

Manual de Métodos Básicos de Muestreo y Análisis en Ecología Vegetal



BOLFOR

Proyecto de Manejo Forestal Sostenible
Financiado por USAID Y PL480
en convenio con el MDSP



Manual de Métodos Básicos
de Muestreo y Análisis en
Ecología Vegetal

Bonifacio Mostacedo
Todd S. Frederickson

Santa Cruz de la Sierra, 2000



Copyright©2000 by
Proyecto de Manejo Forestal Sostenible (BOLFOR)

Las opiniones y juicios técnicos expresados en las publicaciones del Proyecto BOLFOR, son emitidos por los consultores contratados por el proyecto y no reflejan necesariamente la opinión o políticas de la Secretaría Ejecutiva del PL480 o de USAID

Proyecto de Manejo Forestal Sostenible (BOLFOR)
Cuarto Anillo, Av. 2 de Agosto
Casilla # 6204
Santa Cruz, Bolivia
Fax: 591-3-480854
Tel: 480766-480767
Email: bolfor@bibosi.scz.entelnet.bo

Citación: BOLFOR; Mostacedo, Bonifacio; Fredericksen, Todd S. 2000. Manual de Métodos Básicos de Muestreo y Análisis en Ecología Vegetal. Santa Cruz, Bolivia

EDICION:	Daniel Nash
DISEÑO/DIAGRAMACIÓN:	Delicia Gutiérrez
FOTOGRAFIAS:	Bonifacio Mostacedo

Para la reproducción íntegra o en parte de esta publicación se debe solicitar autorización al Proyecto BOLFOR.

Impreso en Editora El País
Dirección: Cronembold No. 6
Teléfono 343996
Santa Cruz, Bolivia

Impreso en Bolivia - Printed in Bolivia



Indice

	Página
INTRODUCCION.....	1
TIPOS DE ESTUDIOS.....	2
DISEÑO DE MUESTREO.....	3
Muestreo aleatorio simple.....	4
Muestreo aleatorio estratificado.....	5
Muestreo sistemático.....	7
TIPOS DE MUESTREO DE VEGETACION.....	8
Transectos.....	8
Transectos variables.....	9
Cuadrantes.....	10
Punto centro cuadrado.....	12
Líneas de intercepción.....	15
Puntos de intercepción.....	16
Muestreos fitosociológicos.....	18
¿COMO DETERMINAR EL NUMERO ADECUADO DE MUESTRAS?.....	19
Obtención de número de muestras mediante un modelo matemático.....	20
Determinación del número de muestras por el método “promedio corrido”.....	24
Curvas especie-área, especie-distancia.....	24
ALGUNOS PARAMETROS PARA MEDIR LA VEGETACION.....	28
Altura.....	28
Diámetro.....	29
Densidad.....	31
Frecuencia.....	31
Cobertura.....	35
Area basal.....	37
Volumen de madera de troncas.....	41



	Página
INDICES PARA EVALUAR LA VEGETACION.....	43
Indices de diversidad.....	43
Indices de similaridad.....	48
Indices de valor de importancia.....	51
DIAGRAMAS DE PERFIL.....	55
CLASIFICACION DE LOS ARBOLES EN FUNCION A LAS CLASES DE COPAS.....	57
INFESTACION DE BEJUCOS.....	59
FENOLOGIA DE PLANTAS.....	59
METODOS PARA EVALUAR LA SUCESION VEGETAL.....	64
Estudios de la misma área.....	64
Estudios de comparación de áreas aledañas.....	65
DISPERSION, GERMINACION Y BANCO DE SEMILLAS.....	66
Muestreo de la dispersión de semillas.....	66
Muestreo y germinación de semillas en el campo.....	69
Pruebas de germinación de semillas en invernadero.....	73
REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS.....	78
ANEXOS.....	82



Introducción

*H*asta hace cinco años el número de ecólogos en Bolivia era muy reducido, no obstante, éste ha aumentado de manera exponencial, particularmente en lo que se refiere a la ciencia de la ecología vegetal. Asimismo, dentro de los programas de las universidades del país y de muchos proyectos forestales y ambientales, la ecología vegetal ha cobrado importancia por estar relacionada con el manejo forestal, las evaluaciones de impacto ambiental y los estudios de conservación.

Sin embargo, los nuevos ecólogos o estudiantes interesados en esta área de la ecología no cuentan con las herramientas necesarias para profundizar sus estudios. Son pocos los libros que tocan el tema de métodos de muestreo, medición y análisis en estudios de ecología vegetal; entre ellos los más rescatables son Mueller-Dombois (1974), Matteuci y Colma (1982) y Magurran (1989). Además, la necesidad de contar con información práctica es muy importante para tener resultados que coincidan en mayor grado con la realidad.

En este sentido, el objetivo de este manual es recopilar información básica sobre los métodos de muestreo y análisis utilizados en estudios de la ecología vegetal, enfocados hacia los estudios a nivel de comunidades y/o poblaciones. Primero, se ha tratado de reunir información sobre los distintos diseños de muestreo, los principales tipos de muestreo de vegetación, y las formas de determinar la representatividad del muestreo. Posteriormente, se incluyen los principales pará-



metros e índices para medir la vegetación. Al final, se detalla las consideraciones a tomar en cuenta para evaluar la fenología, dispersión, germinación y banco de semillas, ya sea a nivel de comunidades o a nivel poblacional. Este manual se elaboró con la idea de que todos los interesados puedan contar con una ayuda más para solucionar sus problemas al momento de iniciar un estudio en este campo.

Tipos de Estudios

En ecología se pueden hacer estudios de diferentes formas. Los estudios pueden ser de tipo descriptivo, comparativo, observacional y experimental. Los estudios descriptivos son generalmente exploratorios y no tienen una hipótesis *a priori*. El objetivo de estos estudios es obtener información acerca de un fenómeno o sistema del cual previamente se tenía ninguna o muy poca información. Los estudios comparativos se deben realizar en sistemas de los que se tiene cierta información y cuando se tiene una o varias hipótesis de antemano. El objetivo de este tipo de estudio es obtener la información necesaria para someter a prueba las hipótesis. Los estudios observacionales se basan en información obtenida del sistema en su estado original; generalmente no se hace ninguna manipulación del sistema. Los estudios experimentales consisten en manipular o modificar, de manera particular, un determinado sistema o ambiente (tratamiento experimental). La información que interesa es, precisamente, la respuesta del sistema al tratamiento.



Diseño de Muestreo

En los estudios ecológicos, el diseño de muestreo es la parte que requiere mayor cuidado, ya que éste determina el éxito potencial de un experimento, y de éste depende el tipo de análisis e interpretación a realizarse. Para que un muestreo sea lo suficientemente representativo y confiable, debe estar bien diseñado. Esto quiere decir que la muestra a tomarse debe considerar la mayor variabilidad existente en toda una población estadística. La representatividad está dada por el número de réplicas a tomarse en cuenta y por el conocimiento de los factores que pueden influir en una determinada variable.

Los muestreos con diseños sólo se utilizan en investigaciones experimentales, y no en estudios descriptivos, donde el objetivo final es probar una hipótesis. Un experimento no se puede salvar si el muestreo no tiene un buen diseño; esto quiere decir que los diseños de muestreo deben ser anteriores y no posteriores. Además, el tipo de muestreo y diseño determina el tipo de análisis estadístico. Sin embargo, antes de pensar en el diseño y forma de muestreo, es importante hacer una diferenciación entre muestras y poblaciones. Una población es la unidad (por ejemplo: conjunto de individuos de la especie *Anadenanthera macrocarpa*, bosque amazónico de Bolivia, cantidad de luz que llega al suelo en el Cerrado) de la que se quiere obtener información. En cambio, una muestra es una parte elegida que representa un determinado porcentaje de la población y que es la que se utiliza para inferir a la población en general (Cuadro 1).



Cuadro 1. Ejemplos de diferencias entre población y muestra.

Población Estadística	Muestra
Los 100 árboles de <i>Anadenanthera macrocarpa</i> en un bosque de una hectárea	Unos 15 árboles de <i>Anadenanthera macrocarpa</i> elegidos al azar para su medición, de los 100 árboles
Toda la región de la Amazonía Boliviana	Unas 100 parcelas de 0.1 hectáreas medidas aleatoriamente en toda la región amazónica.
La cantidad de luz que llega al suelo del Cerrado	Unas 100 mediciones de luz con un fotómetro medidas en el Cerrado

Existen algunos tipos de muestreo que son muy simples de utilizar.

Muestreo aleatorio simple

Es el esquema de muestreo más sencillo de todos y de aplicación más general (Figura 1A). Este tipo de muestreo se emplea en aquellos casos en que se dispone de poca información previa acerca de las características de la población a medirse. Por ejemplo, si se quiere conocer la abundancia promedio de *Anadenanthera macrocarpa* en el Jardín Botánico de Santa Cruz, una información simple sería un croquis con la superficie del Jardín Botánico. Previa a la entrada al bosque, se debe cuadricular el croquis o mapa y, del total de estos cuadros, se debe seleccionar, aleatoriamente, un determinado número de cuadros que serán muestreados. El segundo ejemplo que se puede dar es el siguiente: suponiendo que en un bosque montano húmedo de Tarija, en una propiedad privada de 200 ha, se conoce que a tra-



vés de una senda de 5 km existen 500 árboles de *Juglans boliviana* y se quiere determinar cuál es el número promedio de frutos producidos por árbol. Para emplear este tipo de muestreo de los 500 árboles, se deben elegir al azar un determinado número de árboles (por ejemplo 20 árboles o 40 árboles), en los que se medirá la producción de frutos. El número de árboles se determina dependiendo de la variación en la producción de frutos que tuviera la especie en estudio.

Muestreo aleatorio estratificado

En este tipo de muestreo la población en estudio se separa en subgrupos o estratos que tienen cierta homogeneidad (Figura 1C). Después de la separación, dentro de cada subgrupo se debe hacer un muestreo aleatorio simple. El requisito principal para aplicar este método de muestreo es el conocimiento previo de la información que permite subdividir a la población. Continuando con los mismos ejemplos de muestreo aleatorio simple, en el primer caso, el jardín botánico en Santa Cruz puede llegar a tener hasta 3 tipos de bosque: bosque semideciduo pluviestacional, bosque chaqueño; y zona de transición entre estos tipos de bosque. Eso quiere decir que no todo el jardín botánico es homogéneo. Puede ser que en alguno de los tipos de bosque la abundancia de *A. Macrocarpa* sea mayor, o viceversa. Si se conoce los tipos de bosque, se podría aplicar el muestreo aleatorio estratificado, donde los estratos serían los tipos de bosque y en los cuales

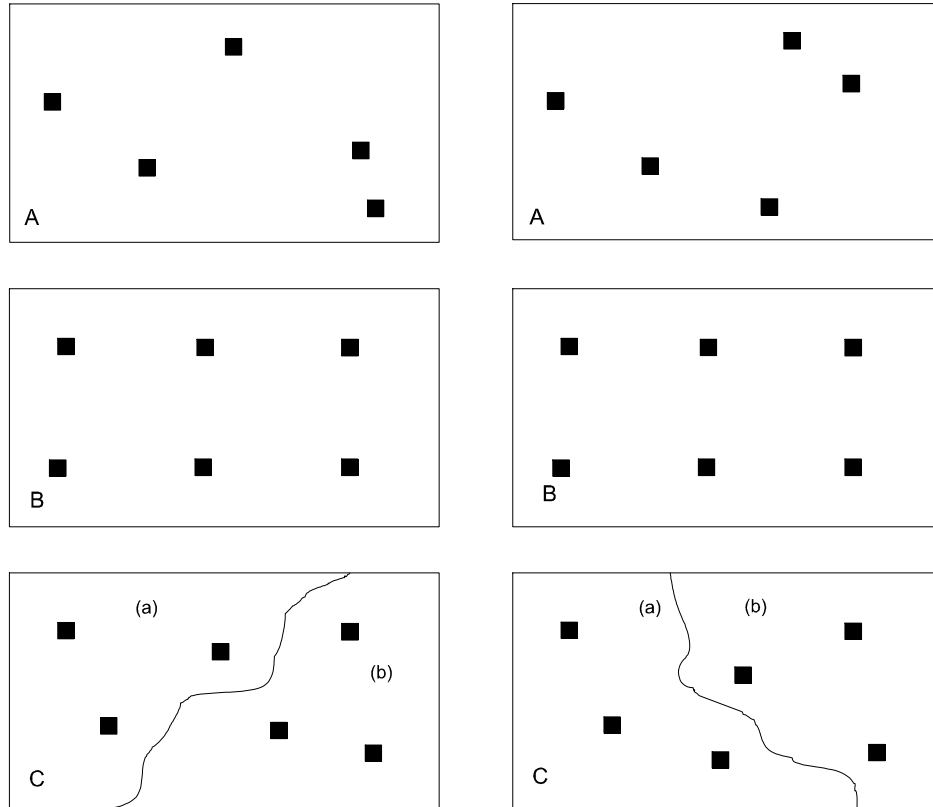


Figura 1. Algunos ejemplos de las formas de muestreo. A = Muestreo aleatorio, B = Muestreo sistemático, C=Muestro estratificado aleatorio. Las letras (a) y (b) indican el tipo de estrato (sea tipo de suelo, tipo de pendiente, tipo de bosque) en los que se puede separar antes de muestrear aleatoriamente.



se debe muestrear aleatoriamente. En el caso de producción de frutos de *J. boliviana*, la estratificación puede ser de acuerdo a los pisos altitudinales. Aunque la senda, donde se encuentran los 500 árboles de *J. boliviana* sea una línea recta, por ser una zona montañosa, la producción de frutos puede ser afectada por la pendiente o altitud. Considerando que en zonas con mayor pendiente los suelos son más pobres en nutrientes en comparación a zonas planas, puede ser más interesante ver estas diferencias que conocer solamente la producción total. Si esto fuera cierto, la pendiente podría determinar el número de estratos (en este caso pueden ser dos: zonas planas, zonas con más de 20% de pendiente). Dentro de cada estrato, se debe determinar el número de árboles a muestrear aleatoriamente.

Muestreo sistemático

Consiste en ubicar las muestras o unidades muestrales en un patrón regular en toda la zona de estudio (Figura 1B). Este tipo de muestreo permite detectar variaciones espaciales en la comunidad. Sin embargo, no se puede tener una estimación exacta de la precisión de la media de la variable considerada. El muestreo sistemático puede realizarse a partir de un punto determinado al azar, del cual se establece una cierta medida para medir los subsiguientes puntos. Este tipo de muestreo, a diferencia del muestreo aleatorio, se puede planificar en el mismo lugar donde se realizará el estudio y la aplicación del diseño es más rápida.



Tipos de Muestreo de Vegetación

Transectos

El método de los transectos es ampliamente utilizado por la rapidez con se mide y por la mayor heterogeneidad con que se muestrea la vegetación. Un transecto es un rectángulo situado en un lugar para medir ciertos parámetros de un determinado tipo de vegetación. El tamaño de los transectos puede ser variable y depende del grupo de plantas a medirse (Figura 2). Por ejemplo, Gentry (1995) aplicó los transectos de 2x50 m para medir árboles y bejucos con DAP (diámetro a la altura del pecho) mayor a 2.5 cm. Dentro de los transectos, evaluó el número de individuos presentes, tomando nota de la altura y diámetro de cada planta. Sin embargo, este tamaño de transecto no sería adecuado para evaluar la vegetación del sotobosque de un bosque húmedo; en este caso, será necesario reducir el tamaño del transecto (por ejemplo a 2x4 m). Al contrario, si se quiere evaluar la vegetación arbórea con DAP mayor a 20 cm, en un transecto de 2x50 m el número de árboles de esta categoría sería poco representativo, lo que indica que el tamaño del transecto debe aumentarse (por ejemplo 10x50 m o 10x100 m). Los profesionales forestales, para inventariar una determinada área forestal, generalmente utilizan transectos de 10x100 m o 20x100 m, puesto que sólo necesitan muestrear algunas especies de su interés y con categorías de DAP mayores. En los transectos, generalmente se miden parámetros como altura de la planta, abundancia, DAP y frecuencia.

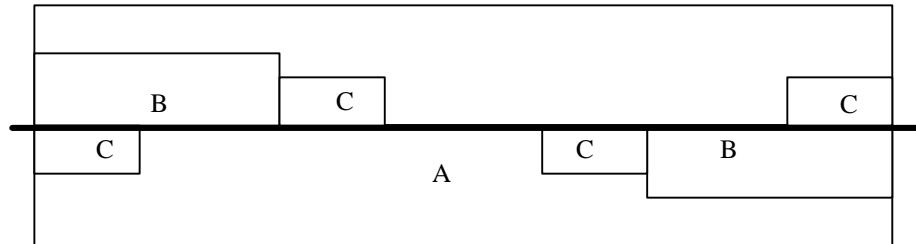


Figura 2. Diseño de los transectos utilizados para el muestreo de la vegetación. La línea gruesa y central indica la senda a partir de la cual se muestrea ambos lados del transecto A. El transecto A es el más grande y se utiliza para muestrear árboles mayores de 10 cm de DAP (puede ser de 10x100 m). Los transectos B generalmente son de tamaños menores (por ejemplo: 4x25 m) y sirven para muestrear árboles menores a 10 cm de DAP y mayores a 2 m de altura. Los transectos C son de tamaño mucho menor (por ejemplo: 1x4 m, 2x5 m) y sirven para muestrear hierbas y arbustos menores a 2 m de altura. A medida que se va reduciendo el área de muestreo, se debe aumentar el número de muestras.

Transectos variables

Este método es una variante de los transectos y fue propuesto por Foster et al. (1995), para realizar evaluaciones rápidas de la vegetación. Este método tiene como base muestrear un número estándar de individuos en vez de una superficie estándar y no requiere tomar medidas precisas de los datos. El método consiste en muestrear un número determinado de individuos a lo largo de un transecto con un ancho determinado y el largo definido por el número estándar de individuos a muestrearse. Con este método, se pueden muestrear todas las plantas o clases de plantas, separadas por formas de vida (árboles, arbustos,



bejucos, hierbas, epífitas), familias (por ejemplo; palmeras), o individuos de una sola especie. También, se puede hacer agrupaciones por estratos (plantas del dosel, del estrato alto, del estrato medio, del sotobosque). Para considerar el número de plantas a muestrear, se debe tomar en cuenta que usualmente es mejor hacer muchos muestreos pequeños que pocos muestreos grandes. Foster et al.(1995) mencionan que 50 individuos de muestreo para cada clase de plantas puede ser un número adecuado, con el cual se pueden hacer varios muestreos representativos en un solo día. El ancho del transecto es variable y depende de la clase de plantas y la densidad de individuos. Por ejemplo, si se quiere muestrear árboles, en bosques densos el ancho del transecto será menor, mientras que en áreas quemadas o pastoreadas (pocos árboles) tendrá que aumentarse. Para árboles medianos (10-30 cm DAP), el ancho puede variar de 10 a 20 m y para los arbustos, árboles pequeños (1-10 cm DAP) y hierbas, la anchura puede ser de 1 a 2 m.

Cuadrantes

El método de los cuadrantes es una de las formas más comunes de muestreo de vegetación. Los cuadrantes hacen muestreos más homogéneos y tienen menos impacto de borde en comparación a los transectos. El método consiste en colocar un cuadrado sobre la vegetación, para determinar la densidad, cobertura y frecuencia de las plantas. Por su facilidad de determinar la cobertura de especies, los cuadrantes eran muy



Figura 3. Forma de muestrear la vegetación por el método de cuadrantes. En este caso se está muestreando, en un cuadro de 1 m², la regeneración natural en un bosque seco perturbado por el aprovechamiento forestal.



utilizados para muestrear la vegetación de sabanas y vegetación herbácea (Cerrado, Puna, Paraderas). Hoy en día, los cuadrantes pueden ser utilizados para muestrear cualquier clase de plantas. El tamaño del cuadrante está inversamente relacionado con la facilidad y velocidad de muestreo. El tamaño del cuadrante, también, depende de la forma de vida y de la densidad de los individuos. Para muestrear vegetación herbácea, el tamaño del cuadrante puede ser de 1 m² (1x1m) (Figura 3); el mismo tamaño se utiliza para muestrear las plántulas de especies arbóreas. Para muestrear bejucos o arbustos, el tamaño puede ser de 4 m² (2x2 m) o 16 m² (4x4 m). Para árboles (mayor a 10 cm DAP), los cuadrantes pueden ser de 25 m² (5x5) o 100 m² (10x10). El tamaño de los cuadrantes depende de la densidad de las plantas a medirse; para refinar el tamaño adecuado, es necesario realizar pre-muestreos, ya que de no ser así, habrán muchas parcelas con ausencia de individuos o, al contrario, se tendrán cuadrantes en los que se utilizará mucho tiempo. En el Anexo 1 se presenta un ejemplo de la forma de tomar datos, ya sea con el método de cuadrantes o con el método de transectos.

Punto centro cuadrado

El punto-centro-cuadrado es uno de los métodos usados, principalmente, para el muestreo de árboles. Las ventajas de este método son la rapidez de muestreo, el poco equipo y mano de obra que requiere y, además, la flexibilidad de medi-



ción, puesto que no es necesario acondicionar el tamaño de la unidad muestral a las condiciones particulares de la vegetación (Matteuci y Colma, 1982). Este método está basado en la medida de cuatro puntos a partir de un centro. Específicamente, consiste en ubicar puntos a través de una línea (senda, picadas, línea imaginaria). En esta línea, cada cierta distancia (50 o 10 m) o al azar, se debe ubicar un punto a partir del cual se hará el muestreo de la vegetación. En este punto

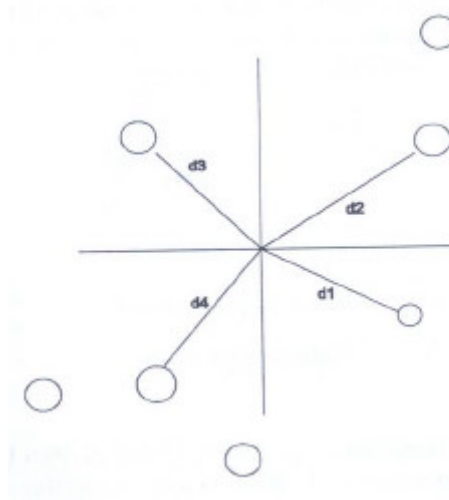


Figura 4. Esquema del método de muestreo "punto centro cuadrado". Los individuos seleccionados son aquellos situados, en cada cuadrante, lo más cercano posibles al punto centro; d_1 , d_2 , d_3 , d_4 son las distancias a cada individuo desde un punto imaginario.



se cruzan dos líneas imaginarias, con las cuales se obtienen 4 cuadrantes con ángulos de 90° (Figura 4). En cada cuadrante se debe ubicar el árbol más cercano al punto central y tomar la distancia respectiva. Al final, en cada punto se consideran solo 4 árboles, de los cuales se pueden tomar medidas adicionales como especie, altura, DAP, forma de copa e infestación de bejucos. Los principales parámetros obtenidos con este método son especies, densidad, DAP y frecuencia.

Para realizar los cálculos de densidad de árboles por hectárea se debe sacar el promedio de la distancia del punto centro hacia cada individuo. El cálculo es el siguiente:

$$Dh = \frac{10000}{(\bar{D})^2}$$

Donde:

Dh = Densidad por hectárea,

\bar{D} = Distancia promedio

También es posible calcular el área basal por hectárea. El cálculo es el siguiente:



$$AB_{ha} = p \left(\frac{D^2}{4} \right) * Dh$$

Donde:

AB_{ha} = Área basal por hectárea

D = Diámetro promedio a la altura de pecho

Dh = Densidad de árboles por hectárea

Líneas de intercepción

La línea de intercepción se basa en el principio de la reducción de una transecta a una línea. Este método se aplica para estudiar la vegetación densa dominada por arbustos y para caracterizar la vegetación graminoide (Canfield, 1941; Cuello, et al., 1991). El método de líneas de intercepción produce datos para cálculos de cobertura y frecuencia de especies; es rápido, objetivo y relativamente preciso (Smith, 1980). La cobertura de cada especie es la proyección horizontal de las partes aéreas de los individuos sobre el suelo y se expresa como porcentaje de la superficie total. En las líneas de muestreo, se procede a contar todas las intercepciones o proyecciones de las plantas (ramas, tallos, hojas, flores) sobre la línea y se registra la información de acuerdo a una planilla (Figura 5)(Anexo 2).



Puntos de intercepción

El punto de intercepción es un método utilizado para determinar la estructura y composición de una formación vegetal y está basado en la posibilidad de registrar las plantas presentes o ausentes sobre un punto del suelo (Mateucci & Colma, 1982). Este método también es apto para muestrear vegetación graminoide y arbustiva. En muchos casos sólo se utiliza para documentar la estructura de la vegetación, determinando la cobertura de cada una de las formas de vida en los diferentes estratos (clases de altura). Este método utiliza una varilla delgada con escala graduada; ésta se coloca en forma vertical para registrar aquellas plantas que se interceptan en las diferentes alturas. Luego, se anota la forma de vida (hierba, graminoide, subarbusto, arbusto, árbol, trepadora, epífita, etc.) de cada planta (Figura 5). Generalmente, los puntos se establecen cada uno o dos metros, dependiendo de la intensidad de muestreo. La planilla para la toma de datos se muestra en el Anexo 3.



Figura 5.

Muestreo de la vegetación del Cerrado mediante los métodos de "líneas y puntos de intercepción". En la fotografía de la izquierda, la persona, a través de una línea y con la ayuda de una varilla, está muestreando la vegetación utilizando el método de puntos de intercepción. En la fotografía de abajo, también a través de una línea, la persona está estimando las intercepciones de cada planta, utilizando el método de línea de intercepción.





Muestreos fitosociológicos

Este tipo de muestreo fue iniciado por Braun-Blanquet y sirve, especialmente, para estimar la dominancia de especies por medio de la cobertura. La ventaja de este método es la rapidez con que se puede caracterizar y clasificar la vegetación. Su desventaja es la subjetividad con que se obtiene la información, además de que se debe conocer toda la flora existente en las zonas de muestreo, ya que el área de muestreo está relacionada con el área mínima. Lo primero que se debe hacer es buscar áreas homogéneas. Posteriormente, se debe hacer un inventario de todas las especies que existen en esas áreas. Una vez encontradas todas las especies, se procede a darle categorías de cobertura a cada especie en toda el área inventariada. Las categorías son: r = uno o pocos individuos; + = menos de 5% de cobertura; 1 = abundante, pero con cobertura muy baja, pero siempre menor a 5%; 2 = muy abundante y menos de 5% de cobertura, o menos abundante y 5 a 25% de cobertura; 3 = 25 a 50% de cobertura, independientemente del número de individuos; 4 = 50 a 75% de cobertura, independientemente del número de individuos; y 5 = 75 a 100% de cobertura, independientemente del número de individuos. Este procedimiento (los censos) se hace en varios lugares y muchas veces.

Una vez que se tienen los censos (tabla bruta), se procede a agrupar las parcelas por la dominancia e identificación de especies características. Para agrupar las parcelas, también se toma en cuenta criterios geomorfológicos, edá-



ficos y climáticos. Al final, una vez agrupados los censos o parcelas, se procede a darle un nombre a cada grupo (denominado “asociación”) bajo la nomenclatura fitosociológica. Este nombre proviene, primero, de la especie más dominante y, segundo, de la especie característica de esa asociación.

¿Cómo Determinar el Número Adecuado de Muestras?

Para que el muestreo sea representativo y para que los datos tengan una distribución normal, lo ideal sería realizar el mayor número de muestreos. A pesar que existen algunos métodos matemáticos para determinar el número de unidades muestrales, generalmente existen limitaciones financieras y de tiempo para realizar el número adecuado de muestreos. En estudios sobre ecología o biología se debe muestrear el mayor número de unidades muestrales. Los criterios que generalmente se utilizan para determinar el tamaño de la muestra puede ser: la relación entre la superficie a muestrear y la superficie total, y la homogeneidad espacial de la variable o población a estudiarse.

El número de muestreos aumenta mucho más cuando las variables de estudio son heterogéneas. Ante esta situación, los ecólogos utilizan ciertas herramientas para mantener la representatividad en sus estudios y para evitar gastos excesivos en tiempo y dinero tratando de cumplir, estrictamente, los requerimientos estadísticos.



Obtención del número de muestras mediante un modelo matemático

Esta forma de obtener el número de muestras a tomarse en un estudio, requiere hacer un estudio piloto, ya que es necesario calcular algunas variables a partir de datos reales. En muchos casos, dichas variables se pueden obtener de estudios muy similares al objetivo del estudio a iniciarse. El modelo para determinar el número de muestras según el modelo matemático es el siguiente:

$$n = \frac{t^2 * CV^2}{E^2 + \frac{t^2 * CV^2}{N}}$$

n = número de unidades muestrales

E = error con el que se quiere obtener los valores de un determinado parámetro

t = valor que se obtiene de las tablas de “ t ” de Student, generalmente se usa $t = 0.05$

N = total de unidades muestrales en toda la población

CV = coeficiente de variación; para obtener este valor es necesario hacer un muestreo piloto

Por ejemplo, si se quiere estimar el volumen de madera de una determinada especie arbórea, primero se tiene que dividir toda el área (población) en un determinado número total de unidades muestrales. Suponiendo que el área a estudiarse tiene forma rectangular, como se muestra



en el Cuadro 2, ésta se podría dividir en 156 unidades o sitios de muestreo (N=156).

Cuadro 2. Forma de seleccionar aleatoriamente las unidades muestrales del total de unidades en una población; en este caso se seleccionaron 10 unidades muestrales (números con negrita y subrayados). Cada número se refiere a una unidad muestral.

1	13	25	37	49	61	<u>73</u>	85	97	109	121	133	145
<u>2</u>	14	<u>26</u>	38	50	52	74	86	98	110	122	134	<u>146</u>
3	15	27	39	51	63	75	87	99	111	123	135	147
4	16	28	40	52	64	76	88	100	112	124	136	148
5	17	29	41	53	65	77	89	101	113	125	137	149
6	18	30	42	54	66	78	90	<u>102</u>	114	126	138	150
7	19	31	43	55	67	79	91	103	115	127	139	151
<u>8</u>	20	32	44	56	68	80	92	104	116	128	140	152
9	21	33	<u>45</u>	57	69	81	93	105	117	129	141	153
10	<u>22</u>	34	46	<u>58</u>	70	82	94	106	118	130	142	154
11	23	35	47	59	71	83	95	107	119	131	143	155
12	24	36	48	60	72	84	96	108	120	<u>132</u>	144	156



Cuadro 3. Datos de volumen de madera para las 10 unidades muestrales seleccionadas de la anterior tabla.

Unidades muestrales	Volumen (m ³)	Cuadrados Volumen (V ²)
2	36	1296
8	11	121
22	39	1521
26	0	0
45	38	1444
58	25	625
73	63	3969
102	32	1024
132	22	488
146	35	1225
	$\Sigma = 301$	11709

Posteriormente, se debe realizar un muestreo piloto, que puede tener 10 réplicas (n=10).

Si se supone que el volumen total de este muestreo es de

$$? Vol = 301 \text{ m}^3$$

el promedio (\bar{X}) sería de 30.1 m³ (Cuadro 3). Luego se debe calcular la desviación estándar mediante la fórmula:



$$s = \sqrt{\frac{\sum V^2 - \frac{(\sum V)^2}{n}}{n-1}}$$

donde $\sum V^2$ = Sumatoria de cuadrados = 11709

$$s = \sqrt{\frac{11709 - \frac{(301)^2}{10}}{10-1}} = 17.1$$

El coeficiente de variación es igual a:

$$CV = \frac{s * 100}{\bar{X}} = \frac{17.1 * 100}{30.1} = 56.8 = 57\%$$

El valor de error con que se quiere obtener las muestras generalmente es del 20%. El valor de "t", en este caso, tendrá 9 grados de libertad y 95% de probabilidad y dos colas.

El cálculo del número de muestras sería:

$$n = \frac{t^2 CV^2}{(E\%)^2 + \frac{t^2 CV^2}{N}} = \frac{2.262^2 * 57^2}{20^2 + \frac{2.262^2 * 57^2}{156}} = 32.81 \approx 33$$

Una vez determinado el número de unidades muestrales se deben seleccionar las unidades restantes. En este caso, faltarían por seleccionar 23 unidades para completar el número de unidades muestrales totales que estadísticamente serán



representativas de todas las unidades que tiene la población.

Determinación del número de muestras por el método “promedio corrido”

El promedio corrido es un método que consiste en calcular el promedio por cada muestra adicional. Al adicionar las primeras muestras, los promedios suelen ser muy variables entre sí, pero, a medida que se va adicionando más muestras el promedio tiende a estabilizarse (Figura 6). Cuando el promedio tiende a estabilizarse, se puede decir que el muestreo es representativo. En el ejemplo que se muestra en la Figura 6, el número adecuado para el estudio sería de entre 7 a 8 muestras.

Curvas especie-área, especie-distancia

La curva especie-área es una gráfica que permite visualizar la representatividad de un muestreo. Una curva similar, denominada especie-distancia, se utiliza cuando el muestreo se realiza con el método de intercepción de líneas. Estas dos curvas son muy útiles para definir el área mínima de muestreo, tomando en cuenta que se evaluará el mayor o total número de especies. Cuando la curva tiende a mantenerse horizontal, ésta indica que el número de especies se mantendrá aunque aumente el tamaño de muestreo (Figura 6). En bosques templados, esta



curva alcanza un curso horizontal rápidamente; en cambio, en bosques tropicales, por su diversidad, la curva se mantiene en constante aumento.

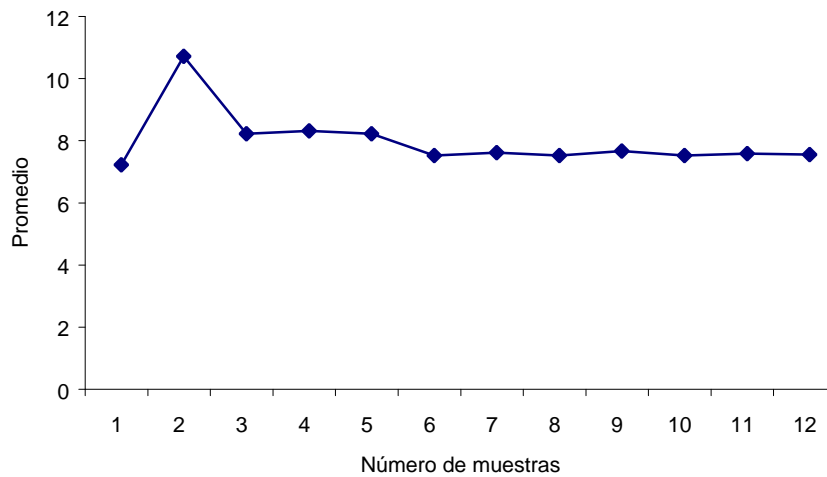


Figura 6 . Representación gráfica de la estimación del número de muestras por el método "promedio corrido".



A continuación, se muestran dos ejemplos de la forma de construir estas dos curvas; los datos del número de especies acumulativas en relación al tamaño del área o a la distancia de la línea de muestreo se encuentran en el Cuadro 4. La curva área-especie se puede construir a partir del muestreo con los métodos de cuadrantes, transectos o transectos variables, en cambio, la curva distancia-área es exclusiva de las líneas de intercepción (Figura 7). En la curva área-especie el orden de las parcelas debe ser aleatoria.

Cuadro 4. Datos que se necesitan para construir las curvas especie-área y especie-distancia.

Area (ha)	Especies acumuladas
0	0
1	21
2	32
3	42
4	49
5	51
6	54
7	57
8	62
9	64
10	64

←

Datos del número de especies arbóreas acumuladas según el área de muestreo del bosque seco de la región de Lomerío (Killeen et al., 1998). El método de muestreo utilizado fue el de cuadrantes.

Datos del número de especies de plantas acumuladas según la distancia de muestreo del campo cerrado del Parque Nacional Noel Kempff Mercado (Mostacedo, 1996). El método de muestreo utilizado fue el de líneas de intercepción.

→

Distancia (m)	Especies acumuladas
0	0
40	74
80	99
120	123
160	141
200	154
240	169
280	178
320	182
360	183
400	183

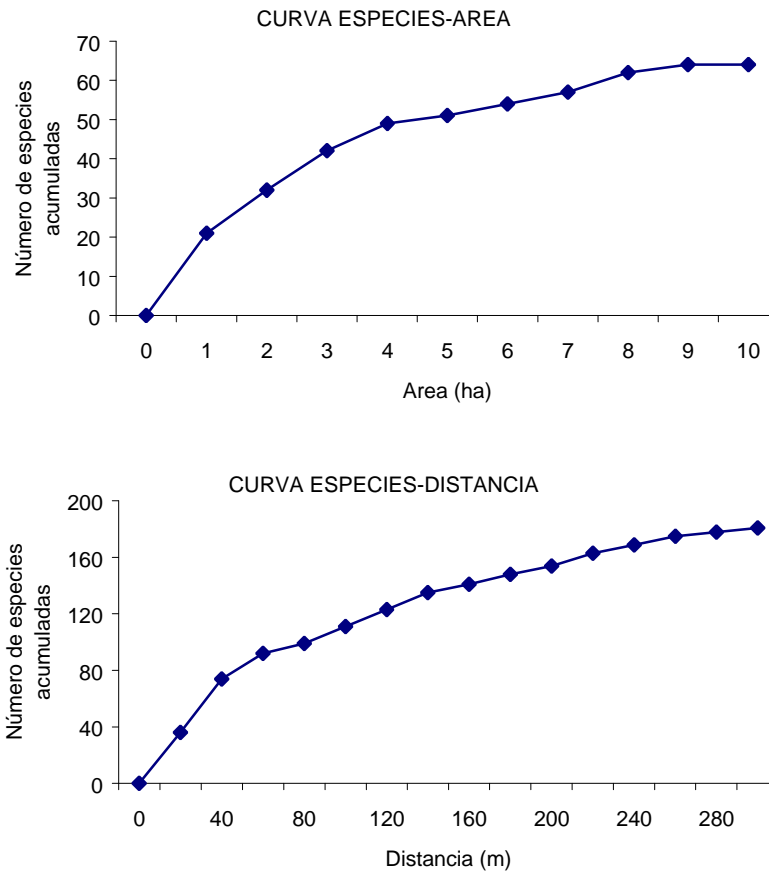


Figura 7. Manera de construir gráficas para observar las curvas especies-área y especies-distancia. Los datos utilizados se encuentran en el Cuadro 4.



Algunos Parámetros para Medir la Vegetación

Altura

La altura es uno de los principales parámetros que se miden en una vegetación o una especie. La altura se mide de acuerdo al interés que se tenga y puede ser de forma cualitativa o cuantitativa. Generalmente, cuando se quiere una mayor precisión de medición de la altura se utiliza mayor tiempo, en cambio, cuando se estima sin tomar cierta precisión esta medición puede ser muy rápida. Para acelerar el tiempo de medición y evitar que éste sea un impedimento se han inventado muchos instrumentos. La regla telescópica es uno de los instrumentos exactos aunque puede medirse máximo hasta los ocho metros de altura. El hipsómetro Christen, el nivel de Abney o clisímetro, el hipsómetro Blume-Leiss, la pistola Haga y el clinómetro Suunto (Romahn de la Vega et al., 1994) son instrumentos mucho más precisos y se pueden usar para medir cualquier altura. Por su facilidad de uso, en este caso solamente se considerará el funcionamiento del clinómetro Suunto.

El clinómetro Suunto es uno de los instrumentos diseñado para medir árboles. En éste se ha sustituido el nivel de la brújula por un péndulo fijo de 90° de la línea índice horizontal. Las lecturas con este instrumento se pueden medir en grados en la escala izquierda y en porcentaje en la escala derecha. Hoy en día, es posible medir la



altura a partir de una distancia fija del árbol y de esta manera, se pueden facilitar los cálculos. Existen clinómetros que pueden efectuar mediciones a distancias fijas de 15 y 20 m, aunque también se pueden hacer con diferentes distancias. El cálculo de la altura se basa en el uso de la trigonometría para determinar el cateto opuesto. El cateto opuesto es igual al cateto adyacente dividido entre la tangente del ángulo de la hipotenusa. En el caso de medición de árboles el cateto adyacente sería la distancia que existe desde la altura de la cabeza del observador (P) hasta el punto de medición; el ángulo (α) se obtiene con el clinómetro. Para obtener la altura total del árbol se debe agregar la altura (P) de la persona que realiza la medición. Las fórmulas para medir la altura (h) de árboles con distancias conocidas son las siguientes:

$$h = 15m * \text{Tan } \alpha + P \quad h = 20m * \text{Tan } \alpha + P$$

donde:

h = altura total

$\text{Tan } \alpha$ = tangente de un ángulo

P = altura de la persona que realiza la medición

Diámetro

El diámetro del tronco de un árbol es uno de los parámetros de mayor uso para estudios de ecología vegetal. El diámetro consiste en determinar la longitud de la recta que pasa por el centro del círculo y termina en los puntos en que toca toda la circunferencia (Romahn de la Vega et al., 1994). Esta medida sirve, a su vez, para medir el área basal y el



volumen del tronco de los árboles. También, mediante el diámetro es posible medir el crecimiento de las plantas, haciendo medidas repetidas cada determinado tiempo. El diámetro de los árboles se mide a una altura de 1.3 m de la superficie del suelo (DAP=diámetro a la altura del pecho) utilizando una cinta diamétrica. También, es posible medir el diámetro con una forcípula o con una cinta métrica. La forcípula mide el diámetro directamente, mientras que la cinta métrica mide el perímetro, a partir del cual se puede calcular el diámetro. Cuando se mide el perímetro el cálculo para transformar a diámetro es el siguiente:

$$D = \frac{P}{\pi}$$

donde:

D = diámetro

P = perímetro o circunferencia

π = 3.14159226

Es usual hacer medidas repetidas del diámetro a través del tiempo, especialmente cuando se tienen instaladas parcelas permanentes de medición. En estos casos, es muy importante marcar exactamente el lugar donde se midió y se debe realizar con pintura al aceite de buena calidad. También, es mejor hacer mediciones repetidas en la misma época de cada año, ya que los árboles tienen incrementos distintos según la época.



Densidad

La densidad es un parámetro que permite conocer la abundancia de una especie o una clase de plantas. La densidad (D) es el número de individuos (N) en un área (A) determinada: $D = N/A$. En el Cuadro 5 se muestra un ejemplo de la densidad por m^2 de especies de bejucos de un bosque seco de Bolivia.

Frecuencia

La frecuencia se define como la probabilidad de encontrar un atributo (por ejemplo una especie) en una unidad muestral y se mide en porcentaje. En otras palabras, este porcentaje se refiere a la proporción de veces que se mide en las unidades muestrales en relación a la cantidad total de unidades muestrales. En el método de intercepción de líneas, el cálculo se realiza mediante el registro de la presencia o ausencia de cada especie en cada línea de muestreo. La frecuencia absoluta, en este caso, sería el número total de registros de una especie en cada unidad muestral (Cuadro 5) y la frecuencia relativa sería la relación de los registros absolutos de una especie y el número total de registros de todas las especies (Cuadro 5). En el método de transectos o cuadrantes, la frecuencia relativa sería la relación de los registros absolutos de la presencia de una especie en los sub-transectos o sub-cuadrantes, en relación al número total de registros para todas las especies.



Cuadro 5. A continuación, se presenta un ejemplo de análisis de la cobertura, densidad y frecuencia de las especies de trepadoras muestreadas, por el método de cuadrantes, en el bosque semidecíduo pluviestacional de Las Trancas de Lomerío, Santa Cruz, Bolivia. En este caso, el análisis se muestra tanto para un bosque perturbado (P) y un bosque no perturbado (NP).

Especies	Cobertura (%)		Densidad (m ²)		Frecuencia absoluta		Frecuencia relativa (%)	
	P	NP	P	NP	P	NP	P	NP
<i>Alternanthera sp.</i>		40.0		1		2	0.0	0.7
<i>Amphilophium paniculatum</i>		1.0		0.25		1	0.0	0.3
<i>Aristolochia boliviensis</i>	15.0		0.25		1		0.4	0.0
<i>Arrabidaea fagoides</i>		45.0		2.25		2	0.0	0.7
<i>Clitostoma uleanum</i>	20.3		1.25		4		1.5	0.0
<i>Cydista decora</i>	10.0	2.8	0.5	1.25	1	5	0.4	1.7
<i>Forsteronia pubescens</i>	6.4	18.0	1.5	2.25	5	5	1.8	1.7
<i>Justicia ramulosa</i>	12.4	20.5	2.75	0.5	5	2	1.8	0.7
<i>Manaosella cordifolia</i>	30.0		0.25		1		0.4	0.0
<i>Monstera obliqua</i>	4.0	10.0	0.75	0.5	3	1	1.1	0.3
<i>Perianthomega vellozoi</i>	15.0		0.5		2		0.7	0.0
<i>Phaffia brachiata</i>		50.0		0.5		2	0.0	0.7
<i>Ruellia brevifolia</i>	1.0	4.0	0.25	0.75	1	3	0.4	1.0
<i>Asclepiadaceae sp. 1</i>	30.0		1.5		2		0.7	0.0
<i>Bignoniaceae sp. 2</i>		1.0		0.25		1	0.0	0.3
<i>Bignoniaceae sp. 3</i>	20.0		0.25		1		0.4	0.0



La fórmula general de la frecuencia relativa es: $FR = (a_i/A)*100$, donde: **a** es igual al número de apariciones de una determinada especie, y **A** es igual al número de apariciones de todas las especies.

Patrones de dispersión.- La frecuencia está relacionada con el patrón de dispersión que tienen los individuos; este patrón puede ser uniforme, agregado o aleatorizado. El patrón uniforme se refiere a cuando los individuos de una especie aparecen en la mayoría o en todos los muestreos. El patrón agregado es producto de la dispersión de individuos en grupos (Figura 8). El patrón de dispersión aleatorizado es cuando los individuos tienen la misma probabilidad de ser muestreados. En muchos casos, se utilizan índices que orientan el patrón de dispersión de los individuos muestreados. La fórmula es la siguiente:

$$CD = \frac{s^2}{\bar{X}}$$

donde:

CD = Coeficiente de dispersión

s^2 = Varianza

\bar{X} = Promedio

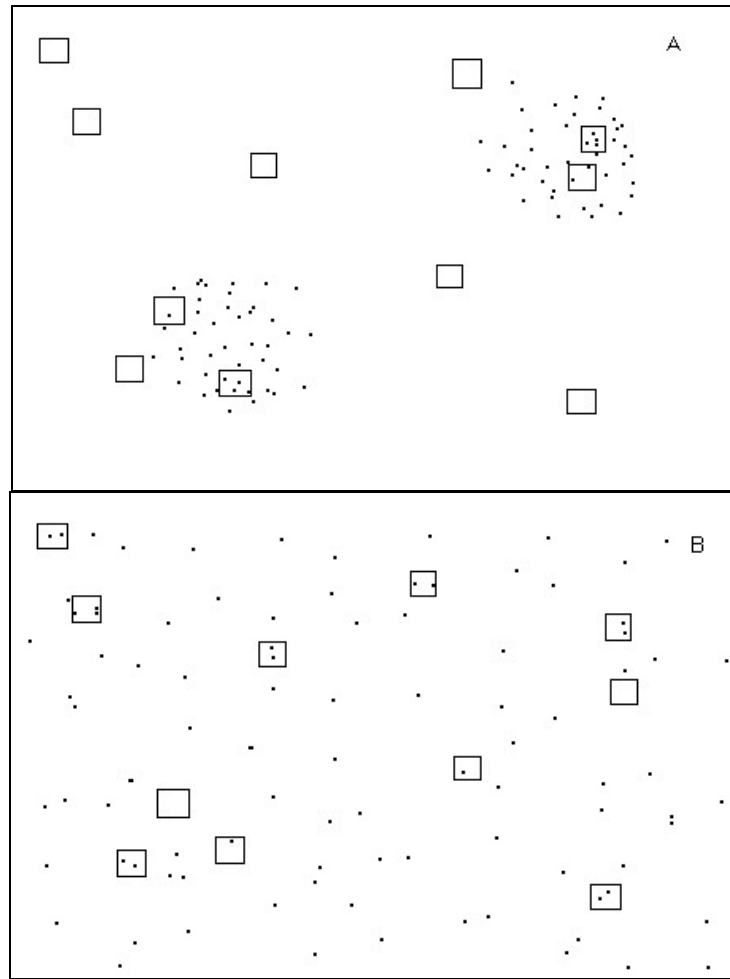


Figura 8. Representación gráfica de los patrones de distribución de las especies de plantas. A) Distribución agregada, B) Distribución uniforme



Cuando el coeficiente de dispersión es mayor a 1, éste indica que la dispersión es agregada; cuando el valor es igual a 1, indica que la distribución es uniforme (distribución de Poisson); y cuando el coeficiente de distribución es menor a 1, indica que la distribución es aleatorizada (distribución normal).

La frecuencia depende del tamaño muestral y de la abundancia de las especies. En el primer caso, al incrementar el tamaño muestral se aumenta la probabilidad de encontrar el atributo considerado. En el segundo caso, al haber mayor número de individuos, también aumenta la posibilidad de encontrar un individuo dentro de la unidad muestral.

Cobertura

La cobertura ha sido utilizada para medir la abundancia de especies cuando la estimación de la densidad es muy difícil, pero principalmente la cobertura sirve para determinar la dominancia de especies o formas de vida (Matteucci y Colma, 1982). La cobertura es muy usada con especies que crecen vegetativamente, como por ejemplo los pastos y algunos arbustos.



Para intercepción de puntos la cobertura relativa (Cr) se calcula de la siguiente forma:

$$Cr = (Ni/Nt) \times 100$$

donde:

Ni = Número de registros de plantas de cierta forma de vida.

Nt = Número total de registros de todas las plantas

Para las líneas de intercepción, la cobertura relativa por especie se calcula por la siguiente fórmula:

$$CR = (Ie/It) \times 100$$

donde:

CR = Cobertura relativa por especie

Ie = Sumatoria de intercepción de cada especie

It = Sumatoria de intercepción de todas las especies

En el método de cuadrantes, la cobertura se obtiene en porcentajes (Cuadro 5).

También, es posible medir la cobertura del dosel de un bosque. Para este fin, se utilizan algunos instrumentos prácticos; como el densiometro (Figura 9) y la cámara fotográfica con lente "ojo de pescado" que capta fotografías con un ángulo de 180° (Figura 10). Otro instrumento, también útil se puede construir con una hoja de acetato; ésta se divide con un marcador indeleble,



en 25 cuadros de 3x3 cm y constituye un densiómetro casero de fácil utilización. Los tres tipos de instrumento son utilizados desde debajo del dosel. Cuando se quiere determinar las diferencias en cobertura del follaje en sitios con características distintas (por ejemplo: claros vs. bosque no perturbado, caminos) es muy fácil medir este parámetro.

Las fotografías con el lente “ojo de pescado” deben ser tomadas en horas de la madrugada o en días nublados, ya que el reflejo de la luz solar puede hacer subestimar la cobertura del dosel. Además, esta cámara debe estar colocada en dirección norte y nivelada. Posteriormente, las fotografías deben ser escaneadas para procesarlas con un determinado programa computacional. El programa CANOPY permite determinar el porcentaje de cobertura, así como el porcentaje de luz directa y difusa que entra en el lugar donde se toma la fotografía.

Area basal

El área basal es una medida que sirve para estimar el volumen de especies arbóreas o arbustivas. Por definición, el área basal es la superficie de una sección transversal del tallo o tronco de un árbol a una determinada altura del suelo (Matteucci y Colma, 1982). En árboles, este parámetro se mide obteniendo el diámetro o el perímetro a la altura del pecho (DAP a una altura de 1.3 m). En arbustos u otras plantas, que se ramifican desde la base, el diámetro o perímetro se toma a la altura del suelo.



Figura 9.



Densiómetro, un instrumento para medir la cobertura del dosel de los bosques. Este aparato, en la parte central, tiene 25 cuadros, en los que se debe estimar el número de cuadros cubiertos por la vegetación. Se debe seguir las especificaciones que tiene el instrumento. El espejo del densiómetro puede ser convexo o cóncavo.



Figura 10.



Cámara fotográfica con lente "ojo de pescado". Esta debe estar fijada en un trípode, para darle mayor estabilidad y conectada a un disparador de largo alcance.



La estimación del área basal se usa generalmente en los estudios forestales, puesto que con otros parámetros, como la densidad y altura, brindan un estimado del rendimiento maderable de un determinado lugar. Cuando se tiene el DAP, el área basal (AB) para un individuo se obtiene de la siguiente manera:

$$\text{AREA BASAL} = p(D^2/4)$$

donde:

p = 3.141592

D = diámetro a la altura del pecho

Para facilitar el cálculo del área basal, utilizando el diámetro, ésta es equivalente a $0.7854 \cdot D^2$. Cuando se conoce la circunferencia (C) de un tronco, el área basal se puede calcular de la siguiente forma: $AB = C^2/p/4$.

El área basal se puede estimar, rápidamente, mediante un relascopio o un prisma. El relascopio de Bitterlich se puede construir con una vara de 1 m de largo y una pieza transversal colocada al extremo de ésta. El observador sujeta la vara, con la pieza transversal en el extremo opuesto, y mira cada tronco situado alrededor del punto escogido de observación. Se lleva la cuenta de todos los árboles cuyo fuste se observa en la mira y cuyo diámetro excede el ancho de la pieza transversal del relascopio. No se toman en cuenta los árboles de tamaño menor a dicha pieza. El área basal, en m^2/ha , es equivalente al número de



especies contadas dividido por dos. El área basal se puede calcular, también, mediante un prisma. Este funciona sobre la base del mismo principio que el relascopio de Bitterlich, pero no requiere la vara. El observador mira los árboles, simultáneamente, a través del prisma y de forma directa; la parte inferior del tronco aparece completa o parcialmente desplazada de la parte superior. Si las imágenes no están completamente desplazadas, se cuenta el árbol observado. El número de árboles contados se multiplica por el factor de área basal (usualmente 10), que depende del ángulo del prisma. Puesto que los prismas generalmente se fabrican en los Estados Unidos, las unidades de cálculo del área basal se expresan en pie²/acre. Para convertir esta unidad a m²/ha, se divide por cuatro.

Para el muestreo con ambos métodos (relascopio o prisma), es necesario tener en cuenta ciertos puntos. Primero, no es posible estimar la densidad de árboles con ninguno de los dos métodos, sino sólo el área basal. Se puede obtener el área basal por especie, registrando ésta última para cada árbol contado. Es importante recordar que el método no implica el uso de parcelas fijas. La inclusión de cada árbol en la muestra dependerá de su diámetro y distancia desde el punto de muestreo. Por consiguiente, los árboles que estén lejos del observador podrán incluirse también en la muestra, si su diámetro es grande. Puesto que una buena visibilidad de los árboles que rodean el punto de muestreo es crucial para el observador, este método no funciona bien en bosques con dosel denso que obstruye la vista. El observador



debe seleccionar, también, un diámetro mínimo para la inclusión de árboles a la muestra. Este típicamente corresponde a un DAP de 10 ó 20 cm. Finalmente, para escoger los puntos de muestreo, éstos deberán estar suficientemente separados como para evitar el muestreo repetido del mismo grupo de árboles. Usualmente, una separación de 50 m será adecuada para evitar muestrear dos veces los mismos árboles. Los puntos de muestreo deben ubicarse a lo largo de transectos, pero tanto los primeros como los segundos deberán localizarse al azar y ser suficientes, numérica y espacialmente, para garantizar una estimación precisa y no sesgada del bosque a muestrearse.

Volumen de madera de troncos

Este parámetro es muy utilizado por los profesionales forestales para determinar la cantidad de madera, de una o varias especies existente en un determinado lugar. El volumen de la madera cosechable se obtiene a partir de el área basal y la altura comercial o total del tronco de un árbol. El tronco generalmente tiene forma cónica y, por lo tanto, es necesario tomar en cuenta esto para lograr mayor exactitud en su cálculo. De forma general, el volumen se calcula de la siguiente forma:



$$Vol = AB * h$$

donde:

Vol = Volumen del tronco
AB = Area basal del tronco
h = Altura total del tronco

Cuando es posible medir el área basal de ambos extremos del tronco, la fórmula a utilizarse es la siguiente:

$$Vol = \frac{AB_1 + AB_2}{2} * h$$

$$Vol = AB * h * 0.7$$

donde:

Vol = Volumen del tronco
AB₁ = Area basal del extremo inferior del tronco
AB₂ = Area basal del extremo superior del tronco
h = Altura total del tronco
AB = Area basal del extremo inferior del tronco



Indices para Evaluar la Vegetación

Los índices han sido y siguen siendo muy útiles para medir la vegetación. Si bien muchos investigadores opinan que los índices comprimen demasiado la información, además de tener poco significado, en muchos casos son el único medio para analizar los datos de vegetación. Los índices que se mencionan en este libro son los más utilizados en el análisis comparativo y descriptivo de la vegetación.

Indices de diversidad

Antes empezar a explicar algunas características y cálculos de los índices de diversidad queremos diferenciar dos términos muy usados, parecidos y a veces confundidos, éstos son la riqueza de especies y la diversidad de especies. La riqueza se refiere al número de especies pertenecientes a un determinado grupo (plantas, animales, bacterias, hongos, mamíferos, árboles, etc.) existentes en una determinada área. En cambio, la diversidad de especies, en su definición, considera tanto al número de especies, como también al número de individuos (abundancia) de cada especie existente en un determinado lugar.

En la actualidad, estos índices son criticados porque comprimen mucha información que puede ser más útil si se analiza de manera diferente. A pesar de ello, los estudios florísticos y ecológicos recientes los utilizan como una herramienta para



comparar la diversidad de especies, ya sea entre tipos de hábitat, tipos de bosque, etc. Normalmente, los índices de diversidad se aplican dentro de las formas de vida (por ejemplo, diversidad de árboles, hierbas, etc.) o dentro de estratos (por ejemplo, diversidad en los estratos superiores, en el sotobosque, etc.). A una escala mayor, no es posible calcular índices de diversidad, ya que aparte de conocer las especies, es necesario conocer la abundancia de cada una de éstas.

Los índices de diversidad son aquellos que describen lo diverso que puede ser un determinado lugar, considerando el número de especies (riqueza) y el número de individuos de cada especie. Existen más de 20 índices de diversidad, cada uno con sus ventajas y desventajas. En este libro solo se mencionan los índices más importantes.

Índice de Shannon-Wiener.- Es uno de los índices más utilizados para determinar la diversidad de especies de plantas de un determinado hábitat. Para utilizar este índice, el muestreo debe ser aleatorio y todas las especies de una comunidad vegetal deben estar presentes en la muestra (Ver Cuadro 6). Este índice se calcula mediante la siguiente fórmula:



$$H' = -\sum Pi * \ln Pi$$

Donde:

H = Índice de Shannon-Wiener

P_i = Abundancia relativa

\ln = Logaritmo natural

El índice de Shannon-Wiener se puede calcular ya sea con el logaritmo natural (\ln) o con el logaritmo con base 10 (\lg_{10}), pero, al momento de interpretar y escribir los informes, es importante recordar y especificar el tipo de logaritmo utilizado.

Índice de Simpson.- El índice de Simpson es otro método utilizado, comúnmente, para determinar la diversidad de una comunidad vegetal (Para su cálculo ver Cuadro 7). Para calcular el índice de forma apropiada se utiliza la siguiente fórmula:

$$S = 1 / \sum \left(\frac{n_i (n_i - 1)}{N(N - 1)} \right)$$

Donde:

S = Índice de Simpson

n_i = número de individuos en la i ésima especie

N = número total de individuos



Comunidad 1

Cuadro 6.

Ejemplo del análisis de diversidad mediante el uso del índice de diversidad de Shannon-Wiener. AR(Pi) = Abundancia Relativa, H' = Índice de diversidad de Shannon-Wiener, E=Índice de equitatividad, t = "t" de Student.

Especies	Abundancia	AR(Pi)	Pi*LnPi
sp1	2	0.020	-0.0777
sp2	4	0.040	-0.1279
sp3	5	0.050	-0.1488
sp4	2	0.020	-0.0777
sp5	7	0.069	-0.1850
sp6	1	0.010	-0.0457
sp7	26	0.257	-0.3493
sp8	2	0.020	-0.0777
sp9	7	0.069	-0.1850
sp10	45	0.446	-0.3602
Total	101		-1.6349

Número de especies (S) = 10

Total de individuos (N) = 101

$$H' = -\sum Pi * \ln Pi$$

$$E = H' / \ln S$$

$$H'_1 = -(-1.6349) = 1.6349$$

$$E_1 = 1.6349 / \ln 10 = 0.710$$



Comunidad 1

Especies	Abundancia (n)	$(n_i(n_i-1))/N(N-1)$
sp1	2	0.0002
sp2	4	0.0012
sp3	5	0.0020
sp4	2	0.0002
sp5	7	0.0042
sp6	1	0.0000
sp7	26	0.0644
sp8	2	0.0002
sp9	7	0.0042
sp10	45	0.1960
N	101	0.2725

Cuadro 7.

Ejemplo de la utilización del Índice de Simpson, para determinar la diversidad de especies en dos comunidades de plantas (ficticias).

$$S = 1/0.2725$$

$$S = 3.66$$



Indices de similaridad

Los coeficientes de similaridad han sido muy utilizados, especialmente para comparar comunidades con atributos similares (diversidad Beta). Sin embargo, también son útiles para otro tipo de comparaciones, por ejemplo, para comparar las comunidades de plantas de estaciones diferentes o microsítios con distintos grados de perturbación (por ejemplo: bosque perturbado vs. bosque poco perturbado). Existen muchos índices de similaridad, pero, los índices más antiguos siguen siendo los más utilizados; entre éstos están el índice de Sorensen, índice de Jaccard y el índice de Morisita-Horn. Los índices de similaridad pueden ser calculados en base a datos cualitativos (presencia/ausencia) o datos cuantitativos (abundancia).

Índice de Sorensen.- Este índice es el más utilizado para el análisis de comunidades y permite comparar dos comunidades mediante la presencia/ausencia de especies en cada una de ellas. Como se observa en el Cuadro 8, los datos utilizados en este índice son de tipo cualitativos, de todos los coeficientes con datos cualitativos, el índice de Sorensen es el más satisfactorio.

Índice de Jaccard.- Es otro índice que utiliza datos cualitativos. Este índice es muy similar al de Sorensen (para su cálculo, ver el Cuadro 9).



Cuadro 8. Número de individuos para las especies de Leguminosas en tres lajas en la Chiquitanía de Lomerío, Santa Cruz. Para el cálculo del Índice de Sorensen se utilizan datos cualitativos de presencia/ausencia de cada especie en las dos comunidades a compararse.

Especies	Laja 1	Laja 2	Laja 3	Fórmula y cálculos
<i>Acacia</i> sp.	4	1	0	$IS = \frac{2C}{A+B} * 100$ <p>IS = Índice de Sorensen A = número de especies encontradas en la comunidad A B = número de especies encontradas en la comunidad B C = número de especies comunes en ambas localidades</p> <p>Ejemplo 1. ¿Cuál es la similaridad de especies entre la Laja 1 y la Laja 2?</p> $IS = \frac{2(11)}{16+13} * 100 = 75.8\%$ <p>Ejemplo 2. ¿Cuál es la similaridad de especies entre la Laja 1 y la Laja 3?</p> $IS = \frac{2(7)}{16+11} * 100 = 51.8\%$
<i>Acosmium cardenassi</i>	9	3	2	
<i>Amburana cearensis</i>	10	1	0	
<i>Anadenanthera macrocarpa</i>	19	15	4	
<i>Bauhinia rufa</i>	6	8	12	
<i>Caesalpinia pluviosa</i>	3	3	2	
<i>Centrolobium microchaete</i>	5	16	0	
<i>Chamaecrista</i> sp.	2	0	1	
<i>Clitoria falcata</i>	1	0	0	
<i>Copaifera chodatiana</i>	11	4	0	
<i>Enterolobium contortilisiquum</i>	3	0	0	
<i>Hymenaea courbaril</i>	7	2	10	
<i>Inga</i> sp.	0	1	0	
<i>Machaerium scleroxylon</i>	4	4	0	
<i>Machaerium</i> sp.	5	1	0	
<i>Mimosa</i> sp. 1	0	0	1	
<i>Mimosa</i> sp. 2	0	0	1	
<i>Mimosa xanthocentra</i>	0	0	8	
<i>Mimosa neptunioides</i>	12	0	3	
<i>Platymiscium ulei</i>	0	1	0	
<i>Platypodium elegans</i>	2	0	0	
<i>Senna</i> sp.	0	0	4	
Total de individuos	103	60	48	



Cuadro 9. Ejemplo de uso del índice de Jaccard para determinar la similaridad de especies entre dos comunidades de plantas. Los datos utilizados son los mismos del Cuadro 8.

Fórmula	Cálculos
$IJ = \frac{C}{A + B - C} * 100$ <p>IJ = Índice de Jaccard A = Número de especies en la comunidad A B = Número de especies en la comunidad B C = Número de especies comunes en ambas comunidades.</p>	<p>Para los ejemplos de utilizarán los datos mencionados en el cálculo de índice de Sorensen.</p> <p>Ejemplo 1: ¿Cuál es la similitud de especies entre la Laja 1 y Laja 2?</p> $IJ = \frac{11}{16 + 13 - 11} * 100 = 61.1\%$ <p>Ejemplo 2: ¿Cuál es la similitud de especies entre la Laja 1 y Laja 3?</p> $IJ = \frac{7}{16 + 11 - 7} * 100 = 35.0\%$



Índice de Morisita-Horn.- Este índice es calculado en base a datos cuantitativos. Del grupo de los índices basados en datos cuantitativos, este índice es el más satisfactorio (para su cálculo ver el Cuadro 10).

Índices de valor de importancia

El índice de valor de importancia es un parámetro que mide el valor de las especies, típicamente, en base a tres parámetros principales: dominancia (ya sea en forma de cobertura o área basal), densidad y frecuencia. El índice de valor de importancia (I.V.I.) es la suma de estos tres parámetros. Este valor revela la importancia ecológica relativa de cada especie en una comunidad vegetal. El I.V.I. es un mejor descriptor que cualquiera de los parámetros utilizados individualmente.

Para obtener el I.V.I., es necesario transformar los datos de cobertura, densidad y frecuencia en valores relativos. La suma total de los valores relativos de cada parámetro debe ser igual a 100. Por lo tanto, la suma total de los valores del I.V.I. debe ser igual a 300.

En el Cuadro 11 se presenta un ejemplo de cálculo del Índice de Valor de Importancia (I.V.I.). La interpretación de este ejemplo sería que en esta comunidad las especies más importantes son *Arrabidaea fagoides*, *Aspidosperma rigidum*, *Forsteronia pubescens* y *Anthurium plowmanii*. No siempre las especies que tienen un valor alto en alguno de los parámetros utilizados para determinar la importancia (cobertura,



densidad, frecuencia), son más importantes. Por ejemplo *Phaffia brachiata* y *Alternanthera* sp. tienen la cobertura más alta en este muestreo. Si solo se considera la cobertura, estas especies deberían ser las más importantes; pero el I.V.I. indica lo contrario. En el caso de *Cydista decora*, que tiene una frecuencia relativa alta, su valor de importancia tiende a bajar debido a que su cobertura y densidad son bajas.

Muchas veces no se tiene información o no es posible medir los tres parámetros utilizados para calcular el Índice de Valor de Importancia. En estos casos, se debe sumar los valores de dos parámetros, cualquiera sea la combinación.



Cuadro 10. Ejemplo para el uso del índice de Morisita-Horn para determinar la similitud de especies de plantas entre dos comunidades. Los datos utilizados son los mismos del Cuadro 8.

Fórmula	Cálculos
$IM = \frac{2 \sum (DN_i * EN_i)}{(da + db)aN * bN} * 100$ <p> <i>aN</i> = Número de individuos en la localidad A <i>bN</i> = Número de individuos en la localidad B <i>DN_i</i> = Número de individuos de la <i>i</i>-ésima especie en la localidad A <i>EN_i</i> = Número de individuos de la <i>i</i>-ésima especie en la localidad B </p> $da = \frac{\sum DN_i^2}{aN^2}$ $db = \frac{\sum EN_i^2}{bN^2}$	<p>Para realizar los cálculos con este índice, se utilizarán los mismos datos de los anteriores índices.</p> <p>Ejemplo 1. ¿Cuál es la similitud de especies entre la Laja 1 y Laja 2?</p> <p>Primero calculamos los valores de $\sum (DN_i * EN_i)$, <i>da</i> y <i>db</i>:</p> $\sum (DN_i * EN_i) = (4*1+9*3+10*1+19*15+.....+0*1+2*0+0*0) = 542$ $da = (4^2+9^2+10^2+19^2+6^2+3^2+5^2+2^2+1^2+.....+12^2+0^2+2^2+0^2)/103^2 = 0.0943$ $db = (1^2+3^2+1^2+15^2+8^2+3^2+16^2+0^2+.....+0^2+1^2+0^2+0^3)/60^2 = 0.1677$ $IM = \frac{2(542)}{(0.0943 + 0.1677)(103 * 60)} * 100 = 64.7\%$



Cuadro 11. Ejemplo del cálculo del Índice de Valor de Importancia (I.V.I.) para las especies de plantas de una región del bosque de Lomerío. Los valores de I.V.I. en negrita hacen mención a las especies más importantes.

Especies	Cobertura (%)	Densidad (#/m ²)	Cobertura relativa (%)	Densidad relativa (%)	Frecuencia relativa (%)	I.V.I.
<i>Alternanthera</i> sp.	40.0	1	13.6	6.0	4.7	24.2
<i>Amphilophium paniculatum</i>	1.0	0.25	0.3	1.5	2.3	4.2
<i>Anthurium plowmanii</i>	12.4	2.5	4.2	14.9	11.6	30.8
<i>Arrabidaea fagoides</i>	45.0	2.25	15.3	13.4	4.7	33.4
<i>Aspidosperma rigidum</i>	13.7	2.5	4.7	14.9	11.6	31.2
<i>Begonia cucullata</i>	10.0	0.25	3.4	1.5	2.3	7.2
<i>Cydista decora</i>	2.8	1.25	1.0	7.5	11.6	20.0
<i>Forsteronia pubescens</i>	18.0	2.25	6.1	13.4	11.6	31.2
<i>Justicia ramulosa</i>	20.5	0.5	7.0	3.0	4.7	14.6
<i>Monstera obliqua</i>	10.0	0.5	3.4	3.0	2.3	8.7
<i>Phaffia brachiata</i>	50.0	0.5	17.0	3.0	4.7	24.6
<i>Ruellia brevifolia</i>	4.0	0.75	1.4	4.5	7.0	12.8
Bignoniaceae sp. 2	1.0	0.25	0.3	1.5	2.3	4.2
Bignoniaceae sp. 5	10.5	0.5	3.6	3.0	4.7	11.2
Bignoniaceae sp. 6	5.0	0.25	1.7	1.5	2.3	5.5
Bignoniaceae sp. 7	20.0	0.25	6.8	1.5	2.3	10.6
Bignoniaceae sp. 8	10.0	0.25	3.4	1.5	2.3	7.2
Bignoniaceae sp. 10	10.0	0.5	3.4	3.0	4.7	11.0
Bignoniaceae sp. 11	10.0	0.25	3.4	1.5	2.3	7.2
Total	293.9	16.75	100.0	100.0	100.0	300.0



Diagramas de Perfil

Los diagramas de perfil son descripciones estrictamente fisonómico-estructurales que describen comunidades vegetales de flora poco conocida (Matteuci y Colma, 1982). Los diagramas de perfil representan fotografías del perfil de una vegetación, sea de forma horizontal o vertical.

La estructura vertical se refiere a la disposición de las plantas de acuerdo a sus formas de vida en los diferentes estratos de la comunidad vegetal. La estructura horizontal se refiere a la cobertura del estrato leñoso sobre el suelo (Matéuci y Colma, 1982). La estructura vertical y horizontal son fácilmente visualizadas en diagramas gráficos. En cada una de las unidades de estudio, se realiza un levantamiento de la vegetación en superficies de 50 x 10 m, aunque no es una regla, con la finalidad de elaborar los diagramas de perfil (Figura 11). El levantamiento se puede efectuar a partir de cualquier clase diamétrica o altura y generalmente, se describe la forma y proyección de la copa en el suelo.

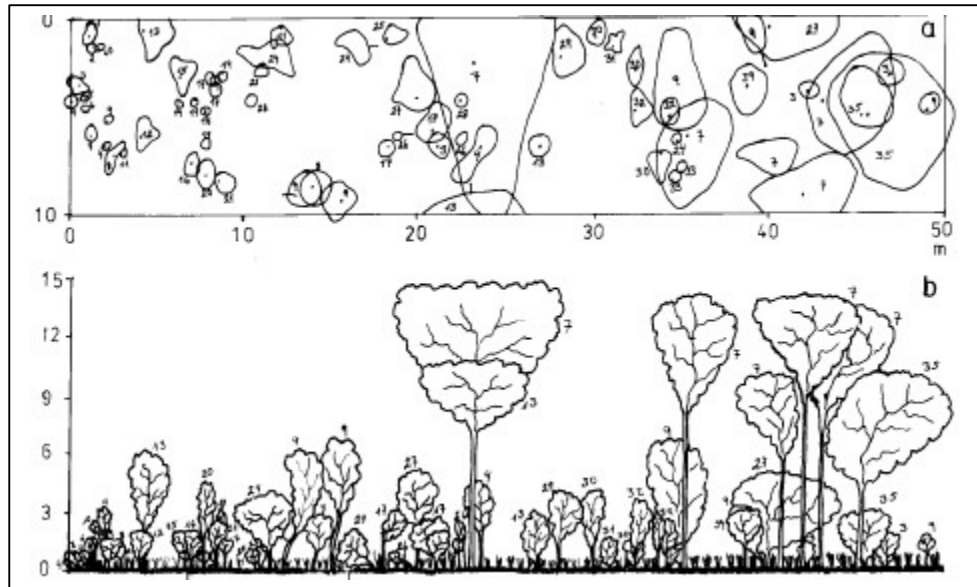


Figura 11. Diagrama de perfil de vegetación del Cerrado en el Parque Nacional Noel Kempff Mercado; a) perfil horizontal, b) perfil vertical. Nótese que la superficie muestreada para realizar este perfil es de 50x10 m. Los números en cada árbol deben coincidir con los números asignados a cada especie (Mostacedo y Killeen, 1997).



Clasificación de los Árboles en Función a las Clases de Copas

La posición de la copa se refiere a la posición de ésta respecto a su exposición a la luz solar. Este parámetro de medición de los árboles sirve para determinar la estructura del bosque y la posición en la que se encuentran las especies dentro del bosque. De acuerdo a este parámetro, los árboles se pueden clasificar en árboles emergentes, dominantes, codominantes, intermedios y suprimidos (Dawkins, 1958)(Figura 12).

Arboles emergentes.- En este caso, la parte superior de la copa esta totalmente expuesta a la luz vertical y libre de competencia lateral, al menos, en un cono invertido de 90° con el vértice en el punto de la base de la copa.

Arboles dominantes.- También denominados “árboles con plena iluminación superior” que tienen la copa superior expuesta, plenamente, a la luz vertical, pero adyacente a otras copas de igual o mayor tamaño.

Arboles codominantes.- Son aquellos en los que la parte superior de la copa está expuesta a la luz vertical o parcialmente sombreada por otras copas.

Arboles intermedios.- Son aquellos que tienen la parte superior de la copa totalmente sombreada, pero que está expuesta a la luz lateral directa debido a un claro o borde del dosel superior.

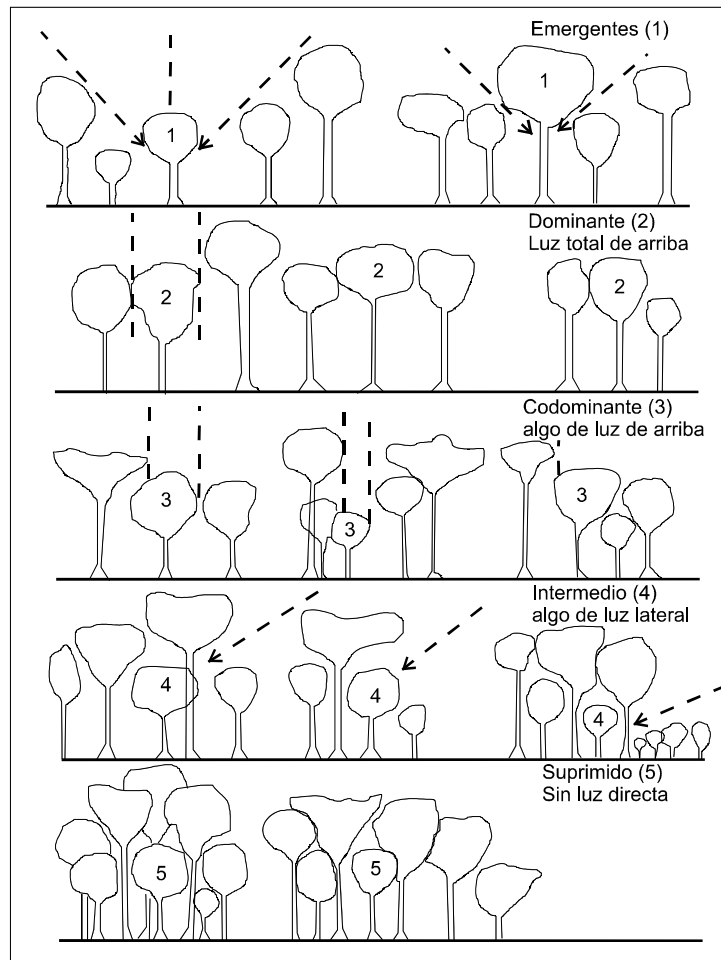


Figura 12. Representación gráfica de las formas de posición de copa.



Arboles suprimidos.- También denominados como “árboles con ausencia de luz”, se encuentran ubicados totalmente debajo del dosel, de modo que no reciben luz directa, sino algo de luz difusa.

Infestación de Bejucos

Los bejucos son importantes en los trópicos, ya que determinan la estructura y composición de ciertos tipos de bosque (Appanah et al., 1994). Por otro lado, los profesionales forestales y silvicultores, consideran estas plantas como malezas que perjudican el desarrollo y crecimiento de los árboles (Appanah et al., 1994; Contreras et al., 1999). Por estas razones, la medición cualitativa del grado de infestación de bejucos es un dato muy importante en los inventarios florísticos y forestales. Según Lowe y Walkey (1977) el grado de infestación de bejucos se puede clasificar en: 1) libre de bejucos, 2) presencia de bejucos en el fuste, 3) presencia leve de bejucos en el fuste y la copa, y 4) presencia completa de bejucos en el fuste y la copa (Figura 13). En los análisis, generalmente, se obtienen porcentajes para cada grado de infestación de bejucos, ya sea para el total de árboles o para determinadas especies.

Fenología de Plantas

La fenología, definida como el estudio de la variación temporal de los ciclos reproductivos, es una parte muy importante en el estudio ecológico de las plantas y de los bosques en general. Los estudios fenológicos permiten conocer los patrones de floración, fructificación y dispersión de semillas de especies de interés. Esta información



puede ser muy importante para el manejo de los recursos naturales, principalmente en lo que se refiere al manejo forestal de especies maderables, y para la vida silvestre.

Para los estudios fenológicos a nivel de comunidades, generalmente se considera un grupo grande de especies para identificar los patrones fenológicos de un determinado tipo de bosque. La información básica para este tipo de estudio se colecta de muestras de herbario (ver por ejemplo; Ibarra-Manríquez et al., 1991; Borchert, 1995), ya que en la mayoría de los casos los datos tomados son cualitativos.

Para los estudios fenológicos poblacionales, usualmente, es necesario tener información sobre la frecuencia (número de ciclos por año con respecto a una fase), regularidad (variabilidad en espacios de las fenofases o ciclos), duración (espacio de tiempo de cada ciclo o fenofase), amplitud (intensidad o cantidad de la fenofase) y sincronía (ocurrencia simultánea de una fenofase) de una fase fenológica. (Newstron y Frankie, 1994)

El número de individuos debe ser lo suficiente (mínimo 5) como para determinar la sincronía y la amplitud entre individuos. En especies dioicas el número de individuos a evaluarse debe ser mayor. Asimismo, un año de evaluación se considera como mínimo para determinar la frecuencia y regularidad de una determinada fenofase; para especies con floración supra-anual es necesario evaluar más de dos años (Newstron y Frankie, 1994). Para determinar la duración en cada fenofase, se deben intensificar las evaluaciones.

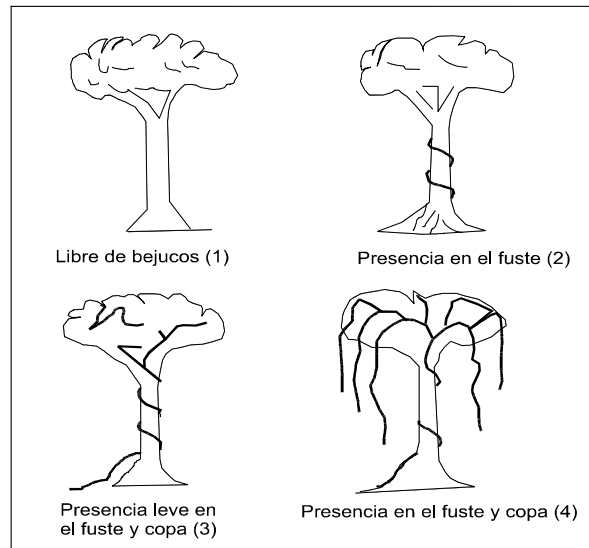


Figura 13. Diagramas del grado de infestación de bejucos (gráfica superior). La fotografía de la izquierda es un árbol de *Hymenaea parvifolia* en Pando, libre de bejucos (grado 1); la fotografía de la derecha es un árbol de *Bertholletia excelsa* con presencia de bejucos con más del 50% tanto en el fuste como en la copa (grado 4).



En términos generales, evaluaciones cada 15 o 30 días son aceptables para determinar la duración de cada fenofase; no obstante, es importante considerar que muchas especies de plantas tienen su ciclo de floración en un tiempo corto (menor a 30 días) y que es imprescindible evaluarlos durante tiempos muy cortos (por ejemplo: *Tabebuia ochracea*, *Arrabidaea florida*, *Arrabidaea patellifera*; ver Gentry, 1974).

Las fases fenológicas que generalmente se utilizan para registros se especifican en el Anexo 4. Los datos que se toman en el campo son el porcentaje (expresado en categorías) de cada fenofase que ocurre en un determinado tiempo.

Los análisis que frecuentemente se realizan son sobre la relación entre la ocurrencia de las diferentes fenofases y la época del año. En muchos estudios se elaboran gráficas como las que se encuentra en el ejemplo (Figura 14), a partir de las cuales se interpretan los resultados resaltando las épocas de máxima y mínima floración o fructificación. A nivel de especies, es posible analizar la época, sincronía entre individuos, duración y amplitud de cada fenofase. En la Figura 15, se muestra la duración, la amplitud, y la época de floración y fructificación de *Calycophyllum multiflorum*.

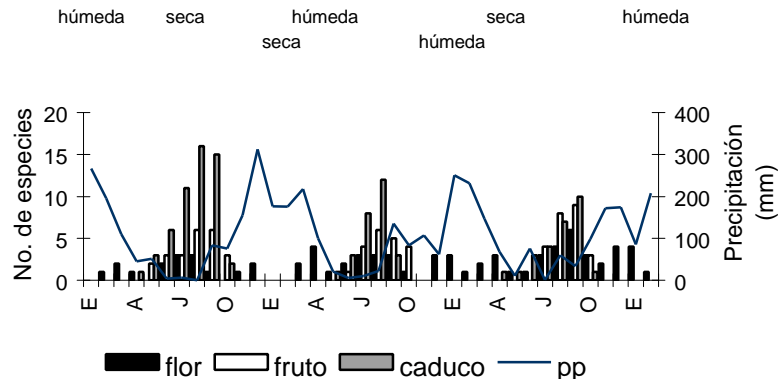


Figura 14. Número de especies en floración, fructificación y caída de hojas, durante tres años, en el bosque seco de Lomerío, Santa Cruz, Bolivia. En esta gráfica se tomaron en cuenta 39 especies arbóreas. La precipitación es una información muy útil que se puede relacionar con las fenofases (Fuente: Justiniano y Fredericksen, 2000).

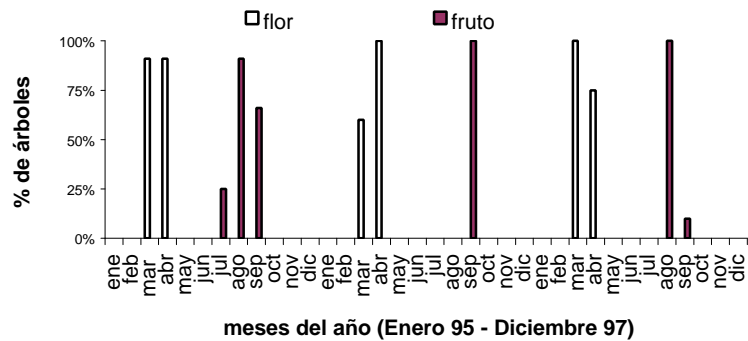


Figura 15. Floración y fructificación de *Calycophyllum multiflorum* (N=10) en un bosque seco del Departamento de Santa Cruz. Se puede observar que esta especie tiene una floración anual continua y sincrónica. Al parecer, la floración de esta especie está regulada por el fotoperiodo (Justiniano, 2000).



Métodos para Evaluar la Sucesión Vegetal

El estudio de la sucesión vegetal documenta los cambios existentes en la vegetación a través del tiempo. Estos cambios generalmente se producen a partir de una perturbación marcada del bosque. La sucesión originada en áreas donde anteriormente existía otro tipo de vegetación se denomina sucesión secundaria y aquella sucesión ocurrida en áreas donde anteriormente no existía vegetación, se denomina sucesión primaria. Los estudios de sucesión vegetal pueden ser de dos clases: estudios realizados en la misma área y estudios de comparación de áreas aledañas (Mueller-Dombois y Ellenberg, 1974).

Estudios en la misma área

Los estudios en la misma área pueden ser realizados en parcelas permanentes o utilizando fotografías aéreas de diferentes épocas. En las parcelas permanentes se pueden marcar los individuos de cada especie, a los cuales se puede medir su diámetro y altura. Cada cierto tiempo (por ejemplo cada 1 o 5 años), se puede realizar la remediación. El resultado final que se espera obtener, son los cambios en la composición y estructura en una determinada región, a partir de un lugar perturbado (sucesión secundaria).

La comparación de fotografías aéreas de un mismo lugar es muy útil para determinar los cambios sucesionales de la vegetación a gran escala. Usualmente, este método se basa en los cambios estructurales de la vegetación, pero tiene



limitaciones para comparar abundancias o dominancias de ciertas especies.

Ambos métodos tienen la gran desventaja de que se realizan en períodos largos de tiempo, si bien sus ventajas radican en el hecho de que los cambios en la vegetación pueden ser medidos con bastante precisión.

Estudios de comparación de áreas aledañas

Muchos investigadores no tienen la posibilidad de evaluar, por un largo tiempo, los cambios sucesionales de la vegetación. Para ello, dentro del diseño de muchos estudios se ha tratado de incluir tratamientos con todas las edades sucesionales posibles dentro de una misma área. La limitante para evaluar la sucesión en áreas aledañas con distintas edades, es el conocimiento exacto del tipo y tiempo de perturbación de cada tratamiento o etapa sucesional. Además, el área de estudio debe ser lo más homogénea ya sea en cuanto al tipo de suelo, pendiente, humedad y otros factores que puedan influir en la mala interpretación de los resultados. El método consiste en seleccionar áreas, en distintos lugares cercanos entre sí, con diferentes edades sucesionales. En estas áreas, se pueden medir desde la cantidad de semillas que germinan o se dispersan, hasta el número de individuos, la composición y la estructura existentes en cada etapa sucesional.



Dispersión, Germinación y Banco de Semillas

Muestreo de la dispersión de semillas

La dispersión de semillas se refiere a la caída y transporte de semillas una vez que éstas se desprenden de la planta madre. Dependiendo de la forma y capacidad de dispersión, las semillas se distribuyen alrededor de la planta productora de manera distinta. Por ejemplo, las especies de plantas dispersadas por el viento se dispersan a grandes distancias de la planta madre, mientras que las especies que tienen auto-dispersión generalmente se dispersan a distancias cortas. Para las especies dispersadas por animales, las semillas pueden encontrarse tanto cerca como lejos de la planta madre, dependiendo de los agentes dispersores (que pueden separar las semillas de las otras partes del fruto o consumir totalmente el fruto y defecar las semillas en otro lugar distinto de donde lo consumieron).

Los patrones de dispersión de semillas, usualmente, son heterogéneos y difíciles de medir para especies dispersadas por animales; sin embargo, para especies dispersadas por el viento o por autodispersión, los patrones de dispersión son homogéneos y relativamente fáciles de medir. Generalmente, los árboles son los más estudiados por la facilidad de uso de trampas de semillas, si bien existen algunos estudios sobre la dispersión de semillas de hierbas y arbustos.



Lo primero que se debe tomar en cuenta para estudiar la dispersión de semillas a nivel poblacional, es ubicar individuos aislados en el bosque. Esto se hace con la finalidad de evitar la entrada de semillas de otros individuos. En especies que son muy abundantes y con buena dispersión, muchas veces es difícil hacer un muestreo eficiente. Por otro lado, dentro de cada especie existen variaciones en la dispersión de semillas, las cuales son influenciadas por la altura de los individuos y por el área de la copa; por ello es necesario tener un número representativo de individuos. Como mínimo, se debe seleccionar cinco individuos de cada especie.

Una vez seleccionados los individuos, se deben colocar las trampas alrededor de cada uno de éstos a determinadas distancias (Ver Figura 16). Es usual colocar las trampas en dirección a los principales puntos cardinales (este, oeste, norte y sud), con la finalidad de determinar la influencia del viento, principalmente en aquellas especies dispersadas por este medio. La distancia entre trampas es variable y depende de la capacidad de dispersión de las especies. Por ejemplo para *Cordia alliodora* las trampas se colocaron cada 6 m, hasta una distancia total de 30 m (Castro, no publ.); en cambio, para medir la dispersión de semillas de *Heliocarpus appendiculatus* las trampas se colocaron cada 10 m, hasta los 60 m (Mostacedo, 1998). Es útil colocar las primeras trampas a un metro de distancia.



Figura 16. Trampas para la caída de semillas dentro del bosque.



Una vez evaluada la cantidad de semillas encontrada en cada trampa, se puede determinar la amplitud de dispersión (distancia máxima que se dispersan las semillas), con la ayuda de algunos modelos no lineales. Los modelos utilizados son de tipo exponencial y puede utilizarse cualquiera que se acomode a la distribución del número de semillas, según la distancia. Un modelo fácil de interpretar es el que se utilizó en la Figura 17, que corresponde al exponente de una ecuación de una recta.

Por otro lado, también es posible muestrear las semillas a nivel de comunidad, con la finalidad de establecer diferencias en la abundancia de las distintas formas de dispersión. En estos casos, se pueden colocar trampas en distintos ambientes, pero que sean comparables. Por ejemplo, se puede determinar las variaciones en abundancia, tamaño de semillas, tipo de dispersión y composición de semillas entre bosque primario y bosque secundario, o entre bosques no perturbados y bosques perturbados (claros).

Muestreo y germinación de semillas en el campo

El banco de semillas es el conjunto de semillas encontradas en el suelo de un determinado lugar. Habitualmente, éste está conformado por semillas en latencia, semillas en proceso de germinación, semillas depredadas y semillas viejas y/o abortivas (Figura 18). Un buen estudio sobre banco de semillas debe incluir todos sus componentes, pero éstos se hacen más difíciles, a medi-

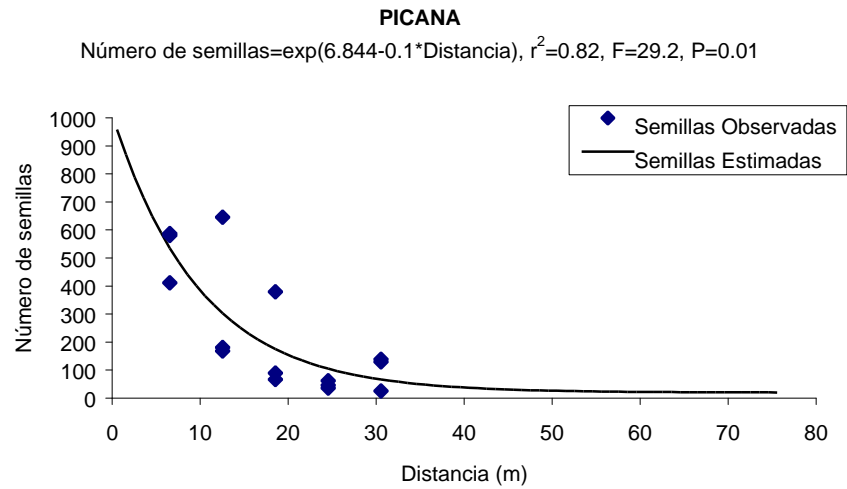


Figura 17. Uso de análisis de regresión no lineal para determinar la amplitud de dispersión de semillas en el campo. El modelo se ajusta más a los patrones de dispersión de especies dispersadas por el viento.

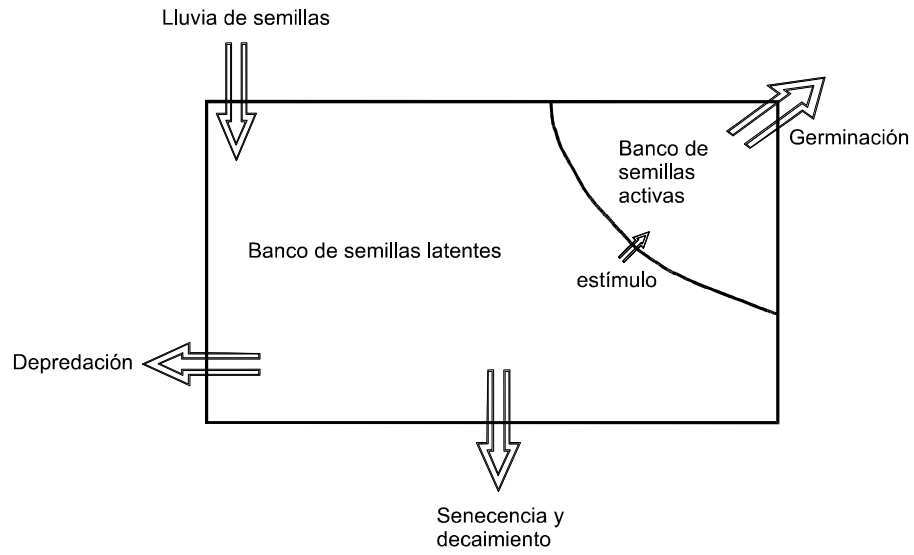


Figura 18. Representación gráfica de los componentes de la dinámica de semillas (modificado de Harper, 1977).



da que el tamaño de las semillas se reduce. Aunque no imposible, las semillas pequeñas en el suelo son más difíciles de ser encontradas, más aún, si se quiere estudiar todos sus componentes. En la mayoría de los casos, las semillas se confunden con las partículas y/o terrones de suelo. En este sentido, los estudios menos complicados son los de semillas con mayor tamaño y que estén en proceso de germinación.

La finalidad de muestreo del banco de semillas es determinar la disponibilidad de semillas viables, por ejemplo, en áreas con condiciones distintas dentro de un tipo de bosque. Muchos estudios han tratado de comparar el banco de semillas, ya sea a nivel de comunidad o de población, en ambientes contrastantes; por ejemplo claros naturales o artificiales con áreas no perturbadas, o bosques primarios con bosques secundarios.

El diseño de muestreo puede ser adaptado a un muestreo aleatorio o aleatorio estratificado. El número de repeticiones debe ser el necesario, aunque algunas veces es imposible cumplir con los requisitos estadísticos. El número adecuado de repeticiones por tratamiento puede ser entre seis a diez repeticiones. Dentro de cada repetición, debe existir un número determinado de submuestras (puede ser un número de diez submuestras).

La forma más práctica para muestrear el banco de semillas es mediante pequeñas muestras de suelo (generalmente extraídas con un cilindro de metal o PVC de 10 cm de diámetro por 10 cm de longitud)(Figura 19), que se colocan en



una bandeja con suelo esterilizado en condiciones de invernadero. Las semillas se deben regar diariamente y, cada cierto tiempo, se debe evaluar la cantidad y especies germinadas. Las plántulas se deben mantener hasta ser identificadas, sea a nivel de especie o familia (Figura 20).

En otros casos, se separan las semillas del suelo, y se realiza mediante el tamizado en seco o con agua. Este método presenta algunos problemas tales como el daño que se puede causar a las semillas en el secado o lavado, y la dificultad para la identificación taxonómica.

Pruebas de germinación de semillas en invernadero

La germinación de semillas es un dato muy importante para determinar la dinámica de semillas de una determinada especie. En muchos estudios, es necesario hacer algunas pruebas de germinación ya sea en el campo o en condiciones de invernadero. Para evitar la contaminación por semillas de árboles cercanos, el método más adecuado consiste en cubrir el lugar del experimento con una malla transparente, que permita la entrada normal de luz solar y la buena aireación. Cuando las semillas son grandes, también es posible marcar cada semilla colocada en el suelo, ya sea con hilo resistente o con pequeños alambres colocados en forma de estacas.



Figura 19.



Forma de extraer muestras de suelo para estudiar el banco de semillas. El tubo puede ser de PVC o metal y se golpea hasta que la parte superior quede al nivel del suelo.

Figura 20.



Plántulas en el invernadero, producto de la germinación de semillas obtenidas de las muestras del suelo de un bosque tropical lluvioso. Para colocar las muestras de suelo con banco de semillas se debe hacer en un sustrato.





Para evitar la contaminación por otras semillas del banco, el método más práctico consiste en el esterilizado de la tierra a utilizarse. Este se puede hacer mediante el uso de un autoclave por 30 minutos, a 15 atmósferas de presión, o agregando agua hirviendo al lugar donde se sembrarán las semillas. En condiciones de campo es imprescindible controlar la entrada externa de semillas, que suele ser una fuente de contaminación que evita obtener información fidedigna.

Las pruebas de germinación de semillas en el campo generalmente se realizan para determinar la viabilidad de semillas en relación a las variaciones de la cantidad de luz. De esta manera, en muchos experimentos se han utilizado ambientes contrastantes de luz, con la finalidad de establecer en que condiciones hay mejor respuesta de germinación.

En condiciones de invernadero, se deben proteger las semillas con malla milimétrica para evitar, también, las contaminaciones externas. Asimismo, el sustrato debe ser esterilizado o caso contrario deben provenir de lugares donde no existe la especie a estudiarse. Generalmente, las semillas se colocan en bandejas de plástico (por ejemplo 40x20x5 cm) con algunos agujeros que permitan el drenaje del suelo (Figura 20). El suelo debe ser de textura intermedia (franco, franco arenoso, franco arcilloso) y el riego debe ser cada dos días y en cantidades normales no mayor a su capacidad de campo. Cuando la humedad sea uno de los factores a evaluarse, el riego debe ser efectuado de acuerdo a un diseño específico. Para determinar el número de semi-



llas germinadas, las evaluaciones se deben realizar semanalmente. En algunas especies como el cuchí (*Astronium urundeuva*) y el curupaú (*Anadenanthera macrocarpa*) es necesario realizar evaluaciones cada 3 días, ya que la germinación de estas especies es muy rápida. Al contrario, en el azúcaró (*Spondias mombin*), la tara amarilla (*Centrolobium microchaete*), el toborochi (*Chorisia speciosa*) y la mayoría de las palmeras, las evaluaciones pueden ser cada 15 días, ya que la germinación es lenta.

Para realizar las evaluaciones de germinación de semillas, sea en el campo o en el invernadero, se puede utilizar el formulario que se encuentra en el Anexo 5. Al momento de registrar el número de individuos en cada evaluación, se debe marcar los individuos ya registrados o, caso contrario, eliminar los individuos registrados.

En la Figura 21 se observan dos ejemplos de los resultados finales de la evaluación de la germinación en condiciones de invernadero. Esta figura se basa en el número de individuos acumulados en relación al tiempo de evaluación.

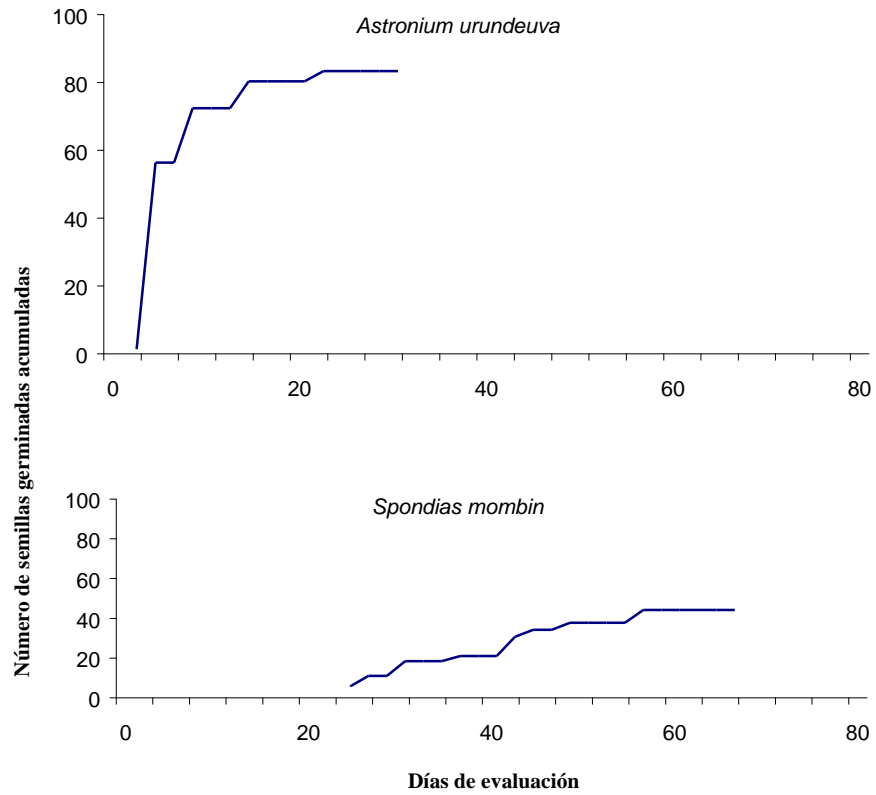


Figura 21. Ejemplo de la germinación de semillas, en condiciones de invernadero, de dos especies arbóreas en un bosque semidecíduo pluviestacional (N=100).



Referencias Bibliográficas

- Appanah, S., A. H. Gentry y J. V. LaFrankie. 1994. Liana diversity and species richness of Malaysian rain forest. *Journal of Tropical Forest Science*, 6(2): 116-123.
- Borchert, R. 1995. Phenology and flowering periodicity of neotropical dry forest species: evidence from herbarium collections. *Journal of Tropical Ecology*, 12: 65-80.
- Canfield, R. 1941 Application of the line-intercept method in sampling range vegetation. *Forestry*, 39: 388-396.
- Contreras, F., C. Leño, J. C. Licona, E. Dauber, L. Gunnar, N. Hager y C. Caba. 1999. Guía para la instalación de parcelas permanentes de muestreo (PPMs). Proyecto BOLFOR y PROMABOSQUE. Santa Cruz, Bolivia. 50 Pag.
- Cuello, N., T.J. Killeen, C.V. Antezana. 1991. Línea de intercepción, una metodología apropiada para el estudio de las sabanas tropicales. en: C. Miranda, D. Restrepo, y E. Castellano (Eds.). *Memoria del Curso de Vegetación y Ecología Tropical con un énfasis en los métodos*.
- Dawkins, H. C. 1958. The management of natural tropical high-forest with special reference to Uganda. Institute Paper No 34. Imperial Forestry Institute, Oxford. 155 Pag.



- Foster, B. R., N. C. Hernández, E., E. K. Kakudidi y R. J. Burnham. 1995. Un método de transectos variables para la evaluación rápida de comunidades de plantas en los trópicos. Manuscrito no publicado. Chicago: Environmental and Conservation Programs, Field Museum of Natural History; and Washington, D. C.: Conservation Biology, Conservation International.
- Gentry, H. A. 1974. Flowering phenology and diversity in tropical Bignoniaceae. *Biotropica*, 6(1): 64-68.
- Gentry, H. A. 1995. Diversity and floristic composition of neotropical dry forests. En: S. H. Bullock, H. A. Mooney y E. Medina (Eds.). Cambridge University Press. Pp. 146-194.
- Harper, L. J. 1977. *Population Biology of Plants*. Academic Press. New York. 892 pág.
- Ibarra-Manríquez, G., B. Sánchez-Garfías y L. González-García. 1991. Fenología de lianas y árboles anemócoros en una selva cálida-húmeda de México. *Biotropica*, 23(3): 242-254.
- Justiniano, M. J. y T. S. Fredericksen. 2000. Phenology of timber tree species in a Bolivian dry forest: implications for forest management. *Journal of Tropical Forest Science*, 12 (1): 174-180.
- Killeen, T. J., A. Jardim, F. Mamani, N. Rojas y P. Saravia. 1998. Diversity, composition and structure of a tropical semideciduous forest in the Chiquitanía region of Santa Cruz, Bolivia. *Journal of Tropical Ecology*, 14: 803-827.



- Lowe, R. G. y P. Walker. 1977. Classification of canopy, stem, crown status and climber infestation in natural tropical forest in Nigeria. *Journal of Applied Ecology*, 14(3): 897-903.
- Magurran, E. A. 1989. Diversidad ecológica y su medición. Ediciones Vedral. España. 200p.
- Matteucci, D. S. y A. Colma. 1982. Metodología para el estudio de la vegetación. Secretaría General de la Organización de los Estados Americanos, Washington, D. C. 168p.
- Mostacedo, B. y T. J. Killeen. 1996. Estructura y composición florística del Cerrado en el Parque Nacional "Noel Kempff Mercado", Santa Cruz, Bolivia. *Boletín de la Sociedad Botánica de México*, 60 : 25-43.
- Mueller-Dombois, D. y H. Ellenberg. 1974. Aims and methods of vegetation ecology. John Wiley & Sons. 547p.
- Newstrom, L.E. y G.W. Frankie. 1994. A new classification for plant phenology based on flowering patterns in lowland tropical rain forest trees at La Selva, Costa Rica. *Biotrópica*, 26(2): 141-159.
- Roman de la Vega, C. F., H. Ramírez M., J. L. Treviño G. 1994. Dendrometría. Universidad Autónoma de Chapingo. México. 353 pág.
- Smith, R.L. 1980. Ecology and Field Biology. 3ra. ed. New York, EE. UU. 664-695 pág.



Anexos



Anexo 1. Ejemplo de una hoja de datos para el muestreo de cuadrantes o transectos para el registro de la cobertura y abundancia de bejucos. En este caso, un muestreo se hizo en un bosque con perturbación y otro en un bosque sin perturbación. Las plantas muestreadas fueron menor a un metro de altura. Para un muestreo en transectos, se debe cambiar la forma de la unidad muestral (por ejemplo $4 \times 1 \text{ m} = 4 \text{ m}^2$), pero se pueden tomar los datos de la misma manera.

Lugar: Localidad: Las Trancas, Lomerío

Responsable: B. M.

Fecha: 21/Junio/99

Tamaño de la unidad muestral: $2 \times 2 \text{ m} = 4 \text{ m}^2$

Tipo bosque	Nº Cuadrante ó Transecto	Familia	Especie	Forma de vida	Nº Colecta	Cobertura	Abundancia
Perturbado	1	Acant	<i>Justicia ramulosa</i>	hierba		30	6
Perturbado	1	Acant	<i>Ruellia brevifolia</i>	hierba		1	1
Perturbado	1	Apocy	<i>Aspidosperma rigidum</i>	arbol		30	2
Perturbado	1	Apocy	<i>Aspidosperma rigidum</i>	arbol		10	1
Perturbado	1	Apocy	<i>Forsteronia pubescens</i>	trepadora		10	1
Perturbado	1	Arace	<i>Anthurium plowmanii</i>	hierba		20	1
Perturbado	1	Arace	<i>Monstera obliqua</i>	epifita		1	1
Perturbado	1	Bigno	<i>Clitostoma uleanum</i>	trepadora		20	2
Perturbado	1	Bigno	<i>Manaosella cordifolia</i>	trepadora		30	1
Perturbado	1	Bigno	sp. 30	trepadora	835	10	1
Perturbado	2	Acant	<i>Justicia ramulosa</i>	hierba		10	2
Perturbado	2	Acant	sp. 04	hierba	841	20	3
Perturbado	2	Apocy	<i>Aspidosperma rigidum</i>	arbol		20	2
Perturbado	2	Apocy	<i>Forsteronia pubescens</i>	trepadora		10	2
Perturbado	2	Arace	<i>Anthurium plowmanii</i>	hierba		30	3
Perturbado	2	Arace	<i>Anthurium plowmanii</i>	hierba		30	1
Perturbado	2	Arace	<i>Monstera obliqua</i>	epifita		10	1
Perturbado	2	Bigno	<i>Clitostoma uleanum</i>	trepadora		40	1
Perturbado	2	Bigno	<i>Perianthomega vellozoi</i>	trepadora		20	1



Tipo bosque	Nº Cuadrante ó Transecto	Familia	Especie	Forma de vida	Nº Colecta	Cobertura	Abundancia
Perturbado	2	Bigno	sp. 30	trepadora	835	1	1
Perturbado	3	Acant	<i>Justicia ramulosa</i>	hierba		1	1
Perturbado	3	Acant	sp. 04	hierba	841	40	3
Perturbado	3	Apocy	<i>Aspidosperma rigidum</i>	arbol		20	1
Perturbado	3	Apocy	<i>Forsteronia pubescens</i>	trepadora		10	1
Perturbado	3	Arace	<i>Anthurium plowmanii</i>	hierba		1	2
Perturbado	3	Arace	<i>Anthurium plowmanii</i>	hierba		20	3
Perturbado	3	Arace	<i>Monstera obliqua</i>	epifita		1	1
Perturbado	3	Bigno	<i>Clitostoma uleanum</i>	trepadora		1	1
Perturbado	3	Bigno	<i>Perianthomega vellozoi</i>	trepadora		10	1
Perturbado	3	Bigno	sp. 30	trepadora	835	1	1
Perturbado	4	Acant	<i>Justicia ramulosa</i>	hierba		1	1
Perturbado	4	Adian	<i>Adiantum</i> sp.	helecho	866	1	1



Anexo 2. Planilla para la toma de datos por el método de intercepción de líneas.

(1) Línea	(2) Posición	(3) Familia	(4) Especie	(5) Forma Vida	(6) Intercepción	(7) Observaciones

- (1) **línea:** se registra el número de la línea y el segmento muestreado.
- (2) **posición:** se registra el punto exacto donde se mide la intercepción de cada especie.
- (3) **familia, (4) especie:** se registra la familia, género o especie, cuando sean conocidos.
- (5) **forma de vida:** se registra las formas de vida de las especies de plantas (por ejemplo: árbol, arbusto, graminoide, trepadora, epífita, bromeliode).
- (6) **intercepción:** se registra la medida de la distancia o espacio sobre la línea, incluyendo ramas y hojas de plantas que tuvieran su origen lejos de ella. Cuando la distancia interceptada es muy pequeña, se le asigna un valor mínimo de 1 cm.
- (7) **observaciones:** se registra cualquier información adicional de interés para el estudio (número de voucher, características de la planta).



Anexo 3. Planilla para la toma de datos por el método de intercepción de líneas.

(1) Línea	(2) Posición	(3) Familia	(4) Especie	(5) Forma Vida	(6) Altura	(7) Observaciones

- (1) **línea:** se registra el número de la línea y el segmento muestreado.
- (2) **posición:** se registra el punto exacto donde se mide la intercepción de cada especie.
- (3) **familia, (4) especie:** se registra la familia, género o especie, cuando sea conocida.
- (5) **forma de vida:** se registra las formas de vida de las especies de plantas (por ejemplo: árbol, arbusto, graminoide, trepadora, epífita, bromelioide).
- (6) **altura:** se registra la altura de la planta donde toca alguna parte de la planta.
- (7) **observaciones:** se registra cualquier información adicional de interés para el estudio (número de voucher, características de la planta).



Anexo 4. Formulario para tomar datos fenológicos de plantas

RESPONSABLE TIPOS DE BOSQUE
LOCALIDAD OBSERVACIONES

ESPECIE	No PLACA	FECHA	HOJAS				FLOR		FRUTO		
			NUEVAS	MADURAS	AMARILLAS	SINCAIDAS	INICIO	PICO	VERDE	MARRON	DEHIS/MAD
<i>Clarisia racemosa</i>	1	Julio, 99	0	1	3	0	0	0	0	0	0
<i>Clarisia racemosa</i>	2	Julio, 99	1	3	1	0	0	0	3	2	0
<i>Clarisia racemosa</i>	3	Julio, 99	0	2	3	1	0	0	3	1	0
<i>Clarisia racemosa</i>	4	Julio, 99	0	1	3	0	0	0	1	3	1
<i>Clarisia racemosa</i>	5	Julio, 99	1	2	3	0	0	0	2	2	1
<i>Clarisia racemosa</i>	6	Julio, 99	1	3	2	0	0	0	3	1	1
<i>Dialium guianense</i>	1	Julio, 99	0	3	0	0	0	0	0	1	3
<i>Dialium guianense</i>	2	Julio, 99	0	3	0	0	0	0	0	1	3
<i>Dialium guianense</i>	3	Julio, 99	0	3	0	0	0	0	0	0	3
<i>Dialium guianense</i>	4	Julio, 99	0	3	0	0	0	0	0	0	3
<i>Dialium guianense</i>	5	Julio, 99	0	3	1	0	0	0	0	0	3

NOTA: Los valores fenológicos en este ejemplo son las categorías del porcentaje de cada fenofase en un individuo, de acuerdo a la siguiente clasificación: 0 = 0%, 1 = 1-15%, 2 = 16-80%, 3 = 80-100% (Modificado de Rivera y Borchert, Com. Pers.).



Anexo 5. Formulario para registrar datos sobre germinación de semillas. Con las semillas que germinan se pueden seguir dos procedimientos, a) eliminar las plántulas en cada evaluación, o b) marcar los individuos que aparezcan en cada evaluación.

Especies	Clave	Fecha siembra	Número de semillas sembradas	Número de semillas germinadas										Fin evaluación	Total número de semillas germinadas	% total de germinación
				Fecha												
