de estudio. Este nivel de diversidad también puede ser un promedio de la riqueza alfa o una relación entre la riqueza total y el promedio de la diversidad beta.

• La naturaleza de los datos y el análisis

La forma de analizar los datos depende de cómo éstos se obtienen y de su naturaleza.

Cada grupo y técnica de muestreo tiene particularidades para generar datos de tres tipos: de composición, geográficos y estructurales. Los datos de composición corresponden a los nombres de las especies, es decir, la información taxonómica; los geográficos corresponden a toda la información de localización; y los estructurales comprenden toda la información de un atributo poblacional, como abundancia (densidad o frecuencia de aparición), cobertura (área basal), datos morfométricos (como en aves), de gremios (hábitos de crecimiento en plantas, grupos funcionales en insectos) y biomasa.

Dependiendo del tipo de datos estructurales (si se maneja número de individuos o datos de frecuencia de aparición) se pueden realizar diferentes análisis como se describe en el numeral 7.2. Igualmente, se deben aprovechar de forma complementaria los análisis específicos de cada grupo. Por ejemplo, en plantas leñosas se utilizan las abundancias, la altura de los individuos y el área basal para graficar clases diamétricas o de altura, que nos permiten saber si en el sitio estudiado el bosque es intervenido o prístino; en insectos, el porcentaje de especies por gremio o grupo funcional (rodadores, cavadores en escarabajos; predadores, generalistas, en hormigas) el cual es útil al momento de definir un posible desequilibrio en la comunidad de insectos por disturbios antrópicos.

Por otro lado, algunos grupos cuentan con información adicional recogida de la literatura y que le dan valor agregado a los datos. Un ejemplo importante es la información de aves, cuyas listas de especies siempre se asocian a información proveniente de bases de datos, como la de Parker *et al.* (1996), en la cual se documenta la capacidad de soportar disturbios humanos y los rangos de distribu-

ción geográfica de las especies. Esto es vital al momento de generar recomendaciones para el uso de la biodiversidad.

En este contexto, los datos de cada grupo deben interpretarse de manera diferencial, considerando que los análisis realizados son complementarios. En nuestro caso, todos los grupos suministran información de la riqueza, y algunos pueden tener mayor fortaleza al evaluar diferentes aspectos tales como recambio de especies, en muestreos de Rubiaceae y Melastomataceae; estructura del bosque, en muestreos de plantas leñosas; niveles de amenaza, en los de aves; y estado de conservación, en los de insectos.

Adicional a todo lo anterior, los datos contienen información referente a la técnica de muestreo (como el número de repeticiones, de lo que en este manual se trata como unidad de muestreo, variable respuesta, tipo de unidad, etc.), que determinan el tipo de programas que puede aplicarse y el análisis de la efectividad del muestreo. En general, técnicas que consideran muchas repeticiones (de las unidades de muestreo), dan mayor rigurosidad al momento de aplicar cualquier herramienta estadística.

La unidad de muestreo es muy importante para realizar análisis estadísticos y curvas de acumulación de especies, por lo que conviene tenerla bien definida. En algunos métodos, la unidad (de acuerdo con la definición dada en el Capítulo 1) está claramente definida, como por ejemplo en plantas. Pero en aves, en donde el método es a través de la captura o registro de las especies como un proceso de caza, que en muchos casos depende de la experiencia del investigador, la unidad de muestreo es difícil de definir. Esto se debe a que la unidad tiene el objetivo de medir de igual forma un atributo y si esta medida es subjetiva deja de ser útil. En este grupo se define un esfuerzo promedio que se debe aplicar en campo y la

unidad de muestreo se determina posteriormente una vez se obtienen los datos. Para aves se ha definido que la unidad

de muestreo son grupos de 20 registros y la forma de obtenerlas se documenta en el Capítulo 5.

• La organización de los datos y el análisis

Las bases de datos son las tablas que contienen los datos originales, tal como se obtuvieron en campo, pero están organizados. Una base de datos bien estructurada y con un sistema de metadatos, agiliza el análisis de la información y garantiza su posterior uso o reinterpretación. Con una base de datos como se muestra en cada grupo biológico e información en los anexos 7.2 y 7.3 de este capítulo, rápidamente se pueden hacer listas depuradas de especies, matrices para realizar curvas de acumulación

o para correr cualquier aplicación de programas estadísticos que tengamos a disposición.

Las aplicaciones y programas para almacenar y manejar datos dependen de su disponibilidad en nuestro entorno laboral y académico. Lo ideal es contar con una aplicación de bases de datos relacionales en Access®, sin embargo, Excel® es un programa básico con el cual podemos manipular un conjunto de datos de forma conveniente.

7.2 Tratamiento de los datos: cómo estimar la diversidad alfa, beta y gamma

Para evaluar la diversidad en sus diferentes componentes y niveles o escalas, se pueden utilizar índices que finalmente ayudan a resumir información en un solo valor y permiten unificar cantidades para realizar comparaciones. Sin embargo, para la aplicación de índices es necesario conocer los supuestos en los que están enmarcados para que la información generada a través de éstos pueda ser utilizada para interpretar correctamente el comportamiento de la biodiversidad.

En este capítulo, se presentan los diferentes métodos para cuantificar la diversidad alfa, beta y gamma, basados principalmente en el trabajo realizado por Moreno (2000), y que buscan simplemente dar algunas pautas de qué índices o métodos aplicar de acuerdo con la naturaleza de los datos. Si usted desea obtener información detallada de cada índice puede consultar el texto citado o a Magurran, 1988 o Hawksworth, 1995, entre otros. Adicionalmente, en el Anexo 7.1 se presentan las fórmulas específicas de algunos de estos índices.

7.2.1. Índices para medir la diversidad alfa

Existen varios índices para medir la diversidad alfa, cada uno ligado a el tipo de información que se desea analizar, es decir, que algunas de las variables respuesta tienen maneras diferentes de analizarse. Si las dos variables respuesta que se están analizando son número de especies (riqueza específica) y datos estructurales (por ejemplo abundancias), cada uno de ellos se podrá analizar diferencialmente para obtener más información complementaria.

Existen varios métodos para cuantificar la diversidad a nivel local o alfa:

• De la riqueza específica (número de especies)

Índices directos. La forma más simple de cuantificar la diversidad alfa.

Riqueza de especies: número de especies por sitio de muestreo.

Margalef: relaciona el número de especies de acuerdo con número total de individuos.

Rarefacción: se utiliza en caso de tener muestras de tamaño desigual. Si se desea compararlas, este método calcula el número esperado de especies de cada muestra al reducirlas a un tamaño igual para todas, es decir, reduce el tamaño de la muestra mayor para equipararla con la muestra menor.

Coleman (Cole en el programa Stimates): estima la riqueza de especies por muestra del total de especies.

Michaelis-Menten (MMmeans y MMRuns en el programa Stimates): estima la riqueza de especies por muestra del total de especies.

Curvas de acumulación de especies. Se utiliza para estimar el número de especies esperadas a partir de un muestreo. Muestra cómo el número de especies se va acumulando en función del número acumulado de muestras. Es útil al momento de tener un problema de submuestreo, pues los valores extrapolados o la riqueza esperada se puede utilizar como una medida de la diversidad alfa.

Modelos lineales: Cuando se asume un tipo de distribución estadística/matemática conocida.

Logarítmico. A medida que la lista de especies crece, la probabilidad de añadir una nueva disminuye de manera proporcional con el tamaño actual de la lista hasta que se llega a cero. Es utilizada cuando los muestreos son en áreas pequeñas y eventualmente todas las especies se van a registrar.

Exponencial. A medida que la lista de especies crece, la probabilidad de añadir una especie disminuye de forma exponencial. Se utiliza cuando la región o área estudiada es muy grande o los grupos poco conocidos; haciendo que la probabilidad de encontrar una nueva especie nunca sea cero.

De Clench. La probabilidad de encontrar una nueva especie aumentará hasta un máximo entre más tiempo se estudie en campo. Es recomendable utilizarlo cuando la intensidad de los muestreos cambia en el tiempo y deseamos conocer qué esfuerzo en tiempo mínimo necesitamos para obtener un número aceptable de especies.

Métodos no paramétricos: se utilizan cuando no se asume una distribución estadística conocida o no se ajustan a ningún modelo determinado. Se emplean generalmente cuando no tenemos datos del número de individuos, ya que no hay manera de conocer cómo se comporta la distribución de individuos por especie.

CHAO 2 (CHAO2 en el programa Stimates): estima el número de especies esperadas considerando la relación entre el número de especies únicas (que sólo aparecen en una muestra) y el número de especies duplicadas (que aparecen compartidas en dos muestras).

Jackknife (Jack 1 y 2 en el programa Stimates). Estima el número de especies esperadas: considera el número de especies que solamente ocurren en una muestra o/además de las que ocurren solamente en dos muestras.

Bootstrap (Bootstrap en el programa Stimates). Estima la riqueza de especies a partir de la proporción de muestras que contienen a cada especie.

De la estructura de las comunidades (especies en relación con su abundancia)

Índices de abundancia proporcional

Índices de dominancia: Tienen en cuenta las especies que están mejor representadas (dominan) sin tener en cuenta las demás.

Simpson. Muestra la probabilidad de que dos individuos sacados al azar de una muestra correspondan a la misma especie.

Serie de Hill. Es una medida del número de especies cuando cada una es ponderada por su abundancia relativa, a medida que aumenta el número de especies, las más raras se vuelven menos importantes.

Índices de equidad. Tienen en cuenta la abundancia de cada especie y qué tan uniformemente se encuentran distribuidas.

Shannon-Wiener. Asume que todas las especies están representadas en las muestras; indica qué tan uniformes están representadas las especies (en abundancia) teniendo en cuenta todas las especies muestreadas.

Pielou. Con base en los valores de diversidad del índice de Shannon-Weiner, expresa la equidad como la proporción de la diversidad observada en relación con la máxima diversidad esperada.

Brillouin. Asume que toda la población ha sido muestreada; predice cómo están representadas las especies con base en la relación entre el número total de individuos de todas las especies y el número de individuos de cada especie.

Modelos paramétricos: modelos matemáticos que describen de forma gráfica la relación entre la abundancia y las especies ordenadas en categorías de la más a la menos abundante. Corresponden a las gráficas conocidas como de Diversidad-Dominancia.

Series geométricas. Asume una proporcionalidad constante entre las abundancias y las especies, de forma tal que la serie se observa como una línea recta en escala logarítmica.

Series logarítmicas. Asume que hay un número pequeño de especies abundantes y una gran proporción de especies poco abundantes, lo que de-

termina que las curvas sean como una jota invertida.

Distribución Log-Normal. Expresa la relación de individuos por especie; al organizar los rangos de abundancia de menor a mayor y graficarlos, la curva se comportará como una distribución log normal.

Modelo de vara quebrada. Asume que las especies se organizan en clases de abundancias definidas y estas clases se pueden organizar para mostrar cómo está la comunidad.

Modelos no paramétricos

CHAO1 (CHAO1 en el programa Stimates). Estima el número de especies esperadas considerando la relación entre el número de especies representadas por un individuo (singletons) y el número de especies representadas por dos individuos en las muestras (doubletons).

Uno de los grandes problemas de medir la diversidad a través de la riqueza específica, a pesar de ser la forma más sencilla de evaluar la diversidad de un lugar, es que el número de especies está fuertemente influenciado por el tamaño de la muestra. Es muy posible que si se aumenta el esfuerzo de muestreo, se obtenga un mayor número de especies, por lo que es difícil comparar muestras de diferentes tamaños o esfuerzos de muestreo.

Sin embargo, una forma de evaluar la diversidad alfa a partir de inventarios con diferentes esfuerzos de muestreo, es a través de curvas de acumulación, en las cuales se puede estimar el número de especies esperadas para un tamaño de muestra determinado. En este capítulo se presentan varios índices o estimadores para obtener valores esperados de la riqueza y la forma de realizar curvas de acumulación.

7.2.2 Índices para medir la diversidad beta

El grado de recambio de especies (diversidad beta), ha sido evaluado prin-

cialmente teniendo en cuenta proporciones o diferencias. Las proporciones

pueden evaluarse con ayuda de índices, así como de coeficientes que nos indican qué tan similares/disímiles son dos comunidades o muestras. Muchas de estas similitudes y diferencias también se pueden expresar o visualizar por medio de distancias. Estas similitudes o diferencias pueden ser tanto de índole cualitativa (utilizando datos de presencia-ausencia) como de carácter cuantitativo (utilizando datos de abundancia proporcional de cada especie o grupo de estudio; por ejemplo: número de individuos, biomasa, densidad relativa, cobertura, etc.).

Los métodos para cuantificar la diversidad beta se pueden dividir en dos clases: de similitud-disimilitud y los de recambio/reemplazo de especies. Los diferentes índices considerados en los métodos, se deben aplicar dependiendo de cómo son los datos (cualitativos/cuantitativos), y cuál es la relación entre las muestras, qué implica, cómo están organizadas y cómo se han obtenido, de acuerdo con la pregunta de interés.

La diversidad beta también se puede analizar a través de métodos de clasificación o de ordenación, los cuales se basan en análisis de matrices ya sea a partir de datos cualitativos o cuantitativos, en los que las muestras pueden ser las diferentes comunidades y se ordenan según las especies encontradas en cada una de ellas (aquí se incluyen los clásicos dendrogramas y análisis de agrupamiento).

Por lo tanto la diversidad beta o recambio/reemplazo de especies entre comunidades se puede analizar mediante:

Diversidad beta

Similitud o disimilitud. Expresa el grado de semejanza en composición de especies y sus abundancias en dos muestras (comunidades).

Métodos cualitativos. Expresan la semejanza entre dos muestras sólo considerando la composición de especies.

Índice de Jaccard. Relaciona el número de especies compartidas con el número total de especies exclusivas.

Índice de Sorensen. Relaciona el número de especies compartidas con la media aritmética de las especies de ambos sitios.

Métodos cuantitativos. Expresan la semejanza entre dos muestras considerando la composición de especies y sus abundancias.

Índice de Sorensen cuantitativo. Relaciona la abundancia de las especies compartidas con la abundancia total en las dos muestras.

Índice de Morisita-Horn. Relaciona las abundancias específicas con las abundancias relativas y total. Es altamente sensible a la abundancia de las especies abundantes.

Métodos de ordenación y clasificación.

Organiza a partir de matrices la semejanza en composición o estructura de varias muestras (comunidades). Estas ordenaciones o semejanzas se pueden representar a través de dendrogramas o formas visuales de agrupamiento, muchas de las cuales utilizan diferentes tipos de distancias: índices de similitud, correlaciones, desviaciones, residuales, etc. A través de estos métodos también se puede evaluar la diversidad gamma.

Recambio/reemplazo de especies.

Expresa el grado de cómo se complementa la composición entre dos o varias muestras considerando las especies exclusivas en relación con el número promedio o total. Se basan en datos de composición de especies.

Varios índices (Whittaker, Cody, Magurran). A partir de la presencia-ausencia de las especies en un con-

junto de muestras, contrasta el promedio del número de especies por muestra versus el número total de especies. También muestran el número de especies que se pierden o se ganan a medida que se comparan muestras.

Complementariedad. Expresa qué tanto se complementan dos muestras considerando el número de especies exclusivas de cada muestra y el número total de especies si unimos las dos muestras.

7.2.3 Medición de la diversidad gamma

La diversidad gamma se ha considerado como la riqueza de especies dentro de varias unidades del paisaje, o entre varios tipos de coberturas o hábitats (conjunto de comunidades), y es el resultante de la diversidad de cada una de las comunidades (diversidad alfa), así como del grado de diferenciación que se ha desarrollado entre ellas (diversidad beta). Por lo tanto, también es una visión de integración de la información biológica, teniendo como marco la escala de trabajo planteada.

La diversidad gamma o de la riqueza regional de especies teniendo varias comunidades se puede analizar mediante:

Diversidad gamma - De la riqueza regional

Listado regional de especies y riqueza total

Índice gamma (Schluter y Ricklefs 1993). Este índice se define como el

producto de la diversidad alfa promedio, la diversidad beta promedio y la dimensión de la muestra que se considera como el número total de comunidades.

Recapitulando la información anterior, existen diferentes métodos e índices de lo que se denomina estadística ecológica que podemos utilizar para analizar nuestros datos. En general no existe una norma clara para escoger la mejor forma de análisis, ya que este depende de la pregunta, los métodos utilizados, las escalas o niveles de diversidad considerados, así como del grupo biológico empleado y la calidad de los datos. Sin embargo y como norma general, siempre debemos tener en cuenta la naturaleza de los datos y al momento de aplicar algún método o índice, debemos tratar de documentarnos de qué implicaciones tiene su uso.

7.3 Cómo evaluar los datos: curvas de acumulación de especies

Una vez realizado un inventario, el primer procedimiento a seguir es determinar si la muestra es representativa del atributo medido. Para el caso, lo principal es evaluar si obtuvo la mayoría de las especies de los grupos objeto de estudio. La forma más eficiente para determinar esto es por medio de curvas de acumulación de especies, para lo cual se cuenta con un programa disponible en Internet: Estimates 6.0 (URL: <http://viceroy.eeb.uconn.edu/EstimateS>)

Una curva de acumulación de especies representa gráficamente la forma como las especies van apareciendo en las unidades de muestreo, o de acuerdo con el incremento en el número de individuos. Es por esto que en una gráfica de curvas de acumulación, el eje Y es definido por el número de especies acumuladas y el X por el número de unidades de muestreo o el incremento del número de individuos. Cuando una curva de acumulación es asintótica indica que aunque se aumente

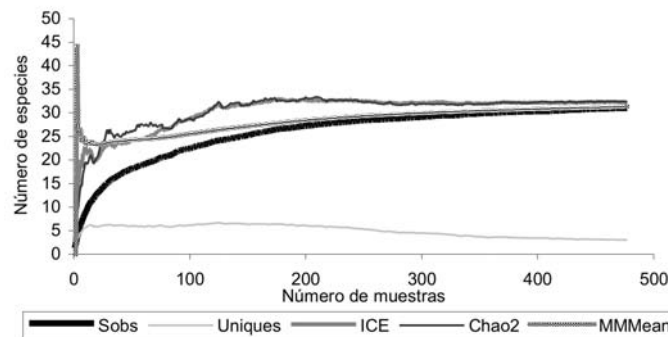


Figura 7.1 Curvas de acumulación de especies de muestreos de Rubiaceae en el PNN Cueva de Los Guácharos

el número de unidades de muestreo o de individuos censados, es decir, aumente el esfuerzo, no se incrementará el número de especies, por lo que tenemos un buen muestreo (Figura 7.1).

Sin embargo, muchas veces no se cuenta con tan buena suerte de obtener buenos muestreos, por lo que se requiere aplicar modelos de acumulación que permitan evaluar qué tan completo ha sido el muestreo realizado y estimar el número de especies potenciales capturables con el método aplicado.

El programa **Stimates 6.0** es una herramienta muy útil para realizar curvas de acumulación y estimaciones de la riqueza esperada de acuerdo con modelos. Este programa toma los datos provenientes de un sistema de muestreo estandarizado, aleatoriza toda la información y realiza cálculos del número de especies observado y esperado utilizando estimadores y considerando las desviaciones estándar provenientes del proceso de aleatorización.

Aunque en este manual no se profundiza sobre cuáles son las características de los estimadores utilizados en este programa, se dan algunas pautas generales de cómo utilizarlos. Los estimadores empleados en el programa son:

- **MMMean.** Estimador cuya curva asintótica es muy similar a la producida a partir de los datos observados.

- **CHAO 1, ACE y Cole.** Estimadores que se utilizan cuando se obtiene abundancia, de los cuales CHAO1 es el más riguroso.
- **CHAO 2, ICE, Jackknife 1, Jackknife 2 y Bootstrap.** Estimadores que se utilizan cuando sólo se dispone de datos de presencia-ausencia. De este conjunto de estimadores, CHAO 2 es el más riguroso y menos sesgado para muestras pequeñas.

Estos estimadores se basan principalmente en el número de especies de un muestreo que sólo están representadas por uno o dos individuos, en el caso de abundancias (se denominan singletons y doubletons en el programa), o que se registraron en una o dos muestras, en caso de utilizar presencia-ausencia (uniques y duplicates). Lo anterior se basa en el supuesto de que en la naturaleza no existen individuos solos, sino poblaciones; por ende, si nosotros tenemos muchos singletons o uniques en un muestro, indica que no se ha censado un número suficiente de individuos o realizado suficientes repeticiones.

Una vez procesados los datos de un muestreo en este programa, se obtiene cierta información, como se muestra en la Tabla 7.1. Así, se encuentran datos de número de especies observadas de acuerdo con el muestreo (**Sobs**); número de

Tabla 7.1. Parámetros generados por el programa Estimates 6.0 después de la corrida de un conjunto de datos ESTimates (Version 6.0b1)
 Copyright R. K. Colwell: <http://viceroy.eeb.uconn.edu/estimates>
 Diversity Output from Input File: GnetryRobleda (4 Junio, 2002)

Samples	Sobs	Sobs_SD	Individuals	Individuals_SD	Singletons	Singletons_SD	Doubletons	Doubletons_SD	Uniques	Uniques_SD	Duplicates	Duplicates_SD	Infrequent	ACE	ACE_SD
1	17,64	3,88	69,38	19,33	8,7	2,87	3,2	2,36	17,64	3,88	0	0	0	38,68	18,29
2	28,14	4,21	137,6	25,53	12,8	3,45	5,44	2,17	20,4	3,97	7,74	1,98	0	50,21	22,7
3	35,8	3,89	207,9	28,38	15,4	3,4	6,7	2,33	22,72	4,1	7,8	2,43	0	56,09	12,13
4	41,34	3,93	275,02	28,46	16,8	3,33	7,76	2,42	23,88	3,8	8,86	1,96	0	61,23	10,08
5	46,62	4,12	338,72	31,81	18	3,31	9,2	2,31	25,66	4,41	8,8	2,07	0	66,32	9,88
6	51,26	3,85	407,62	29,92	20	3,52	9,96	2,41	27,78	4,33	8,24	2,51	0	74,39	10,02
7	55,76	3,05	479,22	25,54	21,9	2,82	10,72	2,33	29,66	3,32	8,38	2,06	0	81,78	7,46
8	60	2,76	548,98	22,72	23,2	2,55	12,12	1,93	31,72	2,89	9,28	1,83	0	88,42	6,67
9	63,68	1,96	615,92	19,35	24,3	1,97	13,56	1,63	33,1	1,92	10,5	1,66	0	94,56	5,05
10	67	0	684	0	25	0	15	0	34	0	12	0	0	100,13	

ICE	ICE_SD	Chao1	Chao1_SD	Chao2	Chao2_SD	Jack1	Jack1_SD	Jack2	Jack2_SD	Bootstrap	Bootstrap_SD	MMRuns	MMMean	Cole	Cole_SD
180,62	72,51	31,73	21,69	180,62	0	17,64	0	0	0	17,64	3,88	0	0	21,78	3,07
98,09	30,56	45,74	24,95	53,16	18,1	38,34	2,36	38,34	6,04	33,24	5,11	114,6	69,52	32,05	3,31
84,28	21,63	54,26	18,94	68,75	23,6	50,95	3,37	57,22	7,79	42,82	4,93	108,4	73,21	39,37	3,33
81,86	15,39	59,74	15,54	71,27	19,7	59,25	4,09	68,24	8,42	49,47	5,03	110,3	74,61	45,15	3,27
88,03	17,86	63,46	12,55	82,75	23,5	67,15	4,64	78,58	10,33	55,78	5,45	98,45	77,46	50,03	3,12
96,3	18,44	71,1	13,93	97,58	30,8	74,41	5,12	88,54	10,48	61,39	5,17	94,12	80,44	54,27	2,89
103,41	13,72	77,24	14,14	104,83	31,2	81,18	5,5	97,38	8,17	66,77	4,1	93,66	83,72	58,02	2,57
112,37	11,85	80,89	12,94	110,08	29,5	87,76	5,76	105,58	7,36	71,94	3,69	94,93	87,07	61,36	2,15
118,99	7,68	83,83	12,04	111,4	26,4	93,1	6,03	111,7	5,13	76,34	2,55	96,52	90,13	64,35	1,55
124,29		85,8	10,92	110,25	22,7	97,6	6,18	116,27	0	80,25		98,36	92,88		

especies representadas por uno o dos individuos (**singletos, doubletons**); número de especies representadas solo en una o dos muestras (**uniques, duplicates**); los valores esperados de la riqueza de los diferentes estimadores (**ICE, ACE, CHAO 1 y 2, Jack 1 y 2, Bootstrap, MMRuns, MMMean y Cole**); y la desviación estándar de cada columna producto de la aleatorización (terminados en **_SD**). Con esta información se puede realizar una gráfica con los valores de la riqueza observados y esperados (se recomienda utilizar las columnas sombreadas en la Tabla 7.1).

• Cómo interpretar las curvas de acumulación

Aunque los valores esperados que generan los estimadores se pueden usar como medidas de la diversidad alfa, hasta el momento las hemos utilizado para determinar cuán eficaz fue el muestreo realizado. En este contexto, se utiliza la información de los estimadores para conocer qué porcentaje de las especies esperadas hemos colectado en el muestreo y así definir si la información generada puede ser utilizada para realizar análisis de similitud o complementariedad. Si las curvas nos indican que obtuvimos más del 85% de las especies esperadas en un si-

tio de muestreo, es posible realizar este tipo de análisis.

En lo posible no se debe utilizar un solo estimador para comparar con los valores observados, sino tratar de revisar la tendencia de varios estimadores. Si los valores del conjunto de estimadores se comportan de forma muy similar y presentan valores cercanos a los observados, con seguridad se ha obtenido un buen muestreo. La curva de los 'singletos o uniques', es también un buen indicador de la representatividad del muestreo. Cuando estas curvas son asintóticas o tienden a descender, indican que se ha logrado un buen muestreo.

La Figura 7.1 es una curva de acumulación para muestreos de la familia Rubiaceae en el PNN Cueva de Los Guácharos (Colombia), y representa un buen muestreo, pues se colectaron 31 especies de las 31-32 esperadas según los estimadores.

La Figura 7.2 corresponde a un muestreo de árboles donde se utilizan abundancias. Las curvas indican deficiencia en el muestreo, pues las curvas en su totalidad aún no son asintóticas y los estimadores finalizan muy por encima de los valores observados.

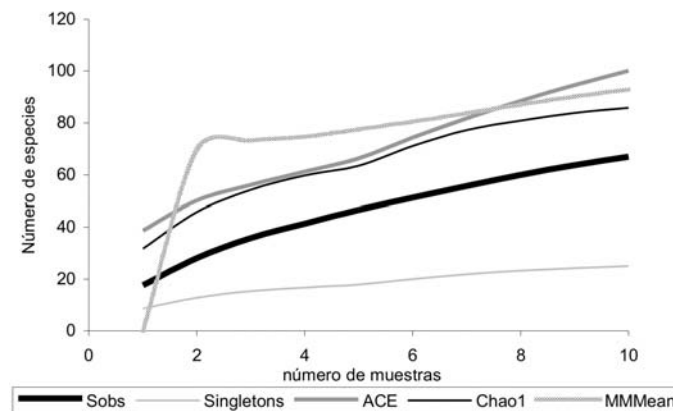


Figura 7.2 Curvas de acumulación de especies de un muestreo de plantas leñosas en el PNN Cueva de Los Guácharos

· **Cómo utilizar el programa Stimates 6.0 y realizar curvas de acumulación**

Para realizar curvas de acumulación es necesario seguir una serie de procedimientos y pasos detallados los cuales se describen en el Anexo 7.2. Lo importante es contar con bases de datos como se documentan en este manual para obte-

ner matrices de datos con las cuales se alimenta el programa **Estimates 6.0**. Este programa puede obtenerse de forma gratuita a través de la Internet, siendo el único requisito para su uso llenar un formato de inscripción.

7.4 Cómo realizar listas depuradas de las bases de datos a partir de EXCEL®

Excel® es el programa básico que permite almacenar, ordenar y procesar datos (organizados en tablas), pues aunque no es la herramienta más idónea para tal fin, es de amplio acceso y de fácil uso. Hay funciones y comandos muy útiles que son importantes tanto para depurar los datos como para generar listas específicas, tales como:

edición de tablas (p.e. eliminar espacios), uso de tablas dinámicas y filtros, concatenar o unir datos de dos columnas, separar información y, finalmente, cómo vincular dos tablas. En el Anexo 7.3 se describe paso a paso la forma de aplicar estas herramientas, las cuales son las más útiles para manejar los datos biológicos almacenados.

Anexo 7.1

Algunos índices para estimar la diversidad alfa, beta y gamma

Varios índices que se han desarrollado presentan sus propios problemas y es importante tener en cuenta qué se desea obtener y hasta dónde son sus alcances en el análisis que se está realizando. Muchos índices se ven fuertemente influenciados por el tamaño de la muestra, y en varios (especialmente los que combinan número de especies y abundancias relativas) la variable número de especies (riqueza) que se desea medir, queda combinada con otra variable normalmente conocida como equitatividad (cómo están repartidos el número de individuos entre las especies presentes). Otros de los estimadores para caracterizar la diversidad alfa, beta y gamma descritos en el Capítulo 7 de este manual, se pueden consultar a través del manual de introducción y uso del programa **EstimateS 6** en Internet (<http://viceroy.eeb.uconn.edu/Estimates>).

7.1.1 Diversidad alfa

Índice de Margalef (D_{Mg})

$$D_{Mg} = \frac{S-1}{\ln N}$$

Donde

S = número de especies

N = número total de individuos

Supone una relación entre el número de especies y el número total de individuos. Si esto no es cierto, entonces el índice varía con el tamaño de la muestra de forma desconocida. Si se utiliza S-1 en lugar de S, D_{Mg} es igual a cero (0) cuando hay una sola especie. El valor que adquiere el índice puede ser igual para dos comunidades, incluso teniendo las mismas especies, ya que si en la comunidad 1 dos especies presentan ciertos valores, una muy abundante y la otra muy escasa, y en la comunidad 2 pasa exactamente lo contrario con las abundancias para las mismas dos especies, entonces el valor del índice aunque el mismo, no permitirá apreciar diferencias en las dos comunidades debido a diferencias en las abundancias individuales de las especies que se encuentran en cada una de las dos comunidades.

Índice de Simpson (λ)

$$\lambda = \sum (n^2/N^2) = \sum p_i^2$$

Donde

p_i = abundancia proporcional de la especie i , lo cual implica obtener el número de individuos de la especie i dividido entre el número total de individuos de la muestra.

Sin embargo este valor obtenido así puede presentar algunos sesgos, y se debería utilizar mejor la siguiente fórmula:

$$D = \Sigma \left[(n_i^2 - n_i) / (N^2 - N) \right]$$

Donde

n_i = número de individuos en la i ésima especie

N = número total de individuos en la muestra

No obstante es mucho más frecuente la utilización de la primera fórmula por su fácil uso, aunque con sus sesgos. Este índice se encuentra fuertemente influenciado por las especies más dominantes. Debido a que este valor es inverso a la equidad, la diversidad alfa se puede calcular como $1/\lambda$. Por lo cual muchas veces se encuentra como:

$$D = \frac{1}{\Sigma p_i^2}$$

Para una riqueza dada, D aumenta con la equidad, y para una equidad dada, D se incrementa con la riqueza. Por lo tanto es posible para una comunidad rica en especies pero poco equitativa tener un índice menor que una comunidad menos rica en especies pero altamente equitativa. La equitatividad puede expresarse a través de este índice como una porción del valor máximo posible que adquiere D , si se asume que todos los individuos están igualmente distribuidos entre las especies, donde:

$$D_{\max} = S \quad \text{y equitatividad} \quad E = \frac{D}{D_{\max}} = \frac{1}{\Sigma p_i^2} \times \frac{1}{S}$$

La equitatividad E asume valores entre cero (0) y uno (1)

Serie de números de Hill

$$N_k = (\Sigma (p_i^k))^{1/(1-k)}$$

Donde la derivación de ésta ecuación genera diferentes órdenes denominados k . Los tres primeros órdenes ($k=0$ ó 1 ó 2) coinciden con las tres medidas más importantes de diversidad; en particular.

si $k=0$, entonces

$N_0 = S$ (número total de especies)

$$N_1 = e^{H'} = \exp (\Sigma p_i (-\log p_i))$$

$$N_2 = 1/\lambda = 1/\Sigma p_i^2$$

Esta es una serie de números, la cual es una medida del número de especies cuando cada especie es ponderada por su abundancia relativa.

Donde

p_i = abundancia proporcional de la especie i , lo cual implica obtener el número de individuos de la especie i dividido entre el número total de individuos de la muestra.

N_1 = número de especies abundantes ($e^{H'}$) (H' es el Índice de Shannon-Weiner)

N_2 = número de especies muy abundantes = $1/\lambda$ (para λ ver el índice de Simpson)

A medida que aumenta el número de especies, las especies más raras tienen menos peso en la muestra y se obtienen valores más bajos de N_1 y N_2 .

7.1.2 Índices de equidad

Índice de Shannon-Wiener (H')

$$H' = -\sum p_i \ln p_i \quad \text{y} \quad \sum p_i = 1$$

Donde

p_i = abundancia proporcional de la especie i , lo cual implica obtener el número de individuos de la especie i dividido entre el número total de individuos de la muestra.

Asume que todas las especies están representadas en las muestras y que todos los individuos fueron muestreados al azar. Puede adquirir valores entre cero (0) cuando hay una sola especie y el logaritmo de S cuando todas las especies están representadas por el mismo número de individuos. Puede verse fuertemente influenciado por las especies más abundantes.

Índice de Pielou

$$J' = \frac{H'}{H'_{\max}}$$

Donde

$$H'_{\max} = \ln(S)$$

y H' es el valor del índice de Shannon-Wiener

Es una relación entre la diversidad observada y el máximo valor de diversidad esperado. Varía entre cero (0) y 0.1, donde adquiere el valor de 0.1 cuando todas las especies presentan la misma abundancia.

Índice de Brillouin

$$HB = \frac{\ln N! - \sum \ln N_i!}{N}$$

Donde

N = número total de individuos

N_i = número total de individuos de la especie i

La expresión $N!$ significa N factorial

Es utilizado cuando toda la población ha sido censada, por lo cual describe una colección de datos conocida. Otra forma de representar la misma ecuación del Índice de Brillouin es:

$$HB = \left(\frac{1}{N} \right) \ln \frac{N!}{N_a! N_b! \dots N_s!}$$

Donde

N = número total de individuos

N_a = número de individuos de la especie a

N_b = número de individuos de la especie b

N_s = número de individuos de la última especie considerada

y donde $p_i = N_i/N$, aunque la primera ecuación aquí descrita suele ser la más utilizada. A partir del valor del índice se puede obtener una medida de la equidad o equitatividad de la biodiversidad de tal forma que:

Equidad de Brillouin

$$E = \frac{HB}{Hb_{\max}}$$

Donde

$$Hb_{\max} = \frac{1}{N} \ln \frac{N!}{([N/S])^{S-r} ([N/S]+1)!r}$$

con

S = número de especies

N = número total de individuos

$[N/S]$ siendo la integral de N/S

$r = N - S [N/S]$

7.1.3 Diversidad beta

Los primeros (Jaccard y Sorensen-cualitativo) dan igual peso a todas las especies sin importar su abundancia y por ende dan importancia incluso a las especies más raras.

Índice de similitud de Jaccard (coeficiente de similitud I_j)

$$I_j = \frac{c}{a + b - c}$$

Donde:

a= número de especies en el sitio A

b= número de especies en el sitio B

c= número de especies presentes en ambos sitios A y B, es decir que están compartidas

El rango de este índice va desde cero (0) cuando no hay especies compartidas, hasta uno (1) cuando los dos sitios comparten las mismas especies. Este índice mide diferencias en la presencia o ausencia de especies.

Índice de Sorensen (coeficiente de similitud-cualitativo) o de Czekanowski

$$I_s = \frac{2c}{a + b}$$

Este índice relaciona el número de especies en común con respecto a todas las especies encontradas en los dos sitios.

Índice de Sorensen (coeficiente de similitud-cuantitativo)

$$I_{Scuant} = \frac{2pN}{aN + bN}$$

Donde

aN= número total de individuos en el sitio A

bN= número total de individuos en el sitio B

pN= sumatoria de la abundancia más baja de cada una de las especies compartidas entre ambos sitios

Es muy similar al coeficiente de similitud de Sorensen para datos cualitativos, sin embargo en este no se relaciona con las especies sino con las abundancias.

Índice de Morisita-Horn

$$I_{M-H} = \frac{2 \sum (a_i b_i)}{(da + db) aN bN}$$

Donde

a_i = número de individuos de la *i*ésima especie en el sitio A

b_i = número de individuos de la *i*ésima especie en el sitio B

da = $\sum a_i^2 / aN^2$

db = $\sum b_i^2 / bN^2$

aN = número total de individuos en el sitio A

bN = número total de individuos en el sitio B

La riqueza de especies y el tamaño de las muestras afectan grandemente este índice. Normalmente es muy sensible a la abundancia de la especie más abundante.

Índice de reemplazo de especies Índice de Whittaker

$$\beta = \frac{S}{\alpha - 1}$$

Donde

β = Beta

S = número de especies registradas en un conjunto de muestras (diversidad gamma)

α = número promedio de especies en las muestras (alfa promedio)

Este índice describe la diversidad gamma a partir de la integración de las diversidades beta y alfa. Parece ser muy conveniente y robusto en sus resultados para medir el reemplazo de comunidades (Magurran 1988).

Índice de Cody (dos versiones)

Primera versión
$$\beta = \frac{g(H) + p(H)}{2}$$

Donde

$g(H)$ = número de especies ganadas a través de un gradiente de comunidades

$p(H)$ = número de especies perdidas a través del mismo gradiente

Este índice no es independiente de la riqueza de especies y depende de su efecto aditivo. Muchas veces se evalúa teniendo en cuenta el gradiente del más “pobre” hacia el más rico en especies. Sin embargo es necesario saber cómo se están relacionando las comunidades en ese gradiente para obtener resultados biológicos.

Segunda versión
$$\beta = \frac{1 - c(a + b)}{2ab}$$

Donde

a = número de especies en el sitio A

b = número de especies en el sitio B

c = número de especies presentes en ambos sitios A y B, es decir que están compartidas

Índice de Magurran

$$\beta = (a + b)(1 - I_j)$$

Donde

I_j = similitud entre los sitios A y B medida con el índice de Jaccard

a = número de especies en el sitio A

b = número de especies en el sitio B

El valor de la diversidad beta crece en este índice cuando el número de especies en los dos sitios aumenta, así como cuando el número de especies se torna más diferente.

Complementariedad

Para obtener la complementariedad aquí descrita, primero es necesario obtener dos valores:

1. La riqueza total para ambos sitios compartidos

$$S_{AB} = a + b - c$$

a = número de especies en el sitio A

b = número de especies en el sitio B

c = número de especies en común o compartidas entre los sitios A y B

y

2. El número de especies únicas a cualquiera de los dos sitios

$$U_{AB} = a + b - 2c$$

A partir de estos dos valores se calcula la complementariedad de los dos sitios A y B.

$$C_{AB} = \frac{U_{AB}}{S_{AB}}$$

La complementariedad entonces varía desde cero, cuando ambos sitios son idénticos, hasta uno (1), cuando las especies de ambos sitios son completamente distintas.

7.1.4 Diversidad gamma

Índice Gamma (Schluter y Ricklefs 1993)

Gamma = diversidad alfa promedio x diversidad beta x dimensión de la muestra

Donde

Diversidad alfa promedio = número promedio de especies en una comunidad

Diversidad beta = inverso de la dimensión específica, es decir 1/número promedio de comunidades ocupadas por una especie

Dimensión de la muestra = número total de comunidades

El valor que se obtiene está expresado en número de especies, sólo que está relacionando tanto la diversidad alfa como beta, y cuántas comunidades están tenidas en cuenta en el análisis.

Anexo 7.2

Procedimientos para utilizar el programa *EstimateS* 6 y realizar curvas de acumulación de especies

Para realizar las curvas de acumulación lo primero que necesitamos es obtener una matriz de datos para que pueda ser procesada por el programa. Esta matriz corresponde a la información organizada en una tabla de especies versus muestras, y los datos pueden ser de presencia-ausencia o de abundancia (Figura 7.2.1). Las muestras están representadas por las unidades de muestreo o de análisis de cada método y grupo de organismos analizado (ver cada grupo y su forma de síntesis de métodos).

especie	muestra								
	1	2	3	4	5	6	7	8	9
Sp1	0	0	0	0	1	0	1	1	0
Sp2	1	1	1	0	0	1	1	0	1
Sp3	0	0	1		1	0	0	1	0
Sp4	0	1	0	1	1	0	1	0	
Sp5	1	0	0	1	0	0	0	1	1

matriz

especie	muestra								
	1	2	3	4	5	6	7	8	9
Sp1	0	1	0	3	1	10	11	2	0
Sp2	5	0	1	0	0	2	0	1	1
Sp3	1	2	1	0	3	0	0	2	3
Sp4	0	4	0	1	1	0	1	0	0
Sp5	2	0	0	2	0	5	0	5	1

matriz

Figura 7.2.1

Esta matriz se puede elaborar en una hoja de cálculo como Excel®. Para ello se puede utilizar el comando de Tablas dinámicas (consultar el Anexo 7.3) para realizar una tabla de donde sólo necesitamos la matriz de datos. Esta matriz la exportamos a un archivo nuevo y reemplazamos las celdas en donde no existen registros (están vacías) por ceros. Posteriormente se deben agregar dos filas nuevas en la parte superior, donde en la primera casilla se introduce un nombre que la va a identificar y en las dos primeras celdas de la segunda fila se escribe el número de especies y de muestras respectivamente (Figura 7.2.2). Una vez tengamos la matriz de esta forma procedemos a guardarla como un archivo de texto delimitado por tabulaciones (en formato txt).

Matriz Rub 1000 m										primera fila y celda: Titulo de la matriz
Filas: especies=8	8	10								Segunda fila Primera celda: numero de especies Segunda celda: numero de muestra
	0	1	0	0	1	1	0	1	0	matriz
	0	0	1	1	1	0	1	1	1	
	1	0	0	0	1	1	0	1	0	
	1	1	0	0	0	0	0	1	1	
	0	1	1	0	1	1	0	1	0	
	1	1	1	1	1	1	1	1	1	
	0	0	0	0	1	0	0	0	1	
	0	0	1	1	1	1	0	0	1	

Figura 7.2.2

Para el paso siguiente es necesario abrir el programa EstimateS 6 para poder procesar la matriz que acabamos de guardar. El primer procedimiento es importar la matriz. Para esto, seleccione en la barra superior "File" y luego "Load Input File" (Figura 7.2.3). Aparecerá una ventana que pide el "nombre de archivo" y donde seleccionamos el archivo que corresponde a la matriz de datos y luego damos clic en "Abrir" (Figura 7.2.4). Posterior a esto se despliega una ventana que sintetiza la información precedente de la matriz y en donde hacemos clic en "OK" (Figura 7.2.5).



Figura 7.2.3

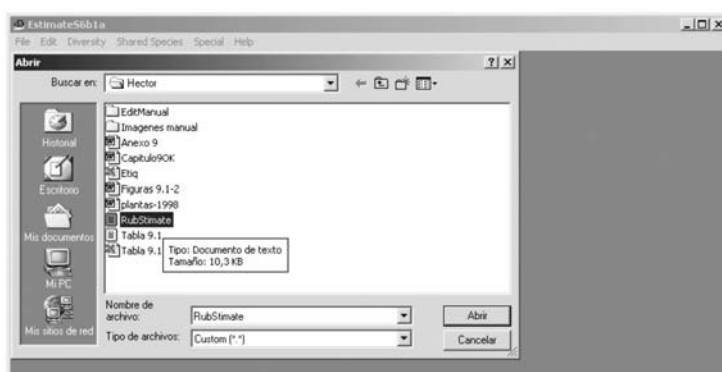


Figura 7.2.4

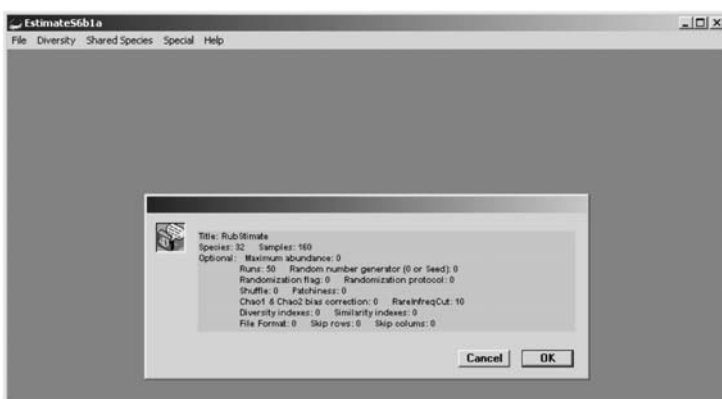


Figura 7.2.5

Luego se despliega una ventana en donde tenemos que especificar el tipo de formato como está organizada la matriz de datos. Los dos formatos iniciales y más usados son: opción “Formato 1, especies en las filas / muestras en las columnas”; y opción “Formato 2, muestras en las filas / especies en las columnas” (Figura 7.2.6). Estos formatos se escogen de acuerdo con las características de la matriz; algunas veces el número de muestras es tan grande que no es posible colocarlas en las columnas y por ende deben organizarse en la filas; en este caso se escoge el formato 2. Una vez especificado el formato, el programa hace la aleatorización de los datos y deja la matriz lista para realizar las estimaciones de la riqueza observada y esperada.

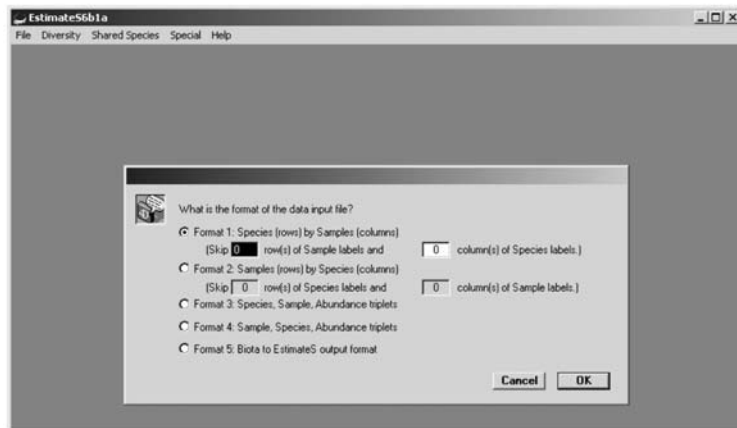


Figura 7.2.6

Ahora seleccione en la barra superior “Diversity” y luego “Compute Diversity Stats” (Figura 7.2.7), que finalmente permite obtener la tabla de resultados (Figura 7.2.8). Para poder exportar la tabla de resultados a Excel®, damos clic en “Done”, luego seleccionamos de nuevo “Diversity” y posteriormente “Export Diversity Stats” (Figura 7.2.9). Con esto se despliega una ventana donde podemos guardar esta tabla con el nombre de archivo que deseemos (Figura 7.2.10). Se recomienda guardar la tabla generada bajo el mismo nombre del archivo de la matriz, con esto se evita tener múltiples archivos del mismo tema.

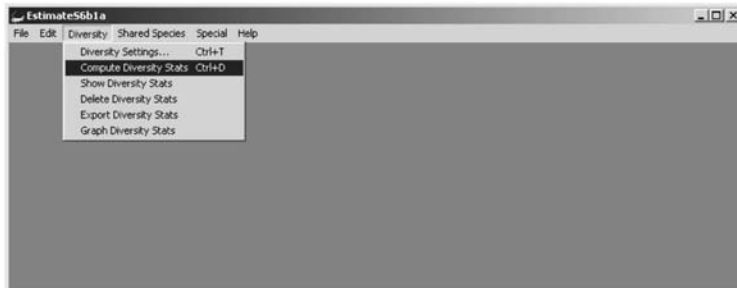


Figura 7.2.8

EstimateS6b1a

File Edit Diversity Shared Species Special Help

Samples	Subs	Subs_SD	Individuals	Individuals_SD	Singletons	Singletons_SD	Doubletons	Doubletons_SD	Uniques	Uniques_SD
1	3	1	4	1	3	1			3	
2	6	1	8	2	4	1	1	1	4	
3	9	1	0.12	2	5	2	1	1	5	
4	9	1	0.16	2	5	1	2	1	5	
5	0.10	1	0.21	3	5	1	2	1	5	
6	0.11	1	0.25	3	5	2	2	1	5	
7	0.12	1	0.30	3	5	2	2	1	5	
8	0.13	1	0.35	4	5	2	2	1	5	
9	0.14	1	0.39	4	5	1	2	1	5	
10	0.14	1	0.44	4	5	1	2	1	5	
11	0.15	1	0.49	4	5	1	2	1	6	
12	0.15	1	0.53	5	5	2	2	1	6	
13	0.16	1	0.57	5	6	2	2	1	6	
14	0.16	1	0.62	5	6	2	2	1	6	
15	0.17	1	0.66	6	6	2	2	1	6	
16	0.17	1	0.71	6	6	2	2	1	6	
17	0.18	1	0.75	6	6	1	3	1	6	
18	0.18	1	0.79	6	6	2	2	1	6	
19	0.19	1	0.83	6	6	1	2	1	6	
20	0.19	2	0.88	6	6	2	2	1	6	
21	0.19	2	0.93	6	6	2	3	1	6	
22	0.19	2	0.97	6	6	2	3	1	6	
23	0.20	1	1.01	6	6	2	3	1	6	
24	0.20	3	1.05	6	6	3	3	1	6	

Done

Figura 7.2.7



Figura 7.2.9

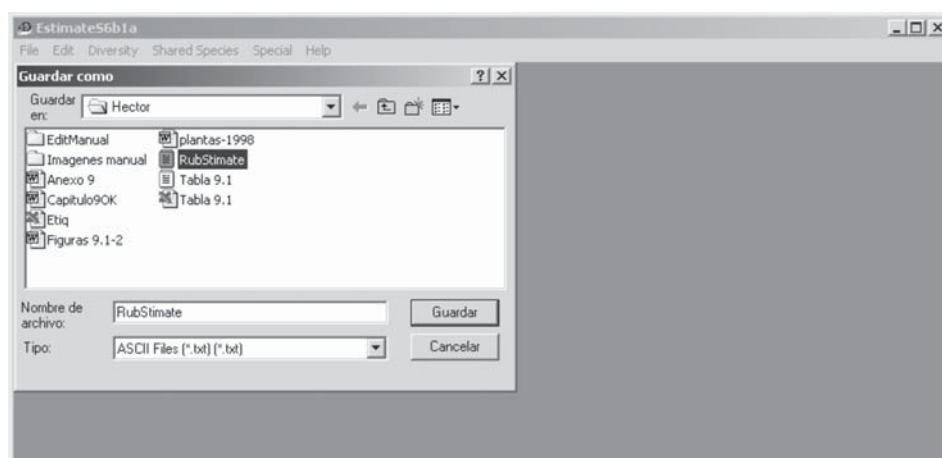


Figura 7.2.10

Anexo 7.3

Procedimientos para utilizar algunas herramientas de Excel®

Eliminar todos los espacios

Corresponden a espacios no necesarios que se han incluido al escribir un nombre, principalmente de los campos taxonómicos, y que generalmente constituyen una gran fuente de error al momento de analizar y llevar a cabo listas depuradas. Para eliminar espacios se selecciona toda la columna que queremos corregir; luego en la barra superior seleccionamos “Insertar / Función” y se selecciona el comando “Espacios” (Figura 7.3.1). Este procedimiento se debe realizar en lo posible en todos los campos que contengan información taxonómica.

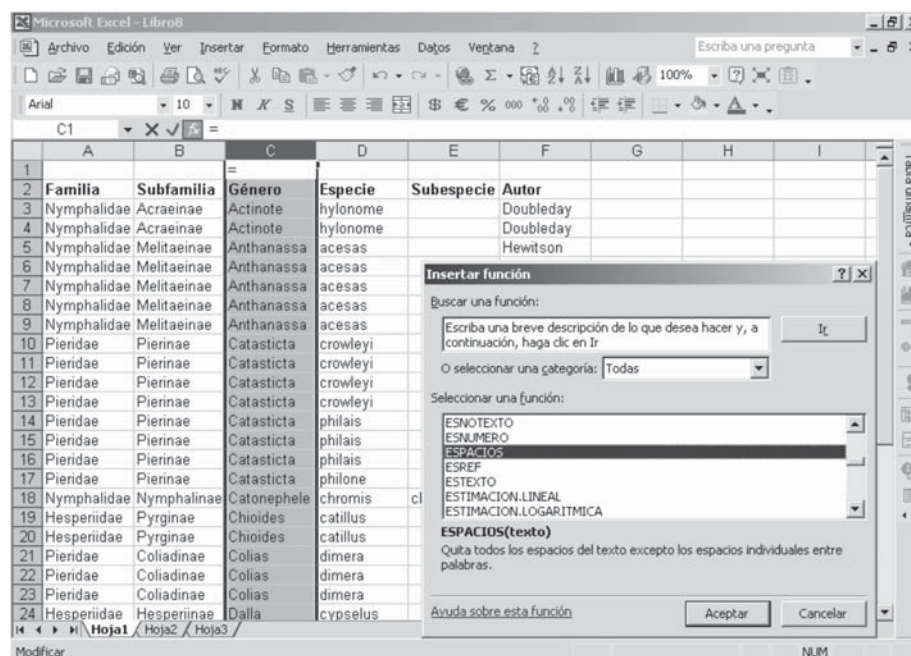


Figura 7.3.1

Unir datos de varias columnas

Es frecuente que necesitemos unir la información que hemos desglosado de la parte taxonómica en una sola columna para efectos de presentar un informe o sintetizar la información. Para esto se necesita en una nueva columna utilizar el Comando “Insertar / Función” y se selecciona “Concatenar” (Figura 7.3.2). Una vez en la ventana “Argumentos de función”, podemos establecer una función en una celda determinada. El paso siguiente es seleccionar en “Texto 1” la primera celda cuya información queremos que inicie la información que queremos unificar; así se seleccionan las otras opciones de “Texto” (Figura 7.3.3). En las imágenes de este ejemplo, se genera un campo con el nombre completo de un registro considerando el género, el epíteto específico y el autor y los espacios pertinentes entre cada palabra.

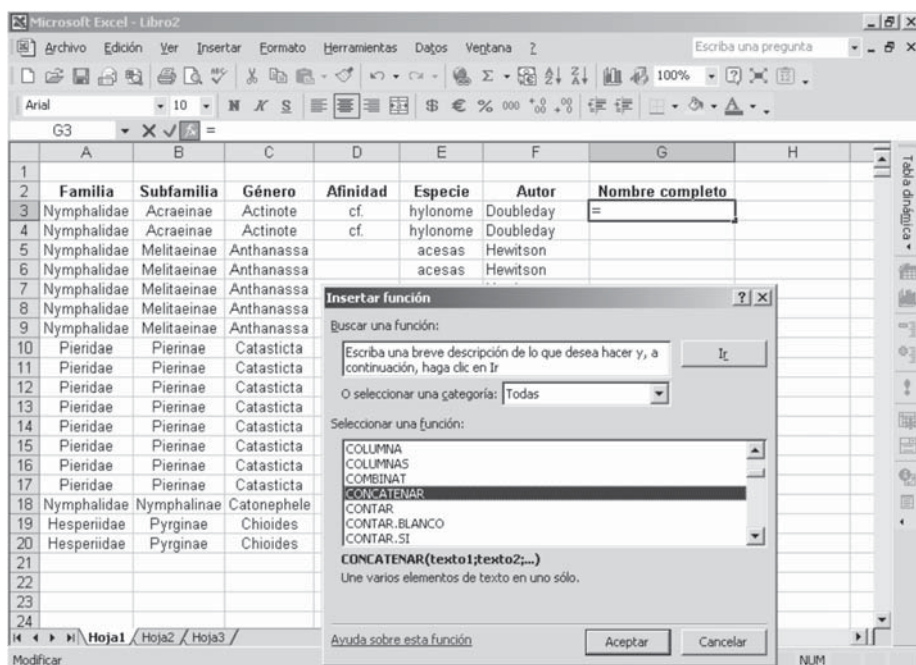


Figura 7.3.2

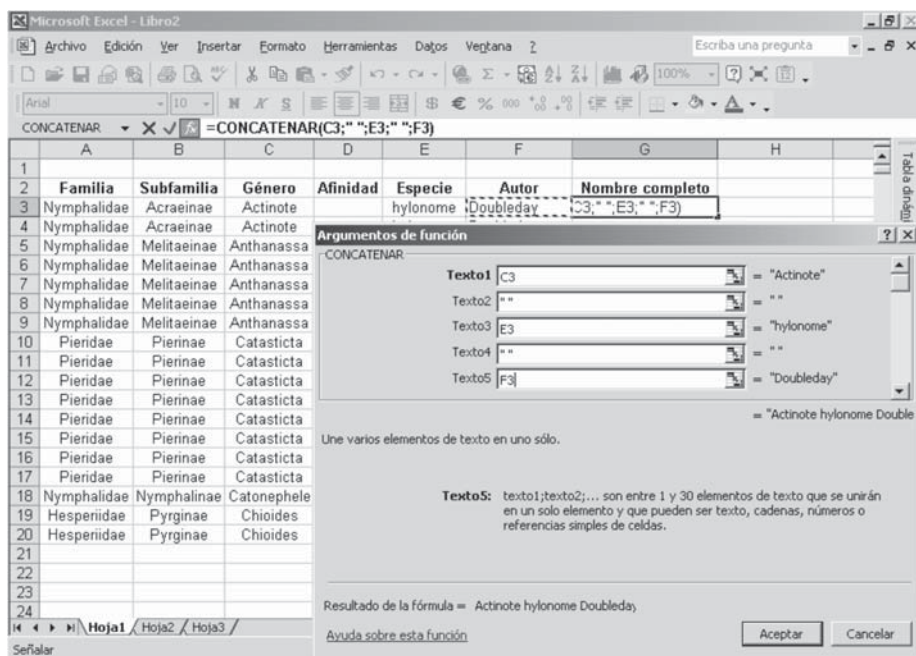
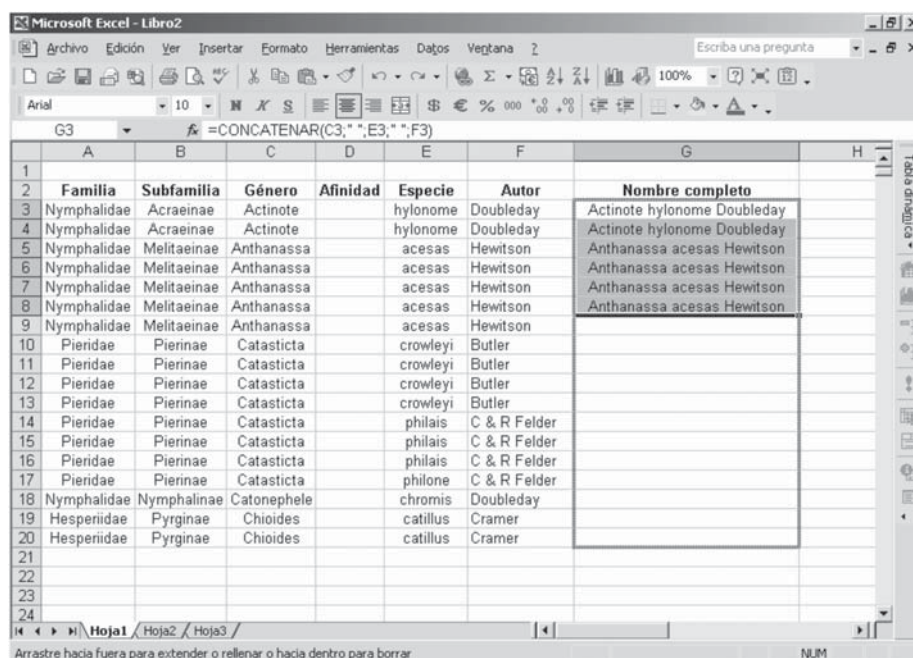


Figura 7.3.3

Una vez establecida la función en la celda, se copia o autorellena esta información en las restantes celdas de la columna (Figura 7.3.4). Es importante que al final copiemos la nueva columna generada y la peguemos como “Pegar valores”, pues de lo contrario la función aplicada realizará cualquier cambio si modificamos las columnas involucradas en la función.



Microsoft Excel - Libro2

Archivo Edición Ver Insertar Formato Herramientas Datos Ventana 2

Escriba una pregunta

10

Formula Bar: =CONCATENAR(C3;"

	A	B	C	D	E	F	G	H
1								
2	Familia	Subfamilia	Género	Afinidad	Especie	Autor	Nombre completo	
3	Nymphalidae	Acraeinae	Actinote		hylonome	Doubleday	Actinote hylonome Doubleday	
4	Nymphalidae	Acraeinae	Actinote		hylonome	Doubleday	Actinote hylonome Doubleday	
5	Nymphalidae	Melitaeinae	Anthanassa		acesas	Hewitson	Anthanassa acesas Hewitson	
6	Nymphalidae	Melitaeinae	Anthanassa		acesas	Hewitson	Anthanassa acesas Hewitson	
7	Nymphalidae	Melitaeinae	Anthanassa		acesas	Hewitson	Anthanassa acesas Hewitson	
8	Nymphalidae	Melitaeinae	Anthanassa		acesas	Hewitson	Anthanassa acesas Hewitson	
9	Nymphalidae	Melitaeinae	Anthanassa		acesas	Hewitson		
10	Pieridae	Pierinae	Catasticta		crowleyi	Butler		
11	Pieridae	Pierinae	Catasticta		crowleyi	Butler		
12	Pieridae	Pierinae	Catasticta		crowleyi	Butler		
13	Pieridae	Pierinae	Catasticta		crowleyi	Butler		
14	Pieridae	Pierinae	Catasticta		philaes	C & R Felder		
15	Pieridae	Pierinae	Catasticta		philaes	C & R Felder		
16	Pieridae	Pierinae	Catasticta		philaes	C & R Felder		
17	Pieridae	Pierinae	Catasticta		philone	C & R Felder		
18	Nymphalidae	Nymphalinae	Catonephele		chromis	Doubleday		
19	Hesperiidae	Pyrginae	Chioides		catillus	Cramer		
20	Hesperiidae	Pyrginae	Chioides		catillus	Cramer		
21								
22								
23								
24								

Hoja1 Hoja2 Hoja3

NUM

Figura 7.3.4

C. Separar datos de una columna en varias columnas

El procedimiento contrario al anterior (separa información de una columna) es más frecuente que se requiera. Antes de hacer este procedimiento, es importante insertar previamente el número de columnas requeridas para desagregar la información en caso de que existan columnas con información a la derecha de la columna que se quiere desagregar. Si esto no se realiza, automáticamente se reemplazará la información de las columnas de la derecha por la información desagregada provenientes de esta operación.

Para desagregar se seleccionan todas las celdas cuya información queremos desagregar y luego se selecciona en la barra superior el comando “Datos / Texto en columnas” (Figura 7.3.5). Luego en “Asistente para convertir textos en columnas” seleccionamos “Delimitados” o “De ancho fijo” dependiendo del tipo de datos que queremos desagregar (Figura 7.3.6). En este ejemplo, los delimitadores son espacios, y en la ventana se observa cómo va a quedar desagregada la información y el número de columnas requeridos (Figuras 7.3.7 y 7.3.8). Generalmente luego de este procedimiento es necesario concatenar la información de algunas celdas (Figura 7.3.9).

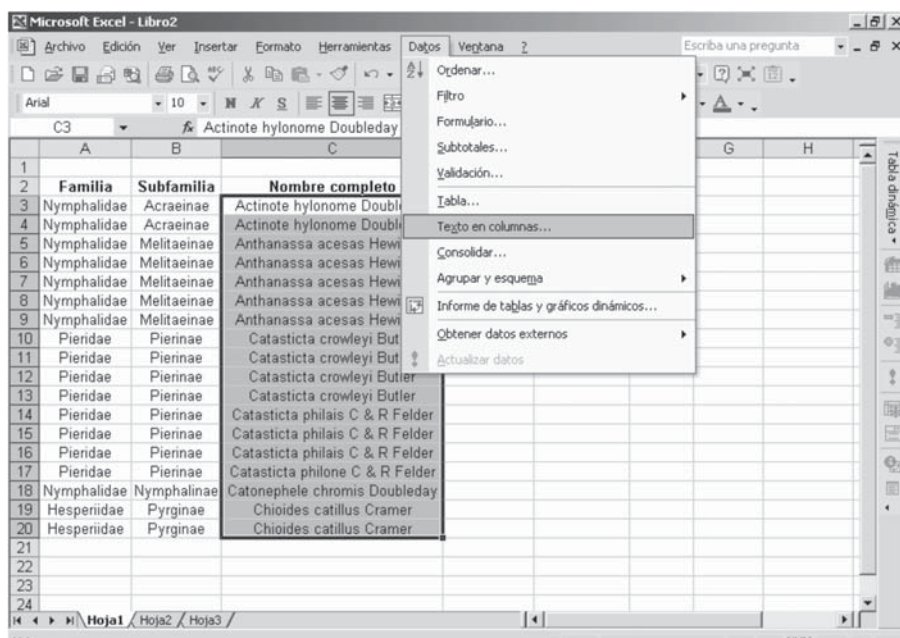


Figura 7.3.5

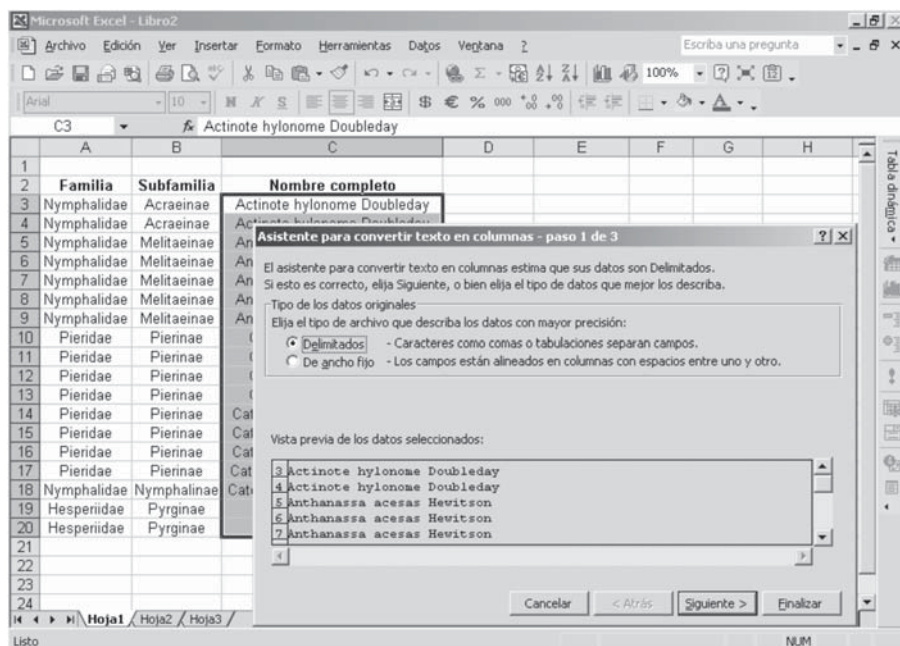


Figura 7.3.6

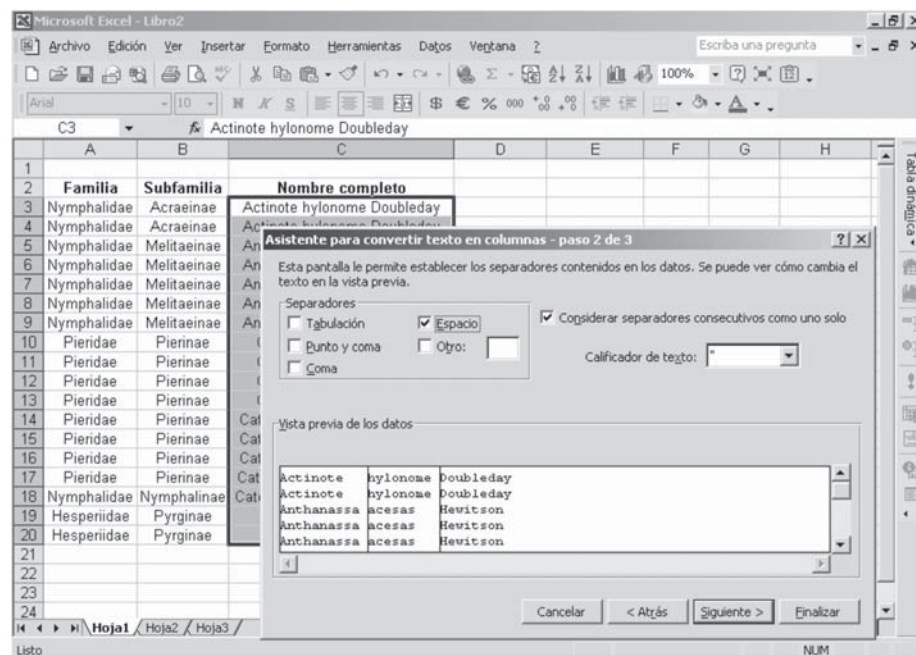


Figura 7.3.7

Microsoft Excel - Libro2

Archivo Edición Ver Insertar Formato Herramientas Datos Ventana 2

Nombre completo

	A	B	C	D	E	F	G	H	I
1									
2	Familia	Subfamilia	Nombre completo						
3	Nymphalidae	Acraeinae	Actinote	hylonome	Doubleday				
4	Nymphalidae	Acraeinae	Actinote	hylonome	Doubleday				
5	Nymphalidae	Melitaeinae	Anthanasassa	acesas	Hewitson				
6	Nymphalidae	Melitaeinae	Anthanasassa	acesas	Hewitson				
7	Nymphalidae	Melitaeinae	Anthanasassa	acesas	Hewitson				
8	Nymphalidae	Melitaeinae	Anthanasassa	acesas	Hewitson				
9	Nymphalidae	Melitaeinae	Anthanasassa	acesas	Hewitson				
10	Pieridae	Pierinae	Catasticta	crowleyi	Butler				
11	Pieridae	Pierinae	Catasticta	crowleyi	Butler				
12	Pieridae	Pierinae	Catasticta	crowleyi	Butler				
13	Pieridae	Pierinae	Catasticta	crowleyi	Butler				
14	Pieridae	Pierinae	Catasticta	philais	C	&	R	Felder	
15	Pieridae	Pierinae	Catasticta	philais	C	&	R	Felder	
16	Pieridae	Pierinae	Catasticta	philais	C	&	R	Felder	
17	Pieridae	Pierinae	Catasticta	philone	C	&	R	Felder	
18	Nymphalidae	Nymphalinae	Catonephele	chromis	Doubleday				
19	Hesperiidae	Pyrginae	Chioides	catillus	Cramer				
20	Hesperiidae	Pyrginae	Chioides	catillus	Cramer				
21									
22									
23									
24									

Hoja1 Hoja2 Hoja3

Listo NUM

Figura 7.3.8

Microsoft Excel - Libro2

Archivo Edición Ver Insertar Formato Herramientas Datos Ventana ?

Escriba una pregunta

Arial 10

114 =CONCATENAR(E14;" ",F14;" ",G14;" ",H14)

	A	B	C	D	E	F	G	H	I
	Familia	Subfamilia	Género	Especie	Autor				
3	Nymphalidae	Acraeinae	Actinote	hyllonome	Doubleday				
4	Nymphalidae	Acraeinae	Actinote	hyllonome	Doubleday				
5	Nymphalidae	Melitaeinae	Anthassa	acesas	Hewitson				
6	Nymphalidae	Melitaeinae	Anthassa	acesas	Hewitson				
7	Nymphalidae	Melitaeinae	Anthassa	acesas	Hewitson				
8	Nymphalidae	Melitaeinae	Anthassa	acesas	Hewitson				
9	Nymphalidae	Melitaeinae	Anthassa	acesas	Hewitson				
10	Pieridae	Pierinae	Catasticta	crowleyi	Butler				
11	Pieridae	Pierinae	Catasticta	crowleyi	Butler				
12	Pieridae	Pierinae	Catasticta	crowleyi	Butler				
13	Pieridae	Pierinae	Catasticta	crowleyi	Butler				
14	Pieridae	Pierinae	Catasticta	philaia	0	&	R	Felder	0 & R Felder
15	Pieridae	Pierinae	Catasticta	philaia	C	&	R	Felder	C & R Felder
16	Pieridae	Pierinae	Catasticta	philaia	C	&	R	Felder	C & R Felder
17	Pieridae	Pierinae	Catasticta	phikone	C	&	R	Felder	C & R Felder
18	Nymphalidae	Nymphalinae	Catonephele	chromis	Doubleday				
19	Hesperiidae	Pyrginae	Chioides	catillus	Cramer				
20	Hesperiidae	Pyrginae	Chioides	catillus	Cramer				
21									
22									
23									
24									

Hoja1 Hoja2 Hoja3

Arrastre hacia fuera para extender o rellenar o hacia dentro para borrar

NUM

Figura 7.3.9

D. Filtración de datos

Es frecuente que necesitemos ver sólo los registros de alguna familia, género o morfoespecie en particular, o seleccionar por ejemplo los registros de una localidad específica. Igualmente es frecuente que necesitemos ver nombres muy parecidos que posiblemente correspondan a errores de digitación para su posterior corrección. El comando de filtros es una herramienta que resulta muy útil al momento de requerir este tipo de consultas o detectar errores de digitación.

Para esto es importante que cada una de las columnas esté encabezada con un título o nombre y que la tabla, incluyendo la fila de los nombres de las columnas, esté aislada en la parte superior de cualquier otra fila con información. Una vez la tabla se encuentre lista, nos posicionamos en cualquier celda dentro de la tabla y seleccionamos en la barra superior el comando “Datos/Filtro/Auto filtro” (Figura 7.3.10). Posterior a esto, sobre cada columna aparecerá una indicador como un triángulo invertido (Figura 7.3.11).

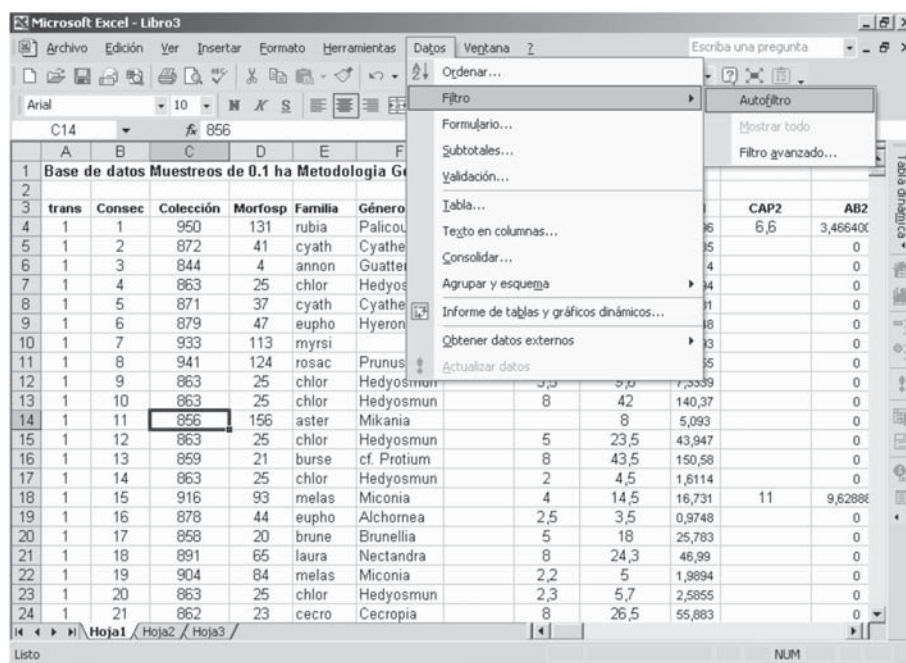


Figura 7.3.10

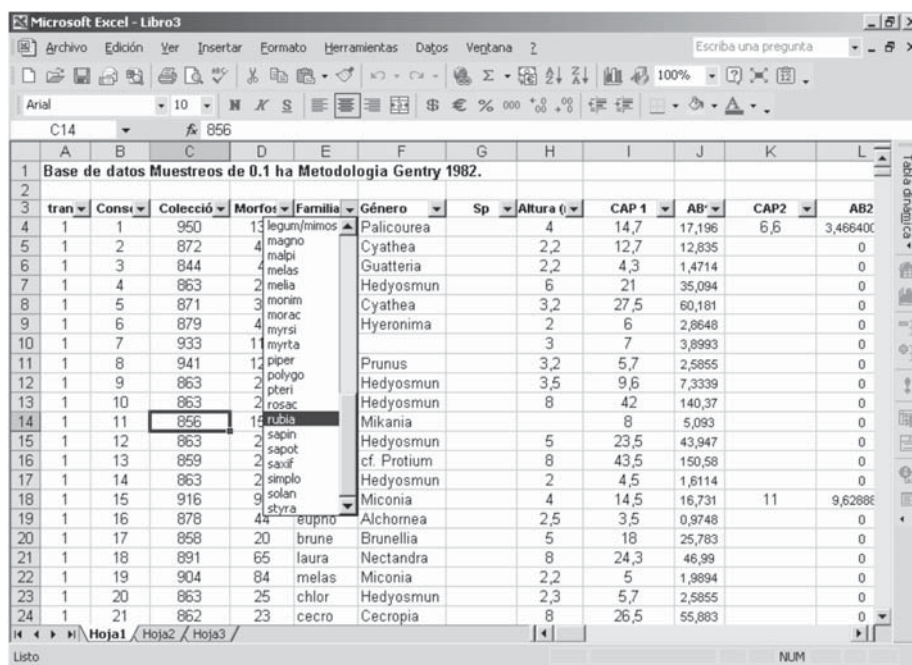


Figura 7.3.11

Si seccionamos un indicador de cualquiera de las columnas, aparecerá una ventana con la lista en orden alfabético o ascendente de la información en esa columna. De aquí podemos seleccionar los registros que queramos e inclusive podemos combinar filtros entre varias columnas. En este ejemplo seleccionamos: registros de *Rubiaceae* de la columna Familia, y registros de *Palicourea* de la columna Género (Figura 7.3.11, 7.3.12 y 7.3.13).

Microsoft Excel - Libro3

Archivo Edición Ver Insertar Formato Herramientas Datos Ventana ?

Escribe una pregunta

Arial 10

C35 949

	A	B	C	D	E	F	G	H	I	J	K	L
1	Base de datos Muestras de 0.1 ha Metodología Gentry 1982.											
2												
3	tran	Consi	Colecció	Morfos	Familia	Género	Sp	Altura (m)	CAP 1	AB	CAP2	AB2
4	1	1	950	131	rubia	(Todas)		4	14,7	17,196	6,6	3,466400
27	1	24	950	131	rubia	(Las 10 más...)		4	22,2	39,219		0
32	1	29	949	128	rubia	(Personalizar...)		2	3,5	0,9748	3,7	1,089417
33	1	30	949	128	rubia	Elaeagia		3	7	3,8993		0
35	1	32	949	128	rubia	Ladenbergia		2,5	5	1,9894		0
36	1	33	949	128	rubia	Palicourea		2,5	5	1,9894		0
37	1	34	949	128	rubia	Psychotria		2,5	5,2	2,1518		0
69	2	7	946	131	rubia	Rudgea		2	3	0,7162		0
73	2	11	949	128	rubia	(Vacías)		2	5,5	2,4072	4,2	1,403746
91	2	29	950	131	rubia	Ladenbergia		2	3	0,7162		0
101	2	39	954	138	rubia	Palicourea		2	4,5	1,8114		0
102	2	40	954	138	rubia	Palicourea		1,8	4,5	1,8114		0
103	2	41	944	126	rubia	Elaeagia	utilis	4	13	13,449		0
104	2	42	954	138	rubia	Palicourea		2,5	3,5	0,9748		0
114	2	52	951	137	rubia	Palicourea		5	8,5	5,7495	18,5	27,2354
117	2	55	943	125	rubia	Rudgea		3,5	6	2,8648		0
127	2	66	949	128	rubia	Ladenbergia		2,5	6	2,8648		0
137	2	76	945	130	rubia	Psychotria	acuminata	3,5	3,5	0,9748		0
143	2	82	954	138	rubia	Palicourea		2	4,9	1,9107		0
165	3	12	952	133	rubia	Palicourea		2,2	7	3,8993		0
166	3	13	953	133	rubia	Palicourea		1,8	6	2,8648		0

Hoja1 / Hoja2 / Hoja3

Modo Filtrar

NUM

Figura 7.3.12

Microsoft Excel - Libro3

Archivo Edición Ver Insertar Formato Herramientas Datos Ventana ?

Escribe una pregunta

Arial 10

C35 949

	A	B	C	D	E	F	G	H	I	J	K	L
1	Base de datos Muestras de 0.1 ha Metodología Gentry 1982.											
2												
3	tran	Consi	Colecció	Morfos	Familia	Género	Sp	Altura (m)	CAP 1	AB	CAP2	AB2
4	1	1	950	131	rubia	Palicourea		4	14,7	17,196	6,6	3,466400
27	1	24	950	131	rubia	Palicourea		4	22,2	39,219		0
69	2	7	946	131	rubia	Palicourea		2	3	0,7162		0
91	2	29	950	131	rubia	Palicourea		2	3	0,7162		0
101	2	39	954	138	rubia	Palicourea		2	4,5	1,8114		0
102	2	40	954	138	rubia	Palicourea		1,8	4,5	1,8114		0
104	2	42	954	138	rubia	Palicourea		2,5	3,5	0,9748		0
114	2	52	951	137	rubia	Palicourea		5	8,5	5,7495	18,5	27,2354
143	2	82	954	138	rubia	Palicourea		2	4,9	1,9107		0
165	3	12	952	133	rubia	Palicourea		2,2	7	3,8993		0
166	3	13	953	133	rubia	Palicourea		1,8	6	2,8648		0
239	4	39	952	133	rubia	Palicourea		1,7	4	1,2732		0
240	4	40	952	133	rubia	Palicourea		1,7	4	1,2732		0
241	4	41	952	133	rubia	Palicourea		1,5	3,4	0,9199		0
242	4	42	952	133	rubia	Palicourea		1,7	4,2	1,4037		0
275	5	16	952	133	rubia	Palicourea		3,5	17	22,998		0
276	5	17	952	133	rubia	Palicourea		2	5	1,9894		0
278	5	19	952	133	rubia	Palicourea		1,6	3	0,7162		0
279	5	20	952	133	rubia	Palicourea		1,9	4	1,2732		0
280	5	21	952	133	rubia	Palicourea		1,7	4	1,2732		0
281	5	22	952	133	rubia	Palicourea		2,3	4	1,2732		0

Hoja1 / Hoja2 / Hoja3

Modo Filtrar

NUM

Figura 7.3.13

E. Elaboración de tablas depuradas

De las bases de datos se pueden desarrollar diferentes tipos de tablas depuradas como por ejemplo listas de especies por localidad, taxón o gremio, matrices de datos para hacer curvas de acumulación, etc. En Excel® existe el comando de “Tablas dinámicas”, el cual permite realizar una serie de tablas depuradas de forma rápida y con una gran variedad de opciones para su diseño. En este ejemplo, se muestra la forma de generar una tabla dinámica de especies de Rubiaceae y Melastomataceae por localidad a partir de una base de datos en Excel®.

El primer paso es posesionarnos en una celda dentro de la base de datos, luego seleccionamos en la barra superior el comando “Datos/Informe de tablas y gráficos dinámicos...” (Figura 7.3.14), y damos clic a “Siguiente” en las ventanas que nos aparezcan (primero: “Lista o base de datos de Microsoft Excel®; segundo: Rango de la base de datos) hasta llegar a la ventana “Asistente para tablas y gráficos dinámicos paso 3 de 3”, en donde se selecciona la casilla de “Diseño” (Figura 7.3.15).

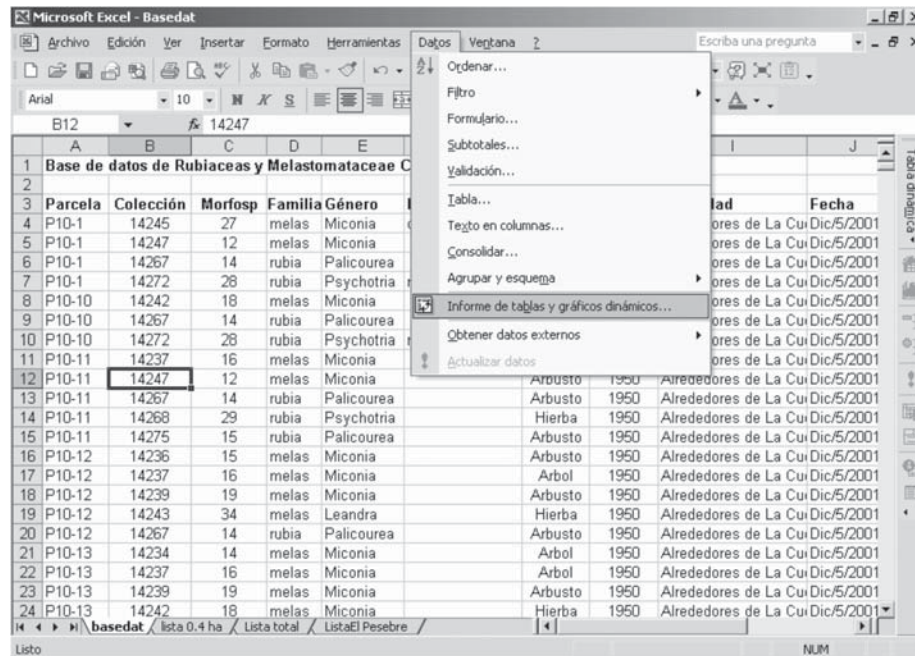


Figura 7.3.14

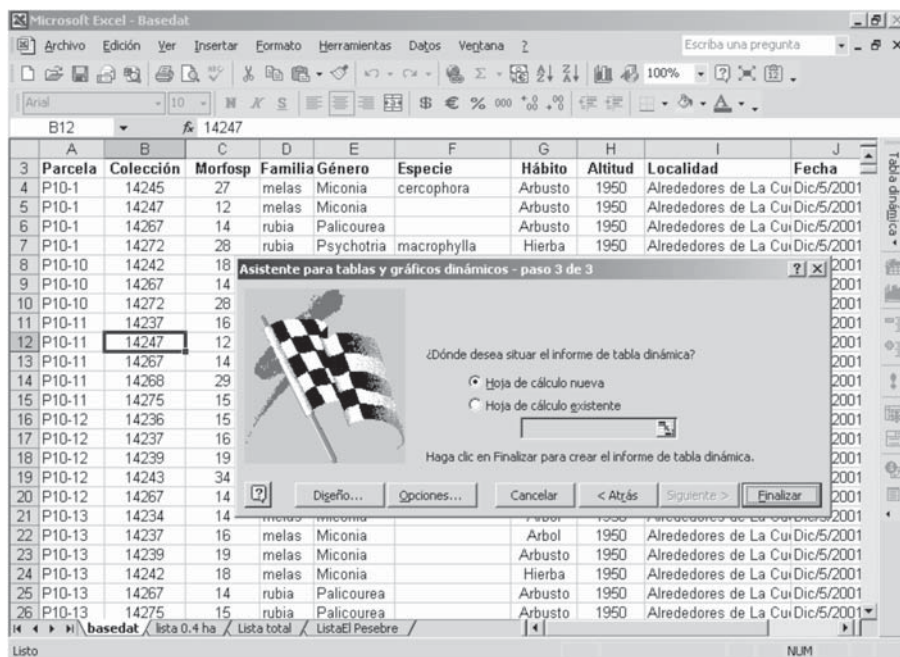


Figura 7.3.15

Luego se despliega la ventana “Asistente para tablas y gráficos dinámicos - diseño”, en donde tenemos la opción de armar la tabla con la información que deseamos que salga en la filas y las columnas. En el presente ejemplo, vamos a realizar una tabla dinámica que contenga los datos de familia, género, especie, número de morfoespecie y números de colección en la filas; en las columnas las localidades en donde se registró cada morfoespecie; y en las matriz el número de veces que se registró cada morfoespecie (Figura 7.3.16).

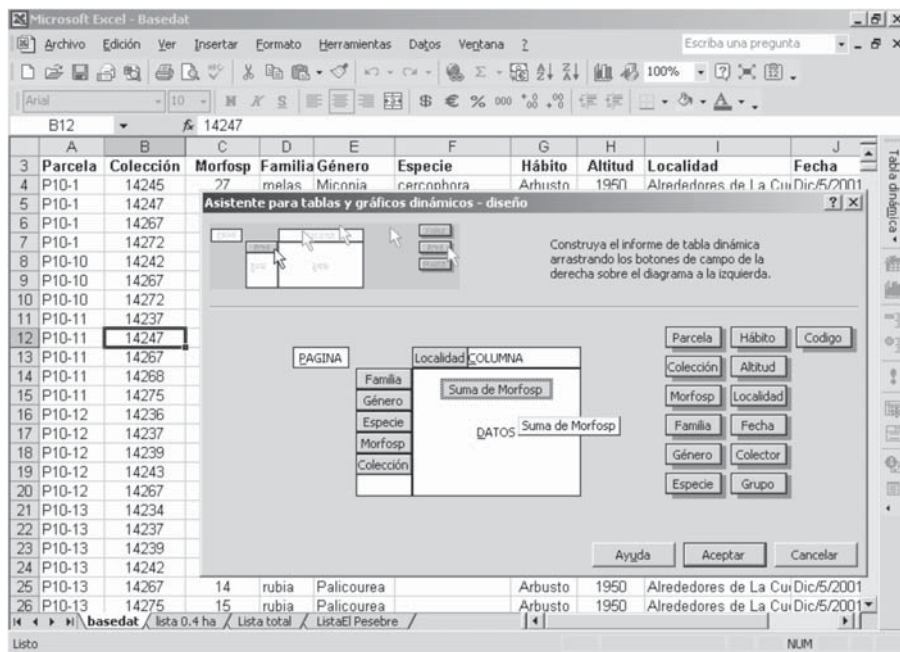


Figura 7.3.16

Para esto arrastramos con el cursor los recuadros con los nombres ya sea a la parte de “FILA” o “COLUMNA” de acuerdo con lo que queramos analizar en el recuadro que está encabezado por “PÁGINA”. Luego en el recuadro “DATOS” arrastramos el recuadro con el nombre de lo que queremos analizar. En el presente ejemplo, al arrastrar el recuadro “Morfoesp (morfoespecie)” al cuadro “DATOS”, aparece un nuevo recuadro que dice “Suma de Morfoesp”. Como no necesitamos la suma de morfoespecies, hacemos doble clic en esta sobre este recuadro para que se nos despliegue la ventana “Campo de la tabla dinámica”. En esta ventana tenemos la opción de escoger algunos tipos de operaciones que debe arrojar la matriz de la tabla que estamos realizando, que en el ejemplo es “Cuenta”, pues deseamos contar el número de veces que las morfoespecies son registradas en cada localidad (Figura 7.3.17).

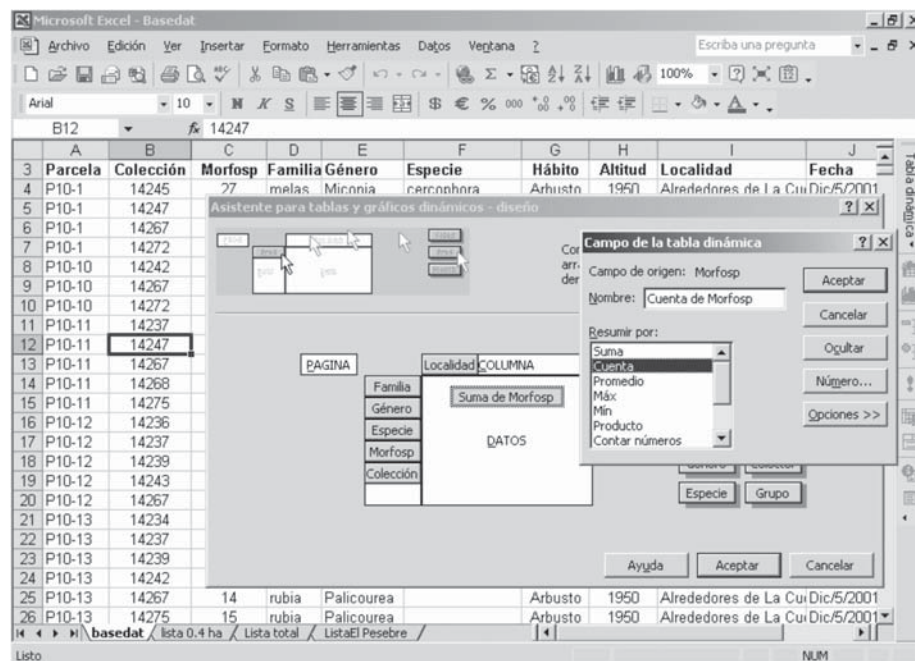


Figura 7.3.17

El resultado de la Tabla dinámica se presenta en una hoja de cálculo nueva en el mismo archivo y que contiene una serie de totales que se deben eliminar (Figura 7.3.18). Para esto hacemos doble clic en el encabezado de cada columna para que nos despliegue la ventana “Campo de la tabla dinámica”, de donde seleccionamos la opción “Subtotales/ Ninguno” (Figura 7.3.19).

Microsoft Excel - Basedat

Archivo Edición Ver Insertar Formato Herramientas Datos Ventana ?

Escriba una pregunta

Arial 10

	A	B	C	D	E	F	G	H	I	J
1										
2										
3	Cuenta					Localidad				
4	Fami	Géner	Especie	Morfos	Colección	Alrededores de La Cueva	El Robledal	La Pesebrera	Total general	
5	melas	Blakea	(en blanco)	1	14200			19	19	
6					14223		2		2	
7					14240		13		13	
8				Total 1		13	2	19	34	
9				2	14207			12	12	
10					14238		2		2	
11				Total 2		2		12	14	
12				Total (en blanco)		15	2	31	48	
13				Total Blakea		15	2	31	48	
14				Centronia(en blanco)	3	14214		1	1	
15				Total 3				1	1	
16				4	14231		8		8	
17				Total 4			8		8	
18				Total (en blanco)			8	1	9	
19				Total Centronia			8	1	9	
20				Clidemia (en blanco)	5	14217		1	1	
21				Total 5			1		1	
22				Total (en blanco)			1		1	
23				Total Clidemia			1		1	
24				Graffenia(en blanco)	7	14216		1	1	

Hoja1 / basedat / lista 0.4 ha / Lista total / ListaEl Pesebre /

Listo NUM

Figura 7.3.18

Microsoft Excel - Basedat

Archivo Edición Ver Insertar Formato Herramientas Datos Ventana ?

Escriba una pregunta

Arial 10

	A	B	C	D	E	F	G	H	I	J
1										
2										
3	Cuenta	de Morfos				Localidad				
4	Fami	Géner	Especie	Morfos	Colección	Alrededores de La C	El Robledal	La Pesebrera	Total general	
5	melas	Blakea	(en blanco)	1	14200			19	19	
6					14223		2		2	
7					14240		13		13	
8				2	14207			12	12	
9					14238		2		2	
10				Centronia(en blanco)	3			1	1	
11				4					8	
12				Clidemia (en blanco)	5				1	
13				Graffenia(en blanco)	7				1	
14				indet (en blanco)	9				2	
15				10				1	1	
16				11					13	
17				31					1	
18				Leandra (en blanco)	32			4	4	
19				33				6	6	
20				34					12	
21									4	
22				Miconia (en blanco)	17	14203		1	1	
23					18	14201		3	3	
24				Miconia cercophora	27	14221		3	3	

Hoja1 / basedat / lista 0.4 ha / Lista total / ListaEl Pesebre /

Listo NUM

Campo de la tabla dinámica

Nombre: Colección

Subtotales

☐ Automáticos

☐ Personalizados

☒ Ninguno

Suma

Cuenta

Promedio

Máx

Mín

Producto

Aceptar

Cancelar

Ocultar

Avanzado...

Diseño...

☐ Mostrar elementos sin datos

Figura 7.3.19

La tabla dinámica presenta muchas opciones, entre ellas la de filtro, con la que podemos seleccionar los registros que queramos ver y ocultar los demás (Figura 7.3.20). Finalmente es recomendable copiar la tabla y pegarla en una hoja de cálculo nueva como “Pegar valores” y “Pegar formatos”, lo que nos permite obtener la misma tabla pero en donde podemos realizar cualquier tipo de edición final (Figura 7.3.21).

Microsoft Excel - Basedat

Archivo Edición Ver Insertar Formato Herramientas Datos Ventana 2

Escriba una pregunta

Arial 10

F3 Localidad

Cuenta	Fami	Género	Especie	Morfos	Colección	Alrededores de La Cueva	El Robledal	La Pesebrera	Total general
1				1	14200			19	19
2					14223		2		2
3					14240	13			13
4				2	14207			12	12
5					14238	2			2
6				3	14214			1	1
7				4	14231		8		8
8				5	14217		1		1
9				7	14216		1		1
10				9	14222		2		2
11				10	14213			1	1
12				11	14246	13			13
13				31	14248	1			1
14				32	14205			4	4
15				33	14206			6	6
16				34	14232		12		12
17					14243		4		4
18				17	14203			1	1
19				18	14201			3	3
20				27	14221		3		3

Hoja1 basedat lista 0.4 ha Lista total ListaEl Pesebre

Figura 7.3.20

Microsoft Excel - Basedat

Archivo Edición Ver Insertar Formato Herramientas Datos Ventana 2

Escriba una pregunta

Arial 10

H17

Familia	Género	Especie	Morfosp	Colección	La Cueva de la Pesebrera	El Robledal	La Pesebrera	Total Localidades
1	melas	Blakea	1	14200		1	1	3
2				14223				
3				14240	1			
4			2	14207			1	2
5				14238	1			
6		Centronia	3	14214			1	1
7			4	14231		1		1
8		Clidemia	5	14217		1		1
9		Graffenrieda	7	14216		1		1
10		indet	9	14222		1		1
11			10	14213			1	1
12			11	14246	1			1
13			31	14248	1			1
14		Leandra	32	14205			1	1
15			33	14206			1	1
16			34	14232		1		2
17				14243	1			
18		Miconia	17	14203			1	1
19			18	14201			1	1
20		Miconia	27	14221		1		2
21				14245	1			
22		cercophora	6	14224		1		1
23			12	14247	1			1

Hoja1 basedat lista 0.4 ha Lista total ListaEl Pesebre

Figura 7.3.21

Vínculo entre tablas

Generalmente las bases de datos requieren de la actualización de la información taxonómica, pues la determinación completa de las especies es un proceso demorado que inclusive demanda años. En Excel® existe la posibilidad de vincular la base de datos con una lista de taxonómica de otro archivo para actualizar la información. En la medida en que la lista de especies en el segundo archivo se documente y cambie, automáticamente se pueden actualizar estos cambios en la base de datos.

Para esto es indispensable que las tablas que queramos vincular se encuentren en archivos diferentes (no en hojas de cálculo de un mismo documento) y ambos archivos deben estar abiertos antes de iniciar los procedimientos de vínculo. En este ejemplo, se quiere realizar el vínculo de la tabla del libro 1, que es la que queremos actualizar (en este caso el nombre de la Familia) con la tabla del libro 2 el cual contiene la información actualizada.

El primer paso necesario se realiza en la tabla del libro 1, en donde seleccionamos la primera celda donde queremos armar la función para que inicie la actualización de la información. Luego seleccionamos en la barra superior la opción “Insertar/Función/ BUSCAR” para que se despliegue la ventana “Argumentos de función”, en donde armamos la función. Nos posicionamos en recuadro «Valor_buscado» y seleccionamos, en el Libro 1, la primera celda cuya información se comparte con la tabla del Libro 2, en nuestro ejemplo es el “Número de colección” en la celda B2 (Figura 7.3.22).

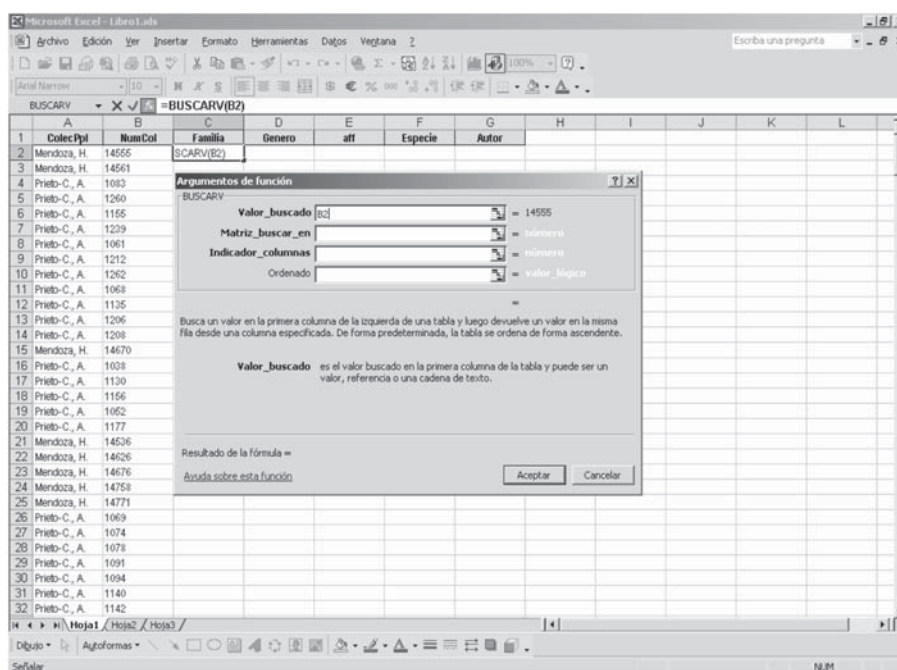


Figura 7.3.22

El paso siguiente es posesionarnos en la pestaña “Matriz_buscar_en” y luego nos dirigimos al libro 2, buscamos la tabla y seleccionamos todas las celdas que incluyen la información que queremos actualizar y que se comparten entre las dos tablas. En el ejemplo se selecciona toda la información de género, especie y autor, pues esto nos ayuda a realizar actualizaciones posteriores de otras columnas simplemente modificando la función (Figura 7.3.23).

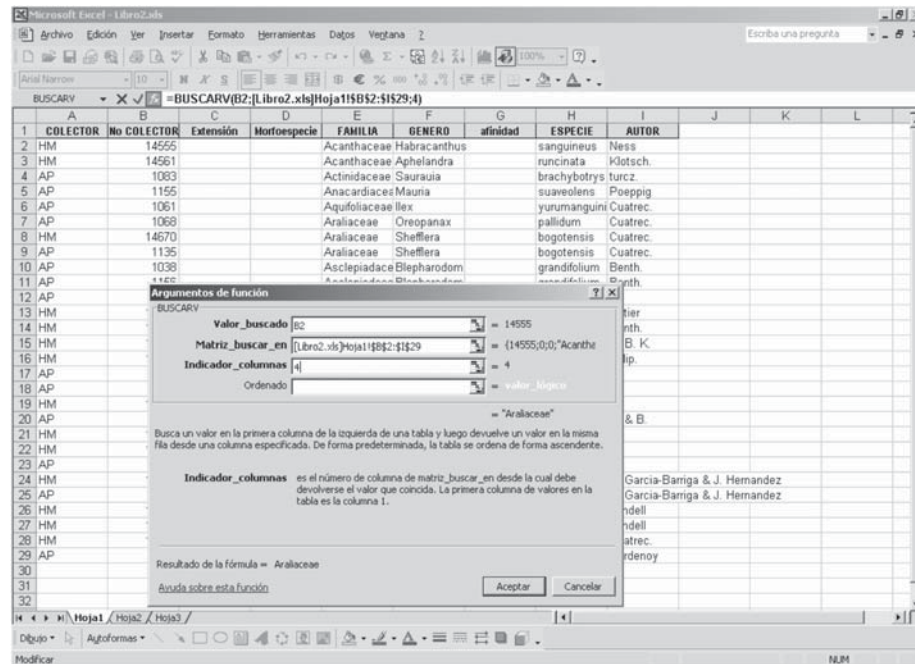


Figura 7.3.23

Luego, nos posesionamos en la pestaña “Indicador_columnas”, en donde escribimos el número de la columna de la tabla del libro 2 que contiene la información que debe actualizarse en el libro 1. En nuestro ejemplo, la columna de “Familia” en el libro 2, es la que se encuentra actualizada y queremos que aparezca en el libro 1; cuando seleccionamos las celdas del libro 2, a esta columna le correspondió el número 4 (Figura 7.3.24).

El paso final de la fórmula es definir en la pestaña “Ordenado” la opción de “Falso” o “Verdadero”. “Verdadero” coloca la información actualizada considerando la información más parecida encontrada en el campo compartido entre las tablas (que en este ejemplo es “Número de colección”), mientras que “Falso” nos coloca la información sólo si coincide exactamente (Figura 7.3.25).

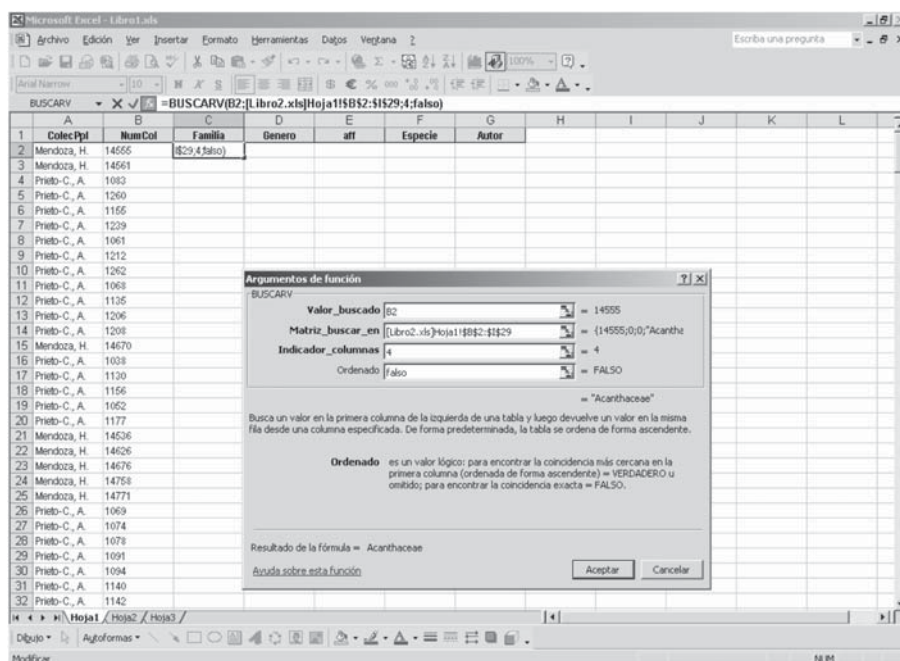


Figura 7.3.24

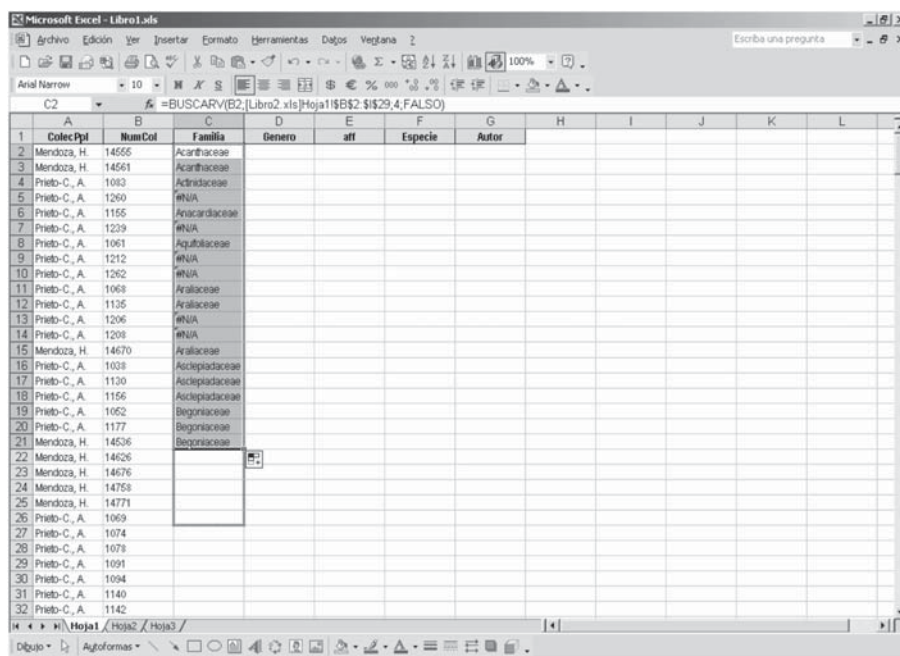


Figura 7.3.25

Una vez realizado todo este procedimiento, se copia la función de la celda inicial en las otras de la misma columna (Figura 7.3.26). Finalmente es recomendable copiar toda esta columna actualizada y pegarla en la misma posición como “Pegar valores”.



Accesorio de los indígenas de la comunidad Kofán del piedemonte amazónico colombiano.

Referencias

8. Referencias

- ABO. 2000. *Aves de la Sabana de Bogotá, guía de Campo*. Asociación Bogotana de Ornitología y CAR. Bogotá, Colombia. 276 pp.
- AGOSTI, D. y L. E. ALONSO. 2000. The ALL Protocol. A Standard Protocol for the Collection of Ground-Dwelling Ants, pp. 204-206, en: D. Agosti, J. D. Majer, L. E. Alonso y T. R. Schultz (eds.). *Ants: Standard Methods for Measuring and Monitoring Biodiversity*. Smithsonian Institution Press.
- ALONSO, L. E. y D. AGOSTI. 2000. Biodiversity Studies, Monitoring, and Ants: An Overview, pp.1-8, en: D. Agosti, J. D. Majer, L. E. Alonso y T. R. Schultz (eds.). *Ants: Standard Methods for Measuring and Monitoring Biodiversity*. Smithsonian Institution Press.
- ÁLVAREZ, L. 1999. *Guía de las aves de la reserva natural Laguna de Sonso*. CVC, Cali.
- ANDERSEN, A. N. 1990. The use of ant communities to evaluate change in Australian terrestrial ecosystems: a review and a recipe. *Proceedings of the Ecological Society of Australia*, 16: 347-357.
- ANDERSEN, A. N. 1991. Sampling communities of ground foraging ants: pitfall catches compared with quadrat counts in an Australian tropical savanna. *Australian Journal of Ecology*, 16: 273-279.
- ANDERSSON, L. 1995. Diversity and origins of andean Rubiaceae, pp. 441-450, en: S. Churchill, H. Baslev, E. Forero y J. Luteyn (eds.). *Biodiversity and conservación of neotropical montane forests*. New York: The New York Botanical Garden.
- BARKMAN, J. J. 1979. The investigation of vegetation texture and structure. 125-160 pp., en: M. J. Werger (ed.). *The study of vegetation*. Dr. W. Junk bv Publishers Holanda.
- BARONI-URBANI, C. 1989. Phylogeny and behavioral evolution in ants, with a discussion of the role of behavior in evolutionary processes. *Ethology Ecology & Evolution*, 1: 137-168.
- BENNEMA, J. y H. F. GELENS. 1996. Aerial photointerpretation for soils surveys. Revisions: A. Fashad. International Institute for Aerospace Survey and Earth Sciences (ITC). Netherlands. 74 pp.
- BESTELMEYER, B. T., D. AGOSTI, L. E. ALONSO, C. R. F. BRANDÃO, W. L. BROWN Jr., J. H. C. DELABIE y R. SILVESTRE. 2000. Field Techniques for the Study of Ground-Dwelling Ants: An Overview, Description, and Evaluation, pp.122-144, en: D. Agosti, J. D. Majer, L. E. Alonso y T. R. Schultz (eds.). *Ants: Standard Methods for Measuring and Monitoring Biodiversity*. Smithsonian Institution Press.
- BOLTON, B. 1994. *Identification guide to the ant genera of the world*. Harvard University Press, Cambridge, Massachusetts. 222 pp.
- BOLTON, B. 2003. Synopsis and classification of Formicidae. *Memoirs of the American Entomological Institute*, 71: 1-370.
- BORCHSENIUS, F. 1997. Patterns of plants species endemism in Ecuador. *Biodiversity and Conservation*, 6: 379-399.
- BOTERO, P. J. 1977. *Guías para el análisis fisiográfico*. Instituto Geográfico Agustín Codazzi. Bogotá.

- BOTERO, P. J. y B. JIMENEZ. 1999. Características geomorfopedológicas de las unidades fisiográficas. *Análisis geográficos*, 27-28: 135-182.
- BROWER, J. E., J. H. ZAR y C. N. von ENDE. 1989. *Field and laboratory methods for general Ecology*. Third Edition. Wm. C. Brown Publishers. 237 pp.
- BROWN, K. S. Jr. 1982. Palaeoecology and regional patterns of evolution in Neotropical forest butterflies, pp. 336-357, en: G.T. Prance (ed.). *Biological diversification in the tropics*. Columbia University Press. New York.
- BROWN, K. S. 1991. Conservation of neotropical environments: insects as indicators, pp. 350-410, en: N. M. Collins y J. A. Thomas. *The conservation of insects and their habitats*. Academic Press.
- CAMBEFORT, Y. y I. HANSKI. 1991. Dung beetle population ecology, pp. 36-50, en: I. Hanski y Y. Cambefort (eds.). *Dung beetles ecology*. Princeton: Princeton University Press.
- CARROLL, C. R. y D. H. JANZEN. 1973. Ecology of foraging by ants. *Annual Review of Ecology and Systematics*, 4: 231-257.
- CHALMERS, N. R. 1996. Monitoring and inventoring biodiversity. Collections data and training, pp. 171-179, en: F. Di Castri y T. Yuonés. *Biodiversity, science and development*. Cambridge: CAB International, University Press.
- CHAVES, M. E. y N. ARANGO (eds.). 1998. Informe Nacional sobre el Estado de la Biodiversidad 1997 - Colombia. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt, PNUMA, Ministerio de Medio Ambiente. Bogotá, Colombia. 3 Volúmenes.
- COLWELL, R. K. 1997. "EstimateS". Statistical stimation of species richness and shared species from samples. [Http://viceroy.eeb.uconn.edu/estimates_](http://viceroy.eeb.uconn.edu/estimates_)
- COLWELL, R. K. y J. A. CODDINGTON. 1994. Estimating terrestrial biodiversity through extrapolation. *Philosophical Transactions of the Royal Society of London*, 345: 101-118.
- COLWELL, R. K. y J. A CODDINGTON. 1996. Estimating terrestrial biodiversity through extrapolation, pp. 101-118, en: D. L. Hawksworth (ed.). *The quantification and estimation of organisms biodiversity*. Special volume, *Philosophical Transactions of the Royal Society of London*.
- CORTES, A. 1996. *Las Tierras de la Orinoquia: capacidad de uso actual*. Bogotá: Universidad Jorge Tadeo Lozano. 97 pp.
- DALE, V., H. OFFERMAN, R. FROHN y R. GARDNER. 1994. Landscape caracterizacion and biodiversity research, pp. 47-65, en: J. Boyle y B. Boontawee (eds.). *Symposium on measuring and monitoring biodiversity in tropical and temperate forest*. August 28-september 2, Chiang Mai, Thailand Center for International Forestry Research (CIFOR), Bogor, Indonesia.
- EHRlich, P. R. y P. H. RAVEN. 1964. Butterflies and plants: A study in coevolution. *Evolution* 18: 586-608.
- ESCOBAR, F. 1997. Análisis regional de la comunidad de escarabajos coprófagos (Coleoptera, Scarabaeidae, Scarabaeinae) de los bosques secos de la región Caribe de Colombia, pp. 72-75, en: M. E. Chaves y N. Arango (eds.). *Informe Nacional sobre el estado de la Biodiversidad, Tomo I*. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt, PNUMA, Ministerio de Medio Ambiente. Bogotá, Colombia.

- ESCOBAR, F. y P. CHACON-ULLOA. 2001. Distribución espacial y temporal en un gradiente de sucesión de la fauna de escarabajos del coleópteros coprófagos (Scarabaeinae, Aphodiinae) en un bosque tropical montano, Nariño – Colombia. *Revista de Biología Tropical*, 48(4): 961-975.
- ETTER, A. 1990. *Introducción a la ecología del paisaje: un marco de integración para los levantamientos rurales*. IGAC. Bogotá, Colombia. 90 pp. (inédito).
- FAGUA, G. 1999. Variación de las mariposas y hormigas de un gradiente altitudinal de la Cordillera Oriental (Colombia), pp. 317–362, en: G. Amat, M. G. Andrade y F. Fernández (eds.). *Insectos de Colombia*, Volumen 2. Academia Colombiana de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales. Colección Jorge Alvarez Lleras No. 13.
- FAVILA, M. E. y G. HALFFTER. 1997. The use of indicator groups for measuring biodiversity as related to community structure and function. *Acta Zoológica Mexicana*, 72: 1-25.
- FERNÁNDEZ, F. 2000. Sistemática de los himenópteros de Colombia: estado del conocimiento y perspectivas, pp. 233-243, en: F. Martín-Piera, J. J. Morrone y A. Melic (eds.). *Hacia un Proyecto CYTED para el Inventario y Estimación de la diversidad Entomológica en Iberoamérica*. PRIBES 2000. Monografías Tercer Milenio, Vol I. Sociedad Entomológica Aragonesa, Zaragoza, España.
- FERNÁNDEZ, F. 2003. (ed.). *Introducción a las hormigas de la región Neotropical*. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt. Bogotá. Colombia. 424 pp.
- FORMAN, R. 1997. *Land mosaics. The ecology of landscape and regions*. Cambridge University press, USA.
- GASTON, K. J. 1996. Species richness: measure and measurement, pp. 77-113, en: *Biodiversity*. Blackwell Science.
- GENTRY, A. H. 1982. Patterns of Neotropical plant diversity. *Evolutionary Biology* 15: 1-84.
- GENTRY, A. H. 1995. Patterns of diversity and floristic composition in neotropical montane forest, pp. 103-126, en: S. Churchill, H. Baslev, E. Forero y J. Luteyn (eds.). *Biodiversity and conservación of neotropical montane forests*. New York: The New York Botanical Garden.
- GILL, D. B. 1991. Dung beetles in tropical American forest, pp. 211-229, en: I. Hanski y Y. Camberfort (eds.). *Dung beetles ecology*. Princeton: Princeton University Press.
- GLEICH, M., D. MAXEINER, M. MIERSCH y F. NICOLAY. 2000. *Las cuentas de la vida*. Galaxia Gutenberg, Círculo de Lectores, Berlin. 287 pp.
- GOODERS, J. y S. WEIDENSAUL (eds.). 1990. *The Practical Ornithologist*. New York: Quarto Publishing.
- HAILA, Y. y C. R. MARGULES. 1996. Survey research in conservation biology. *Ecography*. 19: 323-331.
- HALFFTER, G. 1991. Historical and ecological factors determining the geographical distribution of beetles (Coleoptera: Scarabaeida: Scarabaeinae). *Folia Entomológica Mexicana*, 82: 195-238.
- HALFFTER, G. (ed.). 1992. *La Diversidad Biológica de Iberoamérica*. Volumen I. Acta Zoológica Mexicana, número especial. Instituto de Ecología, A. C. Xalapa, México. 389 pp.
- HALFFTER, G. y E. G. MATTHEWS. 1966. Natural history of dung beetles of the subfamily Scarabaeinae (Coleoptera: Scarabaeidae). *Folia Entomológica Mexicana*, 12-14: 1-132.

- HALFFTER, G. y M. E. FAVILA. 1993. The Scarabaeinae (Insecta: Coleoptera) and animal group for analyzing, inventorying and monitoring biodiversity in tropical rain forest and modified landscapes. *Biology Internacional*, 27: 15-21.
- HALFFTER, G. y V. HALFFTER. 1989. Behavioral evolution of the non-rolling roller beetles (Coleoptera: Scarabaeidae: Scarabaeinae). *Acta Zoológica Mexicana*, 32: 1- 53.
- HALFFTER, G., C. MORENO y E. PINEDA. 2001. *Manual para la evaluación de la biodiversidad*. En: *Reservas de la Biosfera*. Manuales y Tesis Sociedad Entomológica Aragonesa. Volumen 2. Zaragoza, España. 80 pp.
- HALFFTER, G., M. E. FAVILA y V. HALFFTER. 1992. A comparative study of the structure of the scarab guild in Mexican tropical rain forest and derived ecosystems. *Folia Entomológica Mexicana*, 84: 131-156.
- HAWKSWORTH, D. L. (ed.). 1995. Biodiversity Measurement and estimation. The Royal Society. Chapman & Hall. London U.K. 140 pp.
- HILTY, S. y W. L. BROWN. 1986. *A guide to the birds of Colombia*. New Jersey: Princeton University Press. 836 pp.
- HOFFMAN, R. L. 1995. Inventorying and monitoring terrestrial arthropods. En: *Biodiversity Measuring & Monitoring, International course, CRC*. Biodiversity Program, Smithsonian Institution.
- HÖLDOBLER, B. y E. O. WILSON. 1990. *The Ants*. Belknap Press of Harvard University Press, Cambridge, Massachusetts. 732 pp.
- HUSTON, M. A. 1994. *Biological diversity*. London: Cambridge University Press. 681 p.
- IAVH. 2000. *Convenio de las Naciones Unidas sobre diversidad biológica y protocolo de Cartagena sobre seguridad en la biotecnología*. Instituto de Investigaciones de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt. Bogotá, Colombia. 99 pp.
- IGAC. 1975. *Geodesia, resultados definitivos de parte de las redes geodésicas establecidas en el país*. Publicación Especial No.1. Cuarta edición. Instituto Geográfico Agustín Codazzi. Bogotá, Colombia. 253 pp.
- KEMPF, W. W. 1972. Catálogo abreviado das formigas da Região Neotropical (Hymenoptera: Formicidae). *Studia Entomologica*, 15 (1-4): 3-344.
- KLEIN, B. C. 1989. Effects of forest fragmentation on dung and carrion beetle communities in central Amazonia. *Ecology*, 70: 1715-1725.
- KREMEN, C. 1994. Biological inventory using target taxa: a case study of the butterflies of Madagascar. *Ecological applications*, 4(3): 407-422.
- KREMEN, C., R. COLWELL, T. L. ERWIN, D. D. MURPHY, R. F. NOSS y M. A. SANJAYAN. 1993. Terrestrial arthropod assemblages: their use in conservation planning. *Conservation biology*, 7(4): 796-808.
- LAMAS, G. 2000. Estado actual del conocimiento de la sistemática de los lepidópteros, con especial referencia a la región Neotropical. pp: 253-260, en: Martín Piera, F., J.J. Morrone y A. Melic: *Hacia un proyecto Cyted para el inventario y estimación de la diversidad entomológica en Iberoamérica: Pribes 2000*. m3m-Monografías Tercer Milenio, vol. 1, Sociedad Entomológica Aragonesa (SEA), Zaragoza, 326 pp.
- LONGINO, J. y R. COLWELL. 1997. Biodiversity assessment using structured inventory: capturing the ant fauna of a tropical rainforest. *Ecological Applications*, 7: 1263-1277.

- LOZANO, G. 1994. Bibliografía de apoyo al Curso-Taller sobre la familia Melastomataceae. Montería: Asociación Colombiana de Herbarios, Universidad de Córdoba, Instituto de Ciencias Naturales. Documento inédito.
- MAGURRAN, A. E. 1988. *Ecological diversity and its management*. Princeton University Press, New Jersey. 179 pp.
- MAJER, J. D. y J. H. C. DELABIE. 1994. Comparison of the ant communities of annually inundated and terra firme forests at Trombetas in the Brazilian Amazon. *Insectes Sociaux*, 41: 343-359.
- MARTÍN-PIERA, F., J. J. MORRONE y A. MELIC (eds.). 2000. *Hacia un Proyecto CYTED para el Inventario y Estimación de la Diversidad Entomológica en Iberoamérica*. PRIBES. Monografías Tercer Milenio, Volumen 1. Sociedad Entomológica Aragonesa. Zaragoza, España. 326 pp.
- McGARIGAL, K. y B. MARKS. 1995. *Fragstats: spatial pattern analysis program for quantifying landscape structure*. U.S. Department Agriculture, Forest Service, Pacific Northwest Research Station. 122 pp.
- MEDINA, C. A. y A. LOPERA. 2000. Clave ilustrada para la identificación de géneros de escarabajos coprófagos (Coleoptera: Scarabaeinae) de Colombia. *Caldasia*, 22(2): 299-315.
- MENDOZA, H. 1998. Uso de la Rubiaceae y Melastomataceae para el muestreo rápido de la vegetación. en: Memorias VII Congreso Latinoamericano de Botánica. México: Red Latinoamericana de Botánica. 435 pp.
- MORENO, C. E. 2001. *Métodos para Medir la Biodiversidad*. Volumen I. Manuales y Tesis. Sociedad Entomológica Aragonesa. Zaragoza, España. 84 pp.
- NOSS, R. 1990. Indicators for monitoring biodiversity: a hierarchical model. *Conservation Biology*, 4: 355-364.
- OLIVER, I. y A. J. BEATTIE. 1992. A possible method for the rapid assessment of biodiversity. *Conservation biology*, 7(3): 562-568.
- O'NEILL, R., J. R. KRUMMEL, R. H. GARDNER, G. SUGIHARA, D. L. DEANGELIS, B. T. MILNE, M. G. TURNER, B. ZYGMUNT, S. W. CHISTENSEN, V. H. DALE y R. L. GRAHAM. 1988. Indices of landscape pattern. *Landscape Ecology*, 1(3): 153-162.
- PARKER, T. A. 1991. *On the use of tape recorders in avifaunal surveys*. Auk. 108 pp.
- PARKER, T. A., D. F. STOLTZ y J. W. FITZPATRICK. 1996. Ecological and distributional databases for neotropical birds, en: D. F. Stoltz (ed.). *Neotropical birds: ecology and conservation*. Chicago. University Press.
- PEARSON, D. L. 1994. Selecting indicator taxa for the quantitative assessment of biodiversity. *Phil. Trans. R Soc. Lond. B*. 345: 75-79.
- PEARSON, D. L. 1995. Selecting indicator taxa for the quantitative assessment of biodiversity, pp. 75-79, en: D. L. Hawksworth (ed.). *Biodiversity: Measurement and Estimation*. Chapman y Hall, Londres.
- PEARSON, D. L. y F. CASSOLA. 1992. World-wide species richness patterns of Tiger Beetles (Coleoptera: Cicindelidae): Indicator taxon for biodiversity and conservation studies. *Conservation Biology*, 6: 376-391.

- RANGEL, J. O. (ed.). 1995. Colombia. Diversidad Biótica. Volumen I. INDERENA - Universidad Nacional de Colombia. Bogotá, Colombia. 442 pp.
- RANGEL, J. O. (ed.). 2000. Colombia. Diversidad Biótica. Volumen III, Universidad Nacional de Colombia. Bogotá, Colombia. 902 pp.
- RANGEL, J. O. y A. VELÁZQUEZ. 1997. Métodos de estudio de la vegetación, pp. 59-87, en: J. O. Rangel, P. D. Lowy y M. Aguilar (eds.). *Colombia. Diversidad Biótica II*. Universidad Nacional de Colombia, Bogotá.
- RANGEL, J. O. y G. LOZANO. 1986. Un perfil de vegetación entre La Plata (Huila) y el volcán Puracé. *Caldasia*, 14(68-70): 53-547.
- RANGEL, J. O., P. LOWY y M. AGUILAR (eds.). 1997. Colombia Diversidad Biológica. Volumen II. Instituto de Ciencias Naturales, Universidad Nacional de Colombia e IDEAM. Bogotá, Colombia. 436 pp.
- READ, J. L. y A. N. ANDERSEN. 2000. The value of ants as early warning bioindicators: responses to pulsed cattle grazing at an Australian arid zone locality. *Journal of Arid Environments*, 45: 231-251.
- RIVERA-GUTIÉRREZ, H., A. SUÁREZ-MAYORGA y J. A. VARÓN-LONDOÑO. 2003. Estándar para la documentación de metadatos de conjuntos de datos relacionados con biodiversidad, versión 1.0 (electrónica). Instituto de Investigaciones de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt. Bogotá, Colombia. 62 pp.
- RIVERA-GUTIÉRREZ, H., A. SUÁREZ-MAYORGA y J. A. VARÓN-LONDOÑO. 2003. Estándar para la documentación de registros biológicos, versión 4.1 (electrónica). Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt, Bogotá, Colombia. 56 pp.
- RODRÍGUEZ-MAHECHA, J. V. 1982. *Aves del Parque Nacional Natural Los Katíos*. INDERENA. Bogotá, Colombia.
- RUOKOLAINEN, K., A. LINNA y H. TUOMISTO. 1997. Use of Melastomataceae and Pteridophytes for revealing phytogeographical patterns in Amazonian rain forest. *Journal of Tropical Ecology*, 13: 243-256.
- RYDON, A. 1964. Notes on the use of butterfly traps in East Africa. *Journal of the Lepidopterists' Society*, 18(1): 51-58.
- SAO. 1997. *Aves del Valle de Aburra*. Sociedad Antioqueña de Ornitología, Área Metropolitana. Medellín. Colombia.
- SAMPER, C. 2000. Prólogo, pp. XVII-XVIII, en: J. O. Rangel (ed.). *Colombia. Diversidad Biótica III*. Universidad Nacional de Colombia. Bogotá, Colombia.
- SAUNDERS, D., R. HOBBS y C. MARGULES. 1991. Biological consequences of ecosystem fragmentation: a review. *Conservation Biology*, 5(1): 18-32.
- SCHLUTER, D. y R. E. RICKLEFS. 1993. Species diversity: an introduction to the problem, pp. 1-12, en: R.E. Ricklefs y D. Schluter (eds.). *Species diversity in ecological communities: historical and geographical perspectives*. The University of Chicago Press. Chicago.
- STOTZ, D. F., T. A. PARKER, J. W. FITZPATRICK y D. K. MOSKOVITS. 1996. *Neotropical birds: ecology and conservation*. Chicago: University Press. 481 pp.
- STRAHLER, A. 1986. *Geografía Física*. Ediciones Omega. Barcelona. 767 pp.

- TAYLOR, C. M. 1999. Lista preliminar de las especies de Rubiaceae de Colombia, en: *Memorias del primer congreso nacional de botánica*. Santafé de Bogotá: Universidad Nacional, Instituto de Ciencias Naturales.
- TUOMISTO, H. y K. RUOKOLAINEN. 1994. Distribution of Pteridophyta and Melastomataceae along an edaphic gradient in an Amazonia rain forest. *Journal of vegetation science*, 5: 24-34.
- UNEP. 1995. Global biodiversity assessment. V. H. Heywood, R. Watson, T. Cambridge. UNITED NATIONS ENVIRONMENT PROGRAMME.
- VAN GILS, H. 1984. Land ecological maps, pp. 16-27, en: I. S. Zonneveld. (ed.). Lectures on land ecology (No.1). International Institute for Aerospace Survey and Earth Sciences (ITC). The Netherlands.
- VAN GILS H., H., HUIZING, W. VAN WIJNGAARDEN, I. ZONNEVELD, y S. GROTEN. 1990. Land ecology and land use survey. Part C. International Institute for Aerospace Survey and Earth Sciences (ITC). Department of Land resources Surveys and rural development. Enschede, Netherlands. 46 pp.
- VILLLOTA, H. 1992. El sistema CIAF de clasificación fisiográfica del terreno. *Revista CIAF*, 13(1): 55-70.
- VILLLOTA, H. 1997. Una nueva aproximación a la clasificación fisiográfica del terreno. *Revista CIAF*, 15(1): 83-115.
- WIENS, J. A. 1995. Landscape mosaics and ecological theory. pp. 1-26, en: L. Hansson L. Fahrig y G. Merriam (eds.). *Mosaic Landscapes and Ecological Processes*. Chapman and Hall. London.
- WILSON, E. O. 1971. *The insect societies*. Belknap Press of Harvard University Press, Cambridge, Massachusetts. 548 pp.
- WILSON, E. O. 1987. The arboreal ant fauna of Peruvian Amazon forests: a first assessment. *Biotropica*, 19: 245-251.
- ZONNEVELD, I. S. 1979. Land evaluation and landscape ecology science. Textbook VII-4. International Institute for Aerospace Survey and Earth Sciences (ITC). Netherlands. 134 pp.

