

MANUAL PARA LAS INVESTIGACIONES DE BIOLOGIA DE CAMPO

Segunda edición

**Instituto Smithsonian
de
Investigaciones Tropicales**

**Vicerrectoría de Investigación
y Postgrado
Universidad de Panamá**

Gregory S. Gilbert y Mónica Mejía Ch.
editores

con contribuciones originales de

**María Elena Bridarolli
James Dalling
Milton García
Gregory Gilbert
Manuel Guariguata
Kyle Harms
Elisabeth King
Mónica Mejía
Steven Paton
Rolando Pérez
Tara Robinson**

Panamá, República de Panamá

1996

Revisado en 2002

Agradecimientos

Gracias a Georgina de Alba y a toda la Oficina de Educación y Becas del Instituto Smithsonian de Investigaciones Tropicales (STRI) por su apoyo en muchos aspectos del Curso de Introducción a las Investigaciones de Biología de Campo y a la producción de este manual. Un agradecimiento especial al Smithsonian Educational Outreach Fund por proveer los fondos necesarios para iniciar este curso. Muchas gracias a Mir Rodríguez, Patricia Bermejo y Milton García por su ayuda editorial en varias partes del libro.

Contribuyentes

María Elena Bridarolli, Universidad Nacional de Rio Cuarto, Argentina

James Dalling, STRI (actualmente en University of Illinois, EE.UU.)

Milton García, STRI

Gregory Gilbert, STRI

Manuel Guariguata, STRI (actualmente CIFOR, Costa Rica)

Kyle Harms, Princeton University (actualmente en Louisiana State University, EE.UU.)

Elisabeth King, STRI

Mónica Mejía, STRI

Steven Paton, STRI

Rolando Pérez, STRI

Tara Robinson, University of Illinois, EE.UU.

TABLE DE CONTENIDO

Agradecimientos	2
Las metas del curso.....	5
Historia y estructura del curso	6
Requisitos del curso	11
Horario del curso.....	11
Artículos para llevar al curso.....	13
Seguridad en el campo.....	14
Breve guía para escribir en formato científico.....	15
Reglas y sugerencias de estilo para manuscritos científicos	18
Ejemplos de gráficos	20
Informe modelo	21
Cómo presentar una charla científica	24
Unas notas sobre el uso de las computadoras	25
Introducción a la estadística básica	26
Estadística Inferencial	35
Análisis de Datos de Frecuencia	43
Pruebas con Tablas de Contingencia	46
Valores Críticos de Chi-cuadrado ? ²	50
Clave dicótoma para pruebas estadísticas	53
Métodos de muestreo.....	55
Consideraciones generales	59
Cómo recolectar, registrar y organizar datos.....	60
Índices de diversidad.....	63
¿Cómo se miden los patrones de dispersión?.....	70
Métodos de colecta, manejo y descripción.....	75
Glosario de botánica.....	82
Introducción a las investigaciones de comportamiento.....	83
Niveles de análisis en investigaciones de comportamiento	88
Sendero interpretativo para las plantas leñosas	90
Lista de especies en orden alfabético.....	93

Métodos de censo para el estudio de los anfibios anuros	113
Investigación de la comunidad y densidad.....	124
Prueba de tinción con tetrazolio para la viabilidad de las semillas	126
Literatura recomendada.....	128
Indice de palabras claves	129

Las metas del curso

Por lo general, los biólogos han pasado muchas horas desde su niñez persiguiendo las hormigas guerreras por la hojarasca, llevando su imaginación a otras partes del mundo con una migración de mariposas, colectando semillas rojas, chocolates, negras, grises, blancas y verdes, determinando cuántos tipos de insectos viven en un solo charco, criando ranas de renacuajos, alimentando a peces para ver qué comen, y colectando picadas de garrapatas, coloradillas y zancudos, intentando ver qué tipo de pájaro canta así en el sotobosque. Para los niños, no hay límites en las preguntas que acompañan las observaciones; pero como niños no tenemos las herramientas para poder contestarlas.

Años después, en la universidad, aprendemos muchos "hechos" - frecuentemente respuestas a preguntas que nunca hicimos sobre miles de hechos, nombres, ciclos y teorías. Poco a poco, acumulamos los materiales necesarios para construir un biólogo.

Desafortunadamente, muchas veces estamos tan enfocados en los materiales que ignoramos las herramientas que requieren los biólogos. Las herramientas más importantes para los biólogos son las de unir las preguntas del niño con el conocimiento de los adultos. Las herramientas de observar y preguntar. Al fondo de todo en la biología se encuentran las observaciones de la naturaleza *en el campo*. Las **“observaciones”** dan a luz las **preguntas** y nuestro trabajo como biólogos es formular **hipótesis** apropiadas para éstas y saber cómo hacer más observaciones para probar las hipótesis. Nuestro papel más importante es **comunicar** las respuestas al mundo y ayudar a interpretarlas.

El Curso de Introducción a las Investigaciones de Biología de Campo, en Península Gigante, mejor conocido como el Curso de Gigante, fue ideado para brindar la oportunidad de observar, preguntar, investigar y comunicar fenómenos naturales en el bosque tropical húmedo y en las aguas asociadas. Como profesores en el curso, hemos visto que una fuente de información sobre varios aspectos básicos del trabajo de campo facilitará el aprendizaje de las técnicas más importantes de biología de campo. Este libro es producto de nuestras experiencias en Gigante y en otros bosques y debe complementarse con observaciones e investigaciones en el campo. Es una oportunidad para usar todos nuestros sentidos, para unir los "hechos" y teorías de los libros con los "hechos" del mundo natural y para desarrollar un juego de herramientas que sirva a cualquier futuro profesional. El curso brinda oportunidades a los biólogos - ¡aprovéchenlas!

Historia y estructura del curso

Tradición

El curso tiene sus raíces en la tradición de treinta años de cursos en biología tropical ofrecidos por la Organización de Estudios Tropicales en Costa Rica. El concepto central de los cursos de este estilo es "aprender al hacer" y se considera la voluntad e iniciativa de los propios estudiantes como las bases del curso. Como guías en el camino de biología de campo, instructores con experiencia en varios campos de investigación ayudan a los grupos de estudiantes a planificar, hacer, analizar y presentar proyectos de investigación de corto plazo. En lugar de aprender al leer u oír, aprenden haciendo.

Estructura

Las investigaciones de campo generalmente caen dentro de una o más de estas cuatro sub-disciplinas: **ecología de poblaciones y comunidades, comportamiento, fisiología y la teoría de la evolución**. En las investigaciones de poblaciones, consideramos la abundancia, densidad o distribución espacial de una sola especie. Bajo el título de comunidades, estudiamos la diversidad o estructura de varias especies en un hábitat, y las interacciones entre ellas. Los estudios de comportamiento se enfocan en los patrones de actividad de animales, entre otros, el comportamiento de alimentación, de sexualidad y de territorialidad. En la fisiología, investigamos la influencia del medio ambiente en las plantas y animales y la respuesta de los organismos.

Sede del curso

La Isla de Barro Colorado, junto con cinco penínsulas de tierra firme alrededor de la misma, constituyen el Monumento Natural de Barro Colorado (MNBC) (Figura 1). Desde el año 1990, la sede del curso es la Estación de Campo en una de estas penínsulas, la Península de Gigante, ubicada a unos 200 m al sur de la Isla de Barro Colorado. El MNBC está administrado por el Instituto Smithsonian de Investigaciones Tropicales. Por su historia de más de 75 años de investigaciones en la biología tropical, el MNBC es uno de los sitios biológicamente mejor conocidos en el mundo. Un libro muy útil para conseguir más información de la historia natural del MNBC es *Ecología de un Bosque Tropical* (Leigh et al. 1990). La Península Gigante tiene un área de aproximadamente 13 km² (Figura 2), cubierta principalmente por bosque secundario de 40 a 80 años, con una sección de bosque primario en una pendiente. La topografía es muy quebrada e incluye áreas pantanosas y áreas secas. Sus más de 15 km de senderos (Figura 2) están marcados cada 100 m con postes y placas. La estación tiene cuartos para trabajar y dormir, una cocina, duchas y electricidad por paneles solares. Las condiciones son rústicas, pero cómodas.

Figura 1. Mapa del Monumento Natural de Barro Colorado

Figura 2. Mapa de los senderos en la Península de Gigante, MNBC

Requisitos del curso

El requisito más importante es que cada estudiante aproveche todas las oportunidades que se presentan a lo largo del curso: las charlas, las caminatas, los proyectos de campo, las presentaciones, así como la utilización del tiempo libre para hablar sobre la ciencia y la naturaleza con otros estudiantes y con los instructores. Además, cada estudiante tiene las responsabilidades siguientes:

- (1) presentar un proyecto de grupo
- (2) escribir un informe de un proyecto de grupo,
- (3) presentar un proyecto individual y
- (4) escribir un informe de un proyecto individual

Los proyectos de grupo consisten de más o menos 5 estudiantes quienes trabajan con la ayuda de un instructor. Todos los estudiantes del grupo son responsables del proyecto de grupo: el expositor es solamente el vocero del mismo. Para los manuscritos, por lo menos uno o dos estudiantes del grupo deben leer y corregir un borrador del informe antes de dárselo a los coordinadores. Los proyectos individuales pueden ser hechos por una o dos personas. Cuando los proyectos tienen más de un autor, todos deben contribuir a la presentación y al informe. Los coordinadores o instructores darán comentarios de los borradores de todos los informes, los cuales deben ser usados para mejorar la entrega final. Todos los informes serán publicados en las memorias del curso.

Horario del curso

Aunque unos días se tendrán horarios diferentes, generalmente la rutina de un día empieza después de la cena. Después de comer, un instructor dará una charla sobre el tema del próximo día. Después de la charla, nos dividimos en tres grupos de cinco estudiantes, cada grupo con un instructor, para desarrollar el proyecto de campo del día siguiente. Nos despertamos para desayunar a las 6:00 a.m. y a las 6:30 a.m. los grupos deben estar en el campo haciendo sus proyectos. Almorzamos a las 12:30 p.m. y empezamos a analizar los datos a la 1:30 p.m. A las 4:30 p.m. en punto, nos reunimos para presentar los resultados a todo el curso y discutir los proyectos. Después hay tiempo libre hasta la cena a las 6:30 p.m. Para poder aprovechar al máximo el curso y para tener tiempo libre, es importante que todos cumplan con el horario. Cabe señalar que los instructores y conferencistas invitados son voluntarios, con mucho trabajo, que invierten su tiempo para brindarles un curso excelente. Otra razón más para aprovechar cada minuto.

Artículos para llevar al curso

La Estación Biológica en la Península de Gigante, cuenta con catres para dormir, baños modernos (con duchas de agua fría), una cocina (con cocineros) y sitios para trabajar. Tomamos agua clorinada de la Isla de Barro Colorado y tenemos electricidad de paneles solares 24 horas. Dormimos todos en dos cuartos grandes: no existen sitios privados. Por esta razón es muy importante pensar en tus vecinos para mantener el máximo espacio personal (físico y mental) posible.

El curso abastece todos los materiales necesarios para los proyectos de campo, presentaciones y otros requisitos del curso. Es responsabilidad de cada estudiante estar preparado para pasar muchas horas bajo condiciones muy variadas: sentado en el sotobosque mirando pájaros, tomando datos en la lluvia, pasando horas en una lancha bajo el sol o caminando kilómetros en la selva.

Cada estudiante debe llevar al curso los siguientes artículos:

- Sábanas
- Toalla
- Artículos de higiene personal
- Ropa de campo
- Ropa cómoda para la estación
- Linterna con pilas extras
- Calculadora
- Reloj
- Repelente para insectos
- Protector solar
- Sombrero
- Cantimplora
- Vestido de baño
- Botas para el campo
- Zapatillas
- Chancletas para estar cómodo en la estación
- Paraguas o impermeable

Adicionalmente, estas cosas serían muy útiles, pero opcionales:

- Brújula
- Navaja de bolsillo
- Binoculares
- Lupa
- Cámara fotográfica
- Guías de campo
- Almohada
- Materiales especiales para proyectos individuales
(preguntar a los coordinadores si ya existen en los equipos del curso)

Seguridad en el campo

El bosque tropical está lleno de maravillas biológicas y la probabilidad de encontrarse en situaciones peligrosas es muy baja; no obstante, es importante comportarse de una manera inteligente cuando se está en el campo y estar preparado para sorpresas. A continuación, detallamos unas sugerencias que contribuirán a que disfrutes de tus investigaciones en el campo con seguridad.

1. Avisa siempre a otras personas adónde vas y cuándo vas a regresar. Si no regresas una hora después de la hora indicada, las personas en la estación van a buscarte.
2. Cuando vayas al campo siempre lleva (1) agua, (2) brújula, (3) mapa, (4) navaja de bolsillo y (5) una linterna pequeña. Es muy importante saber usar la brújula y el mapa.
3. Si eres alérgico a abejas o a avispas, siempre lleva un "AnaKit". Notifica al coordinador y a tus compañeros que eres alérgico.
4. Si estás perdido en el campo, ¡SIENTATE! Cada 30-60 segundos haz el "whuuup!" internacional de biólogos tropicales. Trata de escuchar las llamadas de los que están buscándote y contesta.
5. Siempre deja suficiente tiempo para volver a la estación antes del atardecer. La oscuridad cae rápidamente en el bosque, a las 1800 h. Si te asusta la noche en el bosque y no llevas linterna, busca un sitio cómodo, siéntate y relájate. Disfruta la noche tropical mientras escuchas a la otra gente que te busca y ayúdalos con los "whuuup".
6. Si te pican las abejas, avispas, alacranes o hormigas falofa, regresa a la estación inmediatamente. Aunque no tengas antecedentes de problemas con picadas de insectos, es posible tener reacciones hipersensitivas en cualquier momento, lo cual puede empezar horas después de la picada.
7. Las serpientes venenosas son escasas en el bosque en Gigante, pero si eres picado por una serpiente, **MANTEN LA CALMA**. Nota bien qué tipo de serpiente te picó - colores, forma de la cabeza, patrones, etc. **NUNCA, NUNCA, NUNCA** debes cortar la piel para chupar el veneno - El veneno de las víboras tiene un efecto anti-coagulante, y en vez de ayudar en la situación, solamente va a aumentar la pérdida de sangre. Cuentas con 4 horas para llegar al hospital y empezar el tratamiento médico. Lo más importante es respirar lenta y profundamente y no correr. Si estás solo, camina hacia la estación. Si estás con un compañero, el compañero debe ayudarte a caminar. Con dos o más compañeros, uno se debe quedar con el paciente mientras el otro va rápidamente a la estación en busca de ayuda. Deben avisar a los coordinadores u otras personas responsables para arreglar la evacuación y un grupo debe volver con equipo para cargar el paciente a la estación.

Breve guía para escribir en formato científico

por

Manuel Guariguata

La escritura científica se caracteriza principalmente por exhibir un estilo conciso (evite usar expresiones como "etc."), objetivo y libre de ambigüedades. En este curso se requiere presentar los datos en forma escrita obedeciendo al estilo científico; es decir, el mismo formato usado en revistas especializadas. Obviamente, existe siempre un componente personal en la forma de escribir y esto es tan importante como la presentación objetiva de los datos. Sin embargo, ya que todos los trabajos de este curso serán compilados en un solo volumen, deben seguirse ciertas reglas de estilo de manera de conferirle uniformidad al producto final.

Todos los trabajos deben contener las siguientes secciones que deben estar ubicadas correctamente según los títulos.

RESUMEN

Se describen las características más importantes del estudio y los resultados claves, en dos o tres frases.

INTRODUCCION

Aquí se presenta el problema. Al inicio de la introducción, se da una idea del tema general del proyecto - por ejemplo, si se trata de la diversidad de especies, o la estabilidad de las poblaciones, o del flujo de energía entre los niveles tróficos. Luego, se da una breve descripción del porqué del estudio, y se describe al organismo y su ecología. Por ejemplo:

"En este estudio se determinó el efecto de la exclusión de roedores sobre los niveles de depredación de semillas en el árbol del dosel *Dipteryx panamensis*. Esta especie abunda en los bosques lluviosos de Panamá y fructifica entre mayo y julio."

Finalmente, se describe brevemente la hipótesis de trabajo:

"Se trató de probar la hipótesis de que las semillas cubiertas por una jaula metálica sufren menor depredación que aquellas dejadas al descubierto."

METODOLOGIA

Se describen los pasos que se utilizaron para estudiar el problema, qué tipo de prueba estadística se utilizó, y qué problemas se presentaron durante la recolección de datos que haya ameritado modificaciones posteriores. La meta es dar toda la información necesaria para que otro científico pueda repetir el estudio. No escriba lo que no se hizo - por ejemplo, "... no se escogieron árboles entre 10 y 20 m de altura porque ...", ni debe dar información que no sea

necesaria para alguien que quiere repetir la investigación.

RESULTADOS

Se describen brevemente, en forma verbal y con tablas o gráficos, los resultados obtenidos. La *interpretación* de los resultados se hace en la discusión, NO aquí. Cada gráfico y tabla debe enumerarse y llevar una corta leyenda (en tablas arriba y en gráficos abajo) y debe citarse en el texto. No es adecuado decir "los resultados obtenidos se encuentran en la Fig. 1". Es muy importante referirse a los resultados desde un punto de vista biológico y no estadístico. Recuerda que la estadística es una herramienta que nos sirve para darle validez a nuestros resultados, pero lo importante es destacar la relación entre los datos y la hipótesis -

"Las semillas sufrieron mayor depredación en sitios de alta densidad comparados con los sitios con pocas semillas (Fig. 1).".

No pueden usarse colores en los gráficos, éstos han de ser de calidad adecuada y el tamaño de los símbolos lo suficientemente grande para hacer buenas fotocopias.

DISCUSION

En esta sección se interpretan los resultados y se explica si los datos apoyan o rechazan la hipótesis inicial. En este caso, se especula acerca de las posibles razones. Es muy importante considerar las implicaciones de los resultados en términos ecológicos. No solamente repetir los resultados y explicar el porqué de ellos, si no también especular acerca de la importancia de los mismos en relación a otros componentes. En el párrafo final, se concluye a manera de epílogo acerca de los resultados obtenidos y se comenta sobre la contribución del estudio al conocimiento general de las temas introducidos al inicio de la investigación. Aquí pueden añadirse unas líneas acerca de futuras recomendaciones o plantear nuevos experimentos a seguir.

BIBLIOGRAFIA

Toda referencia bibliográfica citada en el texto debe incluirse en esta sección y viceversa. La forma convencional es la siguiente:

Libros: Autor(es). Año. Título. Editorial, Lugar de Edición. Número de páginas.

Leigh, E. G. Jr., A. S. Rand, y D. M. Windsor (editores). 1990. Ecología de un Bosque Tropical. Ciclos estacionales y cambios a largo plazo. Smithsonian Tropical Research Institute, Balboa, Panamá. 430 pp.

Artículos: Autor(es). Año. Título. Nombre de la revista. Volumen: páginas.

Putz, F. E. 1984. The natural history of lianas on Barro Colorado Island, Panamá. Ecology 65 : 1713-1724.

Capítulo de un libro: Autor(es). Año. Título. Páginas. En: Nombre del libro. Editorial, Lugar de edición.

Foster, R. B. 1990. Ciclo estacional de caída de frutos en la isla de Barro Colorado. Pp. 219-233. En: Leigh, E. G. Jr., A. S. Rand, y D. M. Windsor (editores). Ecología de un Bosque Tropical. Ciclos estacionales y cambios a largo plazo. Smithsonian Tropical Research Institute, Balboa, Panamá.

La manera correcta de citar una referencia bibliográfica en el texto, es la siguiente:

"En Barro Colorado existe más de un pico estacional de caída de frutos (Foster 1990)".

Cuando la referencia contiene más de dos autores, se coloca el sufijo "et al.":

"Información adicional sobre la flora y fauna de Barro Colorado se encuentra en Leigh et al. (1990)."

Reglas y sugerencias de estilo para manuscritos científicos

1. Nombres científicos

- En itálicas, con la primera letra del género en mayúscula y la primera letra de la especie en minúscula. Ejemplo: *Anacardium excelsum*.
- La primera vez que se presenta el nombre en el manuscrito, se debe usar el nombre completo, junto con la familia. Ejemplo: *Anacardium excelsum* (Anacardiaceae).
- Después de la primera vez en un artículo, se puede usar la forma corta: *A. excelsum*.

2. Unidades de medidas

- Usar solamente unidades del Estándar Internacional; usar abreviaciones (cm, m, km, g, kg, m², cm², mL, L, MPa, seg, min, °C). Ejemplo: un área de 15 km².
- Cuando tienes medidas compuestas, si hay dos unidades, sepáralos con una "/"; si hay tres o más, debes usar exponentes. Ejemplo: 23 plantas / m²; 1.5 L m⁻² min⁻¹.

3. Mantener el paralelismo

- Si el estudio tiene más de un componente, presentar los componentes en el mismo orden en la Introducción, la Metodología, los Resultados, y la Discusión. Esto va a ayudar mucho al lector.

4. Dar crédito a las fuentes de ideas y datos

- Cuando tomas información de un libro o artículo para usar en tu estudio, hay que dar crédito en la entrega. Cada cosa incluida en el texto debe incluirse en la bibliografía y cada cosa en la bibliografía se debe ubicar en el texto también.

5. Ayudar al lector

- Es trabajo del escritor comunicarse con el lector, no del lector desarmar los nudos del autor.
- Cada párrafo debe empezar con una frase que da el mensaje más importante del párrafo. Las frases siguientes dan detalles y apoyan a la primera frase. Debe ser posible leer solamente la primera frase de cada párrafo en el artículo y recibir el mensaje central del manuscrito. Cuando estás escribiendo, a veces ayuda escribir todas las "primeras frases" primero y después volver y llenar los huecos.

6. Tablas y gráficos

- Las tablas y los gráficos deben ser comprensibles sin necesidad del texto. La leyenda de una tabla se pone arriba de la tabla y la de un gráfico, abajo.

7. Estadísticas

- Cuando se presenta la estadística en el texto, siempre hay que presentar toda la información necesaria para decidir si los datos son confiables. Los promedios deben llevar una medida de desviación estándar y el tamaño de la muestra y las pruebas deben tener (1) el tipo y valor de la estadística, (2) indicación del tamaño de la muestra o grados

de libertad, (3) el valor de significación y (4) el tipo de prueba, si no es obvio de la estadística.

- Ejemplo: "Las plantas en el sol tenían hojas significativamente más grande (promedio = 15.8, d.e.= 2.3, n = 24) que las de sombra (promedio = 7.6, d.e. = 4.2, n=22) ($t = 25.3$, g.l.= 20, $P = .01$)."

8. Voz y tiempo

- Muchas revistas científicas ahora prefieren la voz activa sobre la voz pasiva. Ejemplo: "Sembramos las semillas en suelo colectado cerca del árbol madre", en vez de "Las semillas se sembraron en suelo colectado cerca del árbol madre". Puedes usar cualquiera de las dos, pero debes ser consistente.
- Usar el tiempo presente cuando escribes de datos ya publicados. Usar los tiempos pasados cuando escribes sobre el estudio actual. Ejemplo: "En Barro Colorado existe más de un pico estacional de caída de frutos (Foster 1990). En nuestro estudio, las especies de árboles estudiados mostraron picos de caída tanto en enero como en junio."

Ejemplos de gráficos

INCORRECTOS

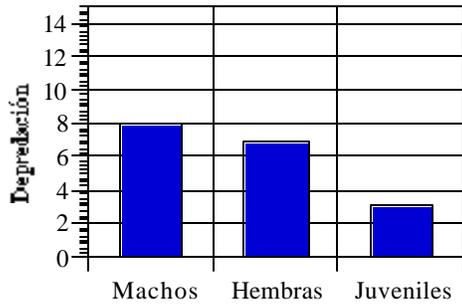


Figura 1. Depredación por pecho amarillos.

CORRECTOS

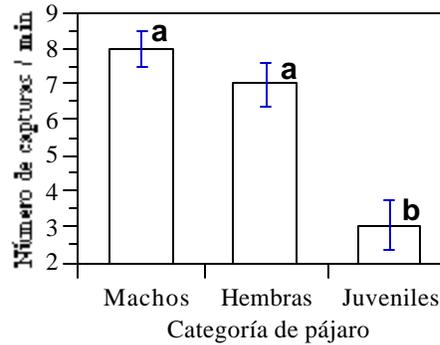


Figura 1. Tasa de capturas de insectos por machos hembras y juveniles de pecho amarillo. Las barra con la misma letra no son significativamente diferente (LSD; $F=12.43$, g.l.=2,24, $P\leq 0.05$)

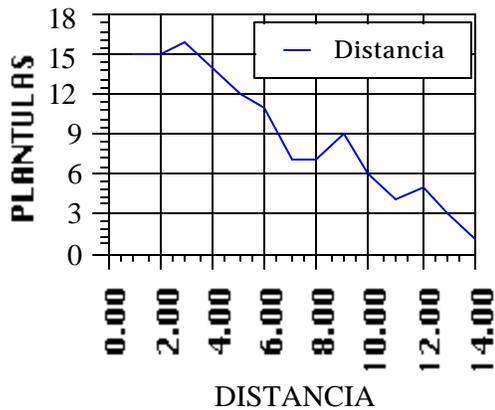


Fig. 2. Plántulas vs. distancia del árbol.

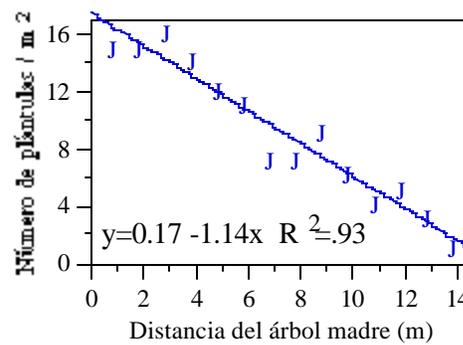


Figura 2. Efecto de la distancia desde el árbol madre en la densidad de plántulas de *T. panamensis*. La pendiente de la regresión es estadísticamente significativa ($F=23.7$, g.l. = 1,13, $P\leq 0.01$)

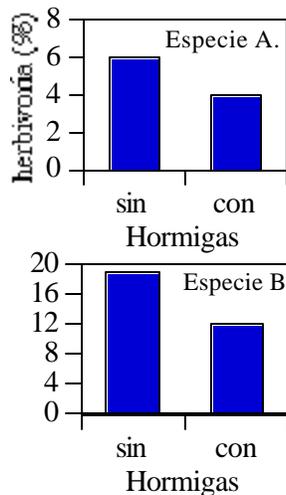


Figura 3. Efecto de la presencia de hormigas *Azteca* en la tasa de herbivoría de dos especies de *Cacía*.

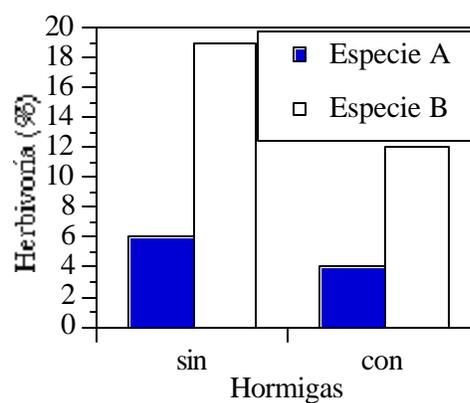


Figura 3. Efecto de la presencia de hormigas *Azteca* en la tasa de herbivoría de dos especies de *Cacía*.

Informe modelo

Este es un ejemplo de un informe que cumple con el formato apropiado para un escrito científico. Los datos son ficticios.

Efecto de la densidad de plántulas de *Tetragastris panamensis* en la tasa de infección por el hongo *Botryosphaeria dothidea*

por

Mónica Mejía Ch. y Gregory S. Gilbert

RESUMEN

La proporción de plántulas de *Tetragastris panamensis* (Burseraceae) afectadas por el cancro causado por el hongo *Botryosphaeria dothidea* (Coelomycetes) es proporcional a la densidad de las plántulas.

INTRODUCCION

Las enfermedades de plantas son importantes en bosques tropicales por sus efectos en la sobrevivencia, crecimiento y reproducción de las plantas hospederas. El grado de infección puede verse influenciado por la densidad de individuos susceptibles (Gilbert *et al.* 1994). En áreas de alta densidad de plántulas, el efecto de las enfermedades será de mayor importancia en la dinámica de la población de la planta que en áreas de baja densidad.

En el Monumento Natural de Barro Colorado se encuentra un cancro del tallo de plántulas de *Tetragastris panamensis* (Burseraceae), un árbol común en bosques secundarios. Este cancro es causado por el hongo coelomycete *Botryosphaeria dothidea*, un patógeno con rango amplio de hospederos (Gilbert y De Steven, manuscrito en revisión). El hongo causa la muerte de plántulas jóvenes y una reducción de crecimiento en las que sobreviven la infección.

Para probar si la tasa de infección de este cancro aumenta con la densidad de individuos de *T. panamensis*, cuantificamos la proporción de plántulas enfermas en parches de diferentes densidades.

METODOLOGIA

En el bosque húmedo tropical (de 40-70 años de edad) de la Península Gigante, Monumento Natural de Barro Colorado, ubicamos 10 árboles de *T. panamensis* con

poblaciones de plántulas en su base. Establecimos parcelas de 9 m² a una distancia de 3 m de la base del árbol madre y cuantificamos el número de plántulas enfermas y la densidad total de individuos. Utilizamos una regresión simple lineal para determinar si había una relación entre la densidad y la tasa de infección.

RESULTADOS

La proporción de plantas de *T. panamensis* que muestran canchros causadas por el hongo *B. dothidea*, aumenta con la densidad del hospedero (Figura 1; $F_{1,8} = 97.12$, $P = .0001$).

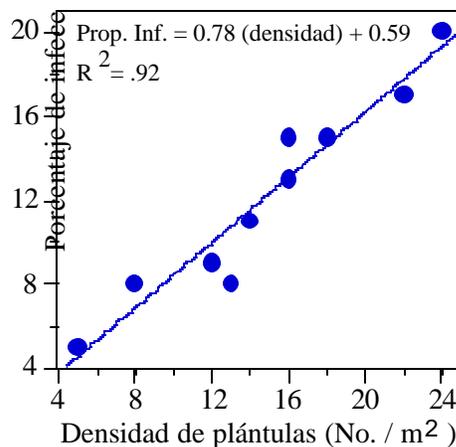


Figura 1. Efecto de la densidad de plántulas de *T. panamensis* en la tasa de infección por *Botryosphaeria dothidea*.

DISCUSION

Las infecciones juegan un papel muy importante en el establecimiento de las poblaciones, especialmente en áreas de alta densidad de hospederos. La dependencia de la infección de *Botryosphaeria dothidea* en relación a la densidad de plántulas de *T. panamensis* sugiere un efecto regulador del patógeno sobre la dinámica de la población del árbol. La influencia negativa de la enfermedad en altas densidades de la planta implica que las semillas dispersadas a mayores distancias del árbol madre, tendrán mayores posibilidades de sobrevivir que las que se encuentran más agrupadas. Enfermedades con este tipo de comportamiento pueden establecer una densidad máxima de los hospederos en el bosque, limitando la dominancia de ciertas especies y manteniendo así una alta diversidad de especies vegetales (Janzen 1970, Connell 1971) .

BIBLIOGRAFIA

Connell, J. 1971. On the role of natural enemies in preventing competitive exclusion in some

- marine animals and in rain forest trees. Pp. 298-312 in P. J. de Voer & G. R. Gradwell (Eds.), Dynamics of numbers in populations. Wageningen: Proceedings of the Advanced Study Institute, Osterbeek, 1970, Centre for Agricultural Publication and Documentation.
- Gilbert, G. S., S. P. Hubbell, and R. B. Foster. 1994. Density and distance-to-adult effects of a canker disease of trees in a moist tropical forest. *Oecologia* 98: 100-108.
- Gilbert, G.S. y D. De Steven. (en revisión) A canker disease of seedlings and saplings of *Tetragastris panamensis* (Burseraceae) caused by *Botryosphaeria dothidea* in a lowland tropical forest. *Plant Disease*.
- Janzen, D. 1970. Herbivores and the number of tree species in tropical forests. *American Naturalist* 104: 501-528.

Cómo presentar una charla científica

1. **Tiempo.** En un congreso científico, un expositor generalmente tiene un total de 15 minutos para la presentación. Es bueno dividir el tiempo para tener 12 minutos para la presentación y 3 minutos para preguntas. ¡Es muy importante no pasarse del tiempo! En un congreso es responsabilidad del monitor asegurarse que todos cumplan con el horario para permitirle a la gente pasar de una charla a otra fácilmente. En este curso vamos a adherirnos estrictamente al horario.
2. **Exponer el proyecto en términos generales.** En los primeros 2-3 minutos, debes presentar el sistema general y explicar por qué es interesante. Si estás trabajando con una planta o un animal poco conocido debes presentarlo al grupo. Evitar detalles - la idea es que todos entiendan por qué estás haciendo el proyecto.
3. **Presentar la hipótesis.** En términos simples y muy directamente, presentar la hipótesis alterna. Aunque para pruebas estadísticas estás probando la hipótesis nula, no es necesario mencionarla explícitamente.
4. **Presentar los métodos.** Solamente debes presentar suficiente información de los métodos para que todos puedan evaluar los datos que se presentan.
5. **Presentar los resultados.** Debes presentar resúmenes de los datos, no datos crudos. No hay que leer cada dato. En un gráfico o tabla, siempre debes empezar con los ejes o títulos - asegurar que todos entiendan exactamente qué significa un número (no es suficiente decir que “la lagartija tenía 13”). Luego, seguir explicando detalles del cuadro o gráfico. En una frase, resumir cada tabla o gráfico y relacionarlo con las hipótesis.
6. **Resumir la charla.** En 3 o 4 frases, volver a las hipótesis y explicar la importancia de los resultados en relación a las hipótesis. Aquí también se puede sugerir rumbos futuros sobre el tema.
7. **Cómo contestar preguntas.** Siempre REPETIR las preguntas de las personas en el grupo. Eso es para ayudar a que todo el grupo oiga la pregunta y para asegurar que la entendiste bien. Contestar brevemente y si no sabes, es mejor decir “no sé” que inventar algo.
8. **Hablar en voz alta y clara.** Siempre intentar hablar así para que la persona más lejos pueda entender. Establecer contacto de ojos con la gente en el público.

Unas notas sobre el uso de las computadoras

La computadora es una herramienta muy útil y casi imprescindible en el proceso de análisis y redacción del trabajo de investigación. Por ello es muy importante familiarizarnos con su uso y tratar de aprovechar al máximo los recursos que nos ofrece.

He aquí algunas cosas básicas que necesitamos conocer de las computadoras:

El disco duro en la computadora se llama "c:". Esto representa la memoria permanente que contiene todos los programas que usaremos, más cualquier información adicional que archivemos. Todos los estudiantes contarán con un archivo dentro de "c" para guardar sus documentos. Sin embargo, es importante mantener la información en un diskette aparte, como medida de seguridad. Para ello se utiliza el "drive a". Siempre que utilizamos un diskette **nuevo**, es necesario formatearlo antes de empezar a trabajar. **Nunca** debemos hacer esto con un diskette con información, porque borraremos todo lo que está almacenado.

Los **nombres de los archivos** deben seguir las siguientes reglas: (1) la primera letra debe ser "G" para proyectos en grupos o "I" para el proyecto individual; (2) luego, las 7 primeras letras de su nombre. El programa va a poner una cola como ".wks" automáticamente. Por ejemplo, la entrega para el proyecto en grupo escrito por María, debe llevar el siguiente nombre "Gmaria.wks" y el proyecto individual de Juan, "Ijuan.wps".

Durante el curso, trabajaremos con el programa Microsoft Works. Este programa es muy flexible porque cuenta con un procesador de palabras, hoja de datos y además podemos realizar gráficos. Al momento de trabajar en un texto es importante colocar los márgenes requeridos y **evitar** poner "RETURN" al final de cada línea. De esta forma, se facilitará el proceso de edición de los trabajos.

Como sólo se cuenta con dos computadoras, es importante organizar el tiempo de trabajo para evitar acapararlas, en perjuicio de los demás compañeros.

El dominio de los programas de computadora depende del interés que demostremos por practicar. Muchas veces vamos a cometer errores, pero éstos siempre servirán para mejorar nuestras destrezas.

Introducción a la estadística básica

por
Steven Paton

Estadística Descriptiva:

Cubre las técnicas que se usan para resumir datos. Si existe algún problema para entender por qué se podría querer resumir datos, imagine que tiene que describir a un director de tesis los resultados de 50,000 observaciones de comportamiento, ¡sin resumirlos!

Hay dos maneras principales de resumir datos. La primera consiste en describir los datos numéricamente. Esto incluye rangos, medias y varianzas que proveen una forma fácil y concisa de resumir datos. Sin embargo, sólo dan una cantidad de información limitada acerca de ellos. La segunda y más efectiva manera de resumirlos es presentarlos en forma de dibujos. La representación visual puede mostrar concisamente la riqueza de información que se tiene. Los dibujos (gráficos, diagramas y mapas) son herramientas indispensables en el análisis de datos y deben ser casi siempre considerados como el primer paso a dicho análisis.

Hay muchas formas numéricas y gráficas de resumir casi cualquier grupo de datos. Decidir cuál aplicar a un problema particular depende de la naturaleza de los datos así como de cierta cantidad de imaginación y creatividad.

Estadística Inferencial:

Estas son pruebas que permiten sacar conclusiones acerca de un grupo grande de organismos, en base a la información obtenida a partir de una muestra pequeña del total. Estas pruebas dan valores de probabilidad (ej. $p = 0.05$) con las que casi todo el mundo ha tenido experiencia en algún momento. Gracias a éstas se pueden hacer aseveraciones como: el grupo “A” es diferente (o no) al grupo “B”; o la temperatura tiene (o no) un efecto en crecimiento (o mortalidad, o color, etc.).

Poblaciones y Parámetros:

Los estadísticos numéricos son conocidos como parámetros y son propiedades de las poblaciones. Se considera **población** a un grupo de organismos o cosas bajo estudio. Una población puede ser muy grande (ej. toda la humanidad, todos los perros de América, todo el volumen de agua del Océano Pacífico) o muy pequeña (ej. todos los ecuatorianos pelirrojos, zurdos, de 210 cm de estatura). El punto importante es que una población es el grupo que se está estudiando acerca del cual se quiere sacar conclusiones. Se discutirá más sobre poblaciones cuando se hable de estadística inferencial.

Hay dos tipos de parámetros. Unos son conocidos **parámetros poblacionales**, los cuales son valores *reales* de la población. En una población dada, puede haber sólo un valor

verdadero para un parámetro dado. Otros son los conocidos como **parámetros muestrales estadísticos**. Esta segunda clase de parámetros existe porque normalmente somos incapaces de tomar datos sobre todos los miembros de una población. Al no poder hacerlo, es imposible saber los valores reales de los parámetros de esa población. Como consecuencia es necesario estimar estos parámetros de la población en la que se está interesado con base en muestras tomadas al azar.

El símbolo \sum

En estadística hay muchos símbolos que se usan con mucha frecuencia. Uno de ellos es el símbolo Σ . Este símbolo significa sumar. Por ejemplo, para indicar la sumatoria de una serie de números ($X_1+X_2+\dots+X_n$), se escribe:

$$\text{suma} = \sum_{i=1}^n X_i$$

Se entiende $\sum_{i=1}^n X_i$ como la sumatoria de los números X_i desde X_1 a X_n

A menudo, se escribe $\sum_{i=1}^n X_i$ como $\sum X_i$ y significa lo mismo.

Medidas de Tendencia Central:

Son los estadísticos más importantes y comunes que se encuentran. Una medida de Tendencia Central (**TC**, téngase presente esta abreviación pues se la verá frecuentemente a lo largo de este libro) es una descripción de cómo es el individuo promedio o típico de una población. La medida de TC más común es la **media aritmética**. El símbolo para la media aritmética de la población es μ y el de una muestra es \bar{X} . Recuerde que la media no es la única medida de TC y no es siempre la mejor o la más apropiada. La media aritmética de una población (μ) se define como:

$$m = \frac{\sum_{i=1}^N X_i}{N}$$

Donde $\sum_{i=1}^N X_i$, es la suma de todas las observaciones ($X_1+X_2+\dots+X_N$);

N es el tamaño de la población.

La media aritmética de una muestra (\bar{X}) se define como:

$$\bar{X} = \frac{\sum_{i=1}^n X_i}{n}$$

Donde, n es el tamaño de la muestra.

Otro parámetro de TC es la tendencia **mediana**. La mediana de la población tiene el

símbolo **M**; la mediana de una muestra no tiene un símbolo aceptado. La mediana es el valor o medida del medio en nuestros datos. Así, en cualquier grupo de datos hay tantos valores mayores a la mediana como hay menores que ella. La mediana de la muestra es calculada ordenando primero los datos de acuerdo al tamaño (ascendente o descendente) y calculando entonces la mediana como:

$$M = X_{(n+1)/2} \quad (\text{cuando } n \text{ es impar})$$

$$M = \frac{X_{(n/2)} + X_{((n/2)+1)}}{2} \quad (\text{cuando } n \text{ es par})$$

Donde X es el valor para cada observación.

En otras palabras: Cuando hay un número impar de observaciones ordenadas (número de observados = n) la mediana es igual a la observación (n+1)/2. Cuando n es par, entonces la mediana es igual al promedio de la observación número n/2 más la observación número (n/2)+1.

Medidas de Dispersión y Variabilidad:

El **Rango** es la distancia entre los valores máximo y mínimo. Provee de muy poca información acerca de la dispersión. Más aún, los estimativos del rango tienden a subestimar el valor del verdadero rango. Así, el rango de la muestra es un estimador sesgado del rango de la población.

Un parámetro mucho mejor para describir la variación es la **Desviación Promedio**. Esta puede ser interpretada como la diferencia promedio positiva entre alguna medida de TC y cada valor en la muestra (o población). La desviación promedio se define como:

$$Dp = \frac{\sum |X_i - Tc|}{n} = \frac{\text{sum de desviaciones}}{n}$$

Donde $|X_i - TC|$ se lee “valor absoluto de la diferencia entre cada observación y una medida de TC” (usualmente media o mediana).

Al llegar a este punto se presentará una nueva medida de desviación llamada la **Suma de los Cuadrados** (SC) de la población, la cual se define como:

$$sc = \sum (x_i - \bar{x}_2)$$

Obsérvese la similitud entre la suma de desviaciones y la suma de cuadrados. En ambos casos se está calculando una suma positiva de las diferencias entre la media y cada observación. La analogía puede tomarse un paso más adelante cuando se calcula la media de las desviaciones al cuadrado. Esta cantidad es conocida como **Varianza**. Matemáticamente la varianza es:

$$s^2 = \sum \frac{(x_i - \bar{x}_2)^2}{n-1}$$

La varianza siempre tiene unidades al cuadrado. Por ejemplo, si se mide en km. las unidades de la varianza serán km^2 . Se usa **n-1** para la varianza de la muestra porque ésta tiende a subestimar la varianza con **n**. Así, podría ser un estimador sesgado de la varianza de la población. Por otro lado, si dividimos entre **n-1** la varianza no es sesgada. En este contexto se conoce a n-1 como los **grados de libertad**. Se tratará esto de nuevo más adelante.

Otra fórmula para calcular s^2 (conocida como la fórmula de calculadora, ya que es usada para computadoras) es:

$$s^2 = \frac{\sum X_i^2 - \frac{\sum X_i^2}{n}}{n-1}$$

Para tener una medida de variación con las mismas unidades de los datos originales, se saca la raíz cuadrada de la varianza. Esta medida es llamada la **Desviación Estándar**:

$$s = \sqrt{s^2}$$

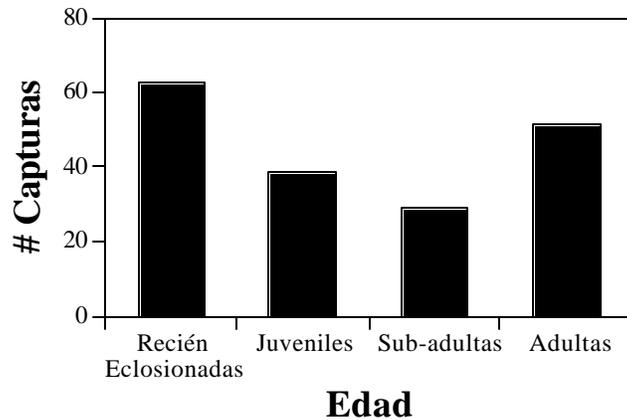
Algunas veces es deseable hacer comparaciones de la variación entre diferentes poblaciones. Como las magnitudes de s^2 y s (σ^2 y σ) dependen de la magnitud de los propios datos, si se dividen entre \bar{X} se da origen a un valor adimensional, corregido para el efecto de magnitud. Este valor es **Coefficiente de Variación (V)**.

$$V = \frac{s}{\bar{X}}$$

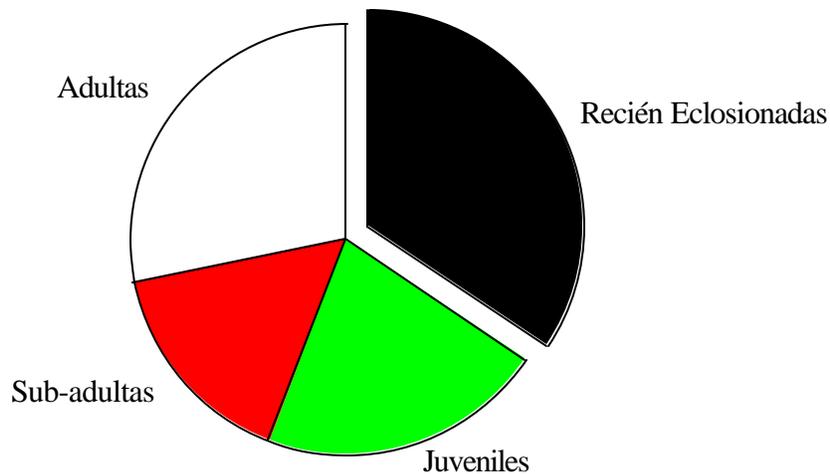
Gráficos:

<u>Grupo de Edad</u>	<u>Número de capturados</u>	<u>% del Total</u>
Recién Eclosionadas	63	35
Juveniles	36	20
Subadultas	27	15
Adultas	<u>54</u>	<u>30</u>
	180	100

Para investigar las preguntas “¿Cuántos?” y “¿En qué proporción?” para los datos de la tabla anterior, el gráfico más usado es el gráfico **diagrama de barras**. En éste, la frecuencia o número de observaciones asignado a cada clase (en nuestro ejemplo el número de iguanas asignado a cada grupo de edad) está representado por la altura de una barra diferente. Para los datos anteriores podemos construir el diagrama de barras siguiente:



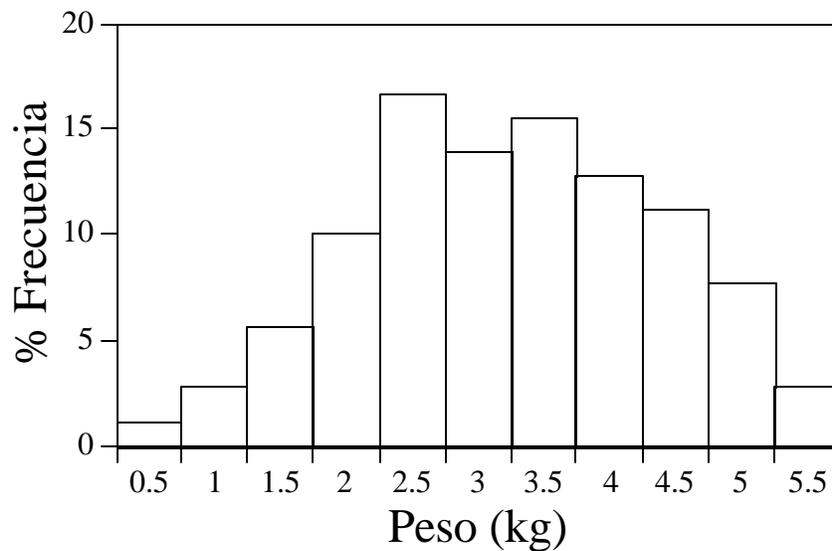
Otra forma de representar los mismos datos de frecuencia es el **Diagrama de Pastel (Pie)**. Este es más apropiado cuando se desea representar datos que agrupados corresponden a un número total de observaciones o individuos. Estos diagramas son muy útiles para mostrar la contribución relativa hecha por cada clase, pero no dan información acerca de los números absolutos, a menos que se aumente con descripciones numéricas.



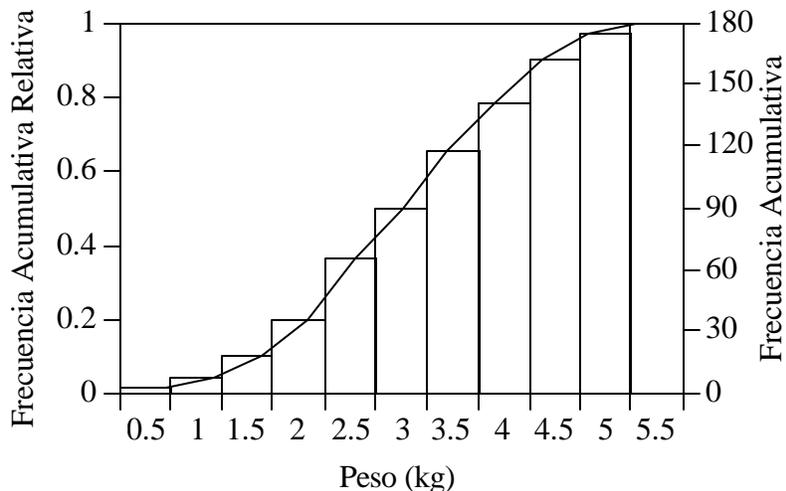
Los diagramas de pastel son efectivos cuando se tiene un número de clases relativamente pequeño. Cuando hay más de diez clases éste tiende a ser difícil de interpretar y comparar. Frecuentemente, como se ve en el gráfico anterior, una o dos secciones del diagrama sobresalen del resto para enfatizarlas.

En Biología con frecuencia se quiere conocer cómo se distribuyen los datos basados en variables continuas. Para hacer esto, a menudo se dividen las variables continuas (peso, altura, edad) en intervalos discretos de la misma amplitud. Para representar gráficamente los datos de la tabla en la siguiente página, se usa el **Histograma**.

<u>I</u>	<u>Rango</u>	<u>F(i)</u>	<u>FA(i)</u>	<u>FR(i)</u>	<u>FAR(i)</u>
1	0.0 - 0.5	2	2	0.011	0.011
2	0.5 - 1.0	5	7	0.028	0.039
3	1.0 - 1.5	10	17	0.056	0.094
4	1.5 - 2.0	18	35	0.100	0.194
5	2.0 - 2.5	30	65	0.167	0.361
6	2.5 - 3.0	25	90	0.139	0.500
7	3.0 - 3.5	28	118	0.156	0.656
8	3.5 - 4.0	23	141	0.128	0.783
9	4.0 - 4.5	20	161	0.111	0.894
10	4.5 - 5.0	14	175	0.078	0.972
11	5.0 - 5.5	5	180	0.028	1.000



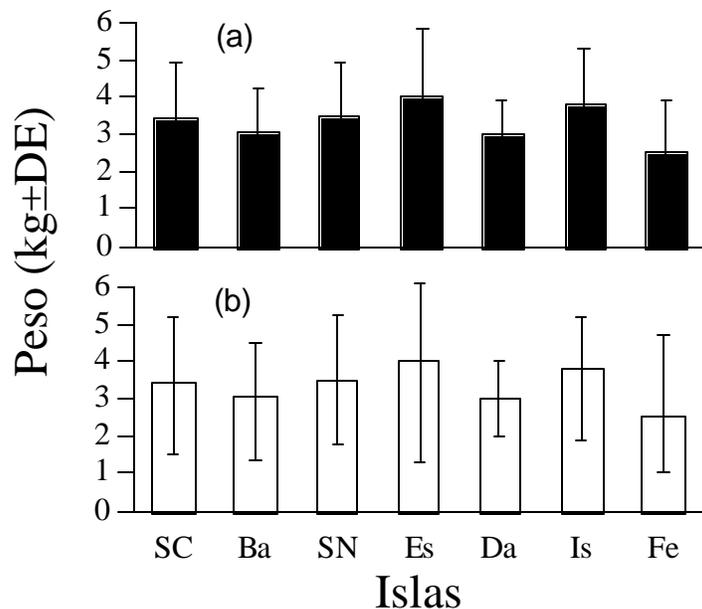
Un segundo y más efectivo método para comparar distribuciones es el llamado **Histograma de Frecuencias Acumulativas** o **Histograma FA**. Este es muy similar al discutido anteriormente, con la única modificación de que cualquier intervalo es la suma de todas las observaciones que pertenecen a tal intervalo y a todos aquellos menores (o a la izquierda). Es decir, es la suma acumulativa de todos los intervalos previos. La mayoría de histogramas FA se construyen usando **Frecuencias Acumulativas Relativas (FAR)**. En el caso FAR, el porcentaje de todas las observaciones es representado por la frecuencia acumulativa de un intervalo dado.



Muy a menudo se tienen datos (tales como el peso de las iguanas) que constituyen variables continuas pero que pueden subdividirse en categorías discretas (como sexo, localización de captura, especie, etc.). En este caso, a menudo interesa hacer una comparación entre categorías de ciertos parámetros claves (tales como media y error típico o error estándar) entre los sub-grupos. Si el número de sub-grupos es pequeño, las comparaciones se pueden hacer mejor mediante la elaboración de una Tabla simple, como la siguiente tabla.

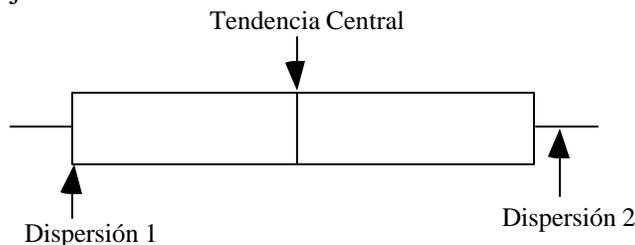
<u>Isla</u>	\bar{X} <u>peso</u>	<u>Desv.Est.</u>	<u>Mínimo</u>	<u>Máximo</u>
Santa Cruz	3.4	1.5	1.5	5.2
Baltra	3.1	1.1	1.4	4.5
Seymour Norte	3.5	1.4	1.8	5.3
Española	4.0	1.8	1.3	6.1
Daphne	3.0	0.9	2.0	4.0
Isabela	3.8	1.5	1.9	5.2
Fernandina	2.5	1.4	1.0	4.7

Estos datos se pueden representar parcialmente en un gráfico adaptando una técnica usada anteriormente: el Diagrama de Barras. En vez de representar la frecuencia con la altura de una barra, ésta puede representar un valor absoluto, que en nuestro caso puede ser la media de los pesos. Cada barra representará la media del peso para una isla. También se puede indicar la desviación estándar o el rango de los datos añadiendo una barra delgada en la parte superior de cada barra. En el caso de la desviación estándar la barra delgada se añade a la parte de arriba para indicar la media más una desviación estándar (véase al Gráfico ‘a’ abajo). El rango de los datos será representado por una línea delgada más larga, con la media localizada en el lugar que ocupa en relación al rango (Gráfico ‘b’).

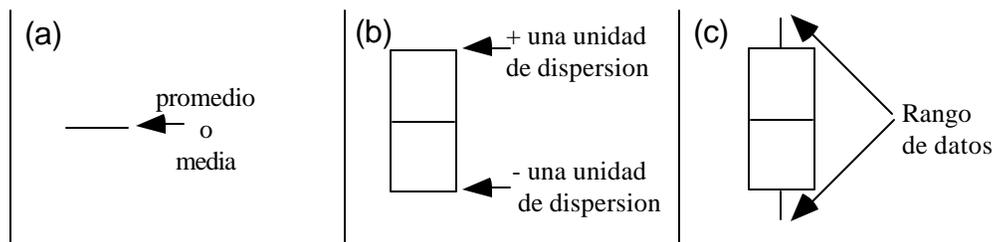


Aunque este Gráfico permite comparar las medias de los sub-grupos rápidamente, es limitado, en el sentido en que sólo muestra, como máximo, una medida de TC y una de dispersión. Una técnica usada comúnmente para graficar los mismos datos es llamada **Diagrama de Caja y Barras** o **Dice**. Estos permiten usar una medida de TC y hasta tres de dispersión.

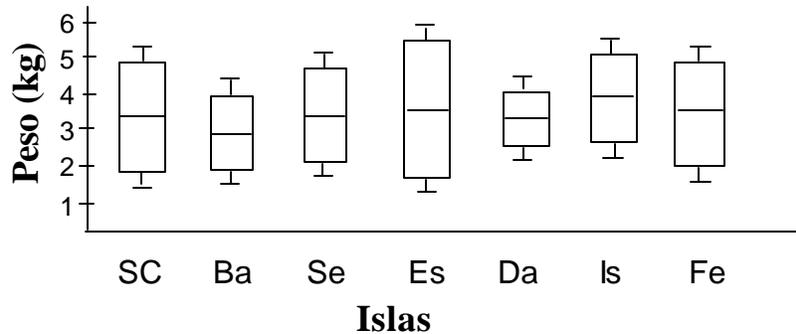
Hay muchos estilos de diagramas de caja y barras dependiendo de qué combinación de parámetros van a ser representados. Todos los diagramas de caja siguen el mismo patrón general mostrado abajo.



Normalmente las cajas se dibujan verticalmente y están orientadas con respecto a una escala localizada en el eje vertical. Para dibujar una caja, se busca la Tendencia Central en el eje vertical y se representa por una barra horizontal delgada (Gráfico 'a'). Después se dibuja la caja alrededor de la Tendencia Central (media, mediana, etc. → Gráfico 'b') ± una unidad de dispersión (desviación estándar, varianza, cuartiles de 25/75, etc. → Gráfico 'c').

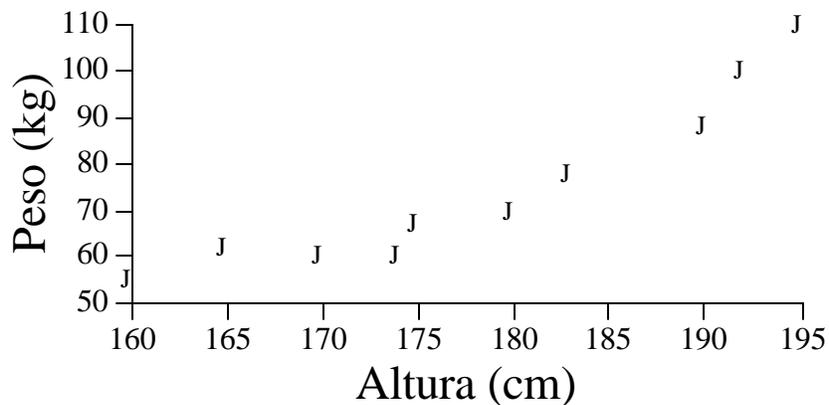


Finalmente se añade una barra vertical delgada para indicar otra clase de dispersión (el rango, máximo y mínimo).



Ya es obvio que la técnica a usar es el **gráfico bidimensional simple (2D)**. El proceso de crear gráficos 2D simples, comienza con la decisión acerca de cuál variable debe ser representada por el eje vertical y cuál por el horizontal. En muchos casos esto no importa. En el caso de haber una razón *a priori* para sospechar de una relación causal, o cuando queremos describir la magnitud de una variable en términos de la otra, se coloca tradicionalmente la **variable independiente** en el eje horizontal y la **variable dependiente** en el vertical. La variable dependiente es aquella que es dependiente de (o causada por) la otra variable (independiente). Por ejemplo, el peso (variable dependiente) de un individuo puede ser una función de (o causada por) la edad (variable independiente)

<u>No. de Individuo</u>	<u>Altura (cm.)</u>	<u>Peso (g)</u>
1	160	55
2	180	70
3	170	60
4	165	62
5	190	88
6	175	67
7	174	60
8	183	78
9	192	100
10	195	110



Estadística Inferencial

Se puede definir la Inferencia como el proceso de hacer aseveraciones lógicas sobre lo desconocido en base a alguna evidencia comprobable. En estadística, aquello desconocido sobre lo que se trata de sacar conclusiones se llama **población** y la evidencia que se está buscando son los datos obtenidos a partir de **muestras** tomadas de esa población.

Se puede definir una población como una colección de organismos, cosas o eventos, que constituyen el conjunto completo de individuos (o cosas o eventos) que se estudiar. Una población puede consistir de muchos individuos, unos pocos, o tan sólo uno.

Desafortunadamente, en Biología muy rara vez existe la oportunidad de tener medidas de una población entera. Normalmente la población en cuestión es demasiado grande como para permitir un muestreo exhaustivo. En estos casos se está obligado a depender de datos tomados a partir de una fracción del grupo total. Se hace referencia a esta fracción como **muestra**. A partir de esta muestra de datos, se hacen deducciones (inferencias) acerca de las características de la población. Este es el proceso de **Inferencia Estadística**.

Se mencionó que la inferencia estadística es el proceso de sacar conclusiones

generalizadas sobre una población (o poblaciones) basadas en datos obtenidos a partir de muestras. Generalmente las inferencias son declaraciones sobre diferencias. Por ejemplo, se puede querer decir que dos clases de individuos son diferentes (en alguna variable) entre ellos, o tal vez decir que una distribución no es al azar, etc. En estadística el tipo de inferencia hecha se establece formalmente, usando dos tipos de declaraciones mutuamente exclusivas, o hipótesis, conocidas como la **Hipótesis Nula** (H_0) y la **Hipótesis Alternativa** (H_a). Las dos hipótesis describen dos posibilidades alternativas. Se escoge H_0 y H_a para declarar específicamente qué es lo que se está probando.

H_0 es generalmente una declaración de no haber diferencia y es la versión de la realidad que se aceptará a menos que se tenga suficiente evidencia para rechazarla y aceptar H_a . Como ejemplo, H_0 puede declarar que no hay diferencia entre las medias de dos poblaciones, o que el valor de una variable es independiente de la otra, o que la distribución espacial de una especie dada es al azar.

Por otro lado, H_a es una declaración de diferencia y es la versión de la realidad que debemos aceptar tentativamente si se encuentra suficiente evidencia para rechazar H_0 . H_a es la única alternativa para H_0 . Por ejemplo, si H_0 establece que no hay diferencia, entonces H_a establecerá que hay una diferencia. Otros ejemplos para H_0 / H_a son independencia/dependencia y azarosidad/no-azarosidad.

En estadística a menudo se habla acerca de **significancia**. Cuando se dice que algo es significativamente diferente lo que realmente se quiere decir es que se tiene suficiente evidencia en la muestra para rechazar la versión de realidad que llamamos H_0 en favor de H_a . Otra manera de ver esto es que a menos que se tenga suficiente evidencia de lo contrario se debe aceptar la versión de realidad llamada H_0 .

Es muy importante recordar dos cosas sobre la inferencia estadística. Primero, el no rechazar H_0 **NO** es lo mismo que **PROBAR** que H_0 es **VERDADERA**. Segundo, aceptar H_a (rechazar H_0) **NO** es lo mismo que **PROBAR** que H_a es **VERDADERA**. ¿Por qué es esto así? Porque todo el proceso de inferencia estadística está basado en tratar de hacer declaraciones sobre muchos individuos en base a apenas unos cuantos.

Hipótesis de Una Muestra sobre la Media:

En estadística a menudo se quiere saber si la media de una población es diferente de algún valor hipotético. Dado que es raro poder estudiar cada individuo en una población, es necesario saber cómo hacer inferencias sobre los valores de la media de una población (μ) basados en la media de una muestra (\bar{X}).

Como ejemplo, se desea conocer si el peso medio ganado por los pinzones mientras comen arroz cubierto con veneno para ratas es diferente de 0. Para analizar los datos se debe

primero decidir las dos hipótesis teóricas: H_0 y H_a . Después de considerarlo cuidadosamente se decide que:

- H_0 : El peso medio ganado por pinzones es igual a 0. ($\mu = 0$)
 H_a : El peso medio ganado por pinzones es diferente de 0. ($\mu \neq 0$)

La prueba que se empleará es la llamada **prueba t** o “**t de Student**”:

$$t = \frac{\bar{X} - m}{S_{\bar{x}}}$$

Como ocurre con las medias de las muestras, los valores de **t** también tienen su propia distribución, que es conocida como **distribución t**.

La media de la distribución t es igual a 0 y corresponde a $\bar{X} = \mu$. Los valores a la derecha y a la izquierda de μ (valores positivos y negativos de **t**) representan valores de **t** donde la media es menor o mayor que μ , respectivamente. Siempre es posible que la magnitud de la diferencia entre la media y μ sea menor o mayor de cero. Esto puede ser interpretado considerando que si H_0 es cierta (la media de la población = la media teórica) entonces es más difícil que ocurran grandes diferencias entre las medias de las muestras y μ que pequeñas diferencias, basadas puramente en el azar. Por otro lado, si la media de la población y μ no son iguales, los valores de t tenderán a ser mucho más diferentes de 0. En algún momento, cuando el valor de t es suficientemente diferente de 0, se debe rechazar H_0 y aceptar que en efecto, hay una diferencia (H_a).

El rechazo de H_0 cuando H_0 es verdadero (no hay diferencia) se conoce como

Error Tipo I.

El no rechazo de H_0 cuando H_a es verdadero (hay diferencia) se conoce como

Error Tipo II.

La probabilidad de cometer un error tipo I es también conocido como **nivel de significancia** de la prueba y se le da el símbolo α . A la probabilidad de cometer un error tipo II se le da el símbolo β .

Se tienen los siguientes datos de 12 individuos. Cada individuo fue pesado al comienzo del experimento, alimentado por un mes con arroz con veneno para ratas, y luego pesado otra vez.

<u>Cambio de peso (g)</u>		
1.7	-1.2	$H_0 = \mu = 0$
0.7	-0.9	
-0.4	-1.8	$H_a = \mu \neq 0$

	-1.8	-1.4	
	0.2	-1.8	n = 12
	0.9	-2.0	

Media del cambio de peso $(\bar{X}) = -0.65 \text{ g}$
 Varianza del cambio $(s^2) = 1.568 \text{ g}^2$
 Error estándar para el cambio $(S_{\bar{X}}) = \frac{1.568}{12} = 0.36 \text{ g}$

$$t = \frac{\bar{X} - m}{S_{\bar{X}}} = \frac{-0.65 - 0}{0.36} = -1.81$$

Grados de Libertad (v) = n-1 = 12-1 = **11**

Se ve en la Tabla de Valores Críticos de t que $t_{0.05(2),11} = 2.201$. La prueba trata de ver la posibilidad de que el valor de la media sea menor o mayor que 0. Para decidir si se debe rechazar H_0 se debe comparar el valor de la prueba t con los valores críticos. En el ejemplo presente:

$$t = -1.81 \quad t_{0.05(2),11} = 2.201$$

Hipótesis de Dos Muestras sobre la Media:

Una de las pruebas bioestadísticas más utilizadas es la comparación de dos muestras para inferir si representan o no a la misma población. Se puede preguntar también si las medias de dos poblaciones son diferentes. En términos de la hipótesis que se está probando:

$$H_0: \mu_1 = \mu_2 \quad \text{y} \quad H_a: \mu_1 \neq \mu_2$$

<u>Area A</u>	<u>Pesos (g)</u>	<u>Area B</u>
41, 25, 38		52, 57
34, 31, 30		57, 56
33, 37, 40		62, 55
36, 34		55, 64

$n_1 = 11$	$n_2 = 8$
$n_1 = 10$	$n_2 = 7$
$\bar{X}_1 = 34.45$	$\bar{X}_2 = 57.25$
$\sum X_1 = 379$	$\sum X_2 = 458$
$\sum X_1^2 = 13277$	$\sum X_2^2 = 26328$
$\sum (X_1)^2 = 143641$	$\sum (X_2)^2 = 209764$
$SC_1 = 218.73$	$SC_2 = 107.50$

Hasta ahora no hay nada nuevo. Se conoce todo sobre los cálculos anteriores. Lo mismo que para la prueba t de una muestra, se tiene que calcular la varianza. Sin embargo, dado que se tienen dos grupos de datos se deben combinar los datos de las dos muestras. La varianza resultante se conoce como **varianza conjunta**.

$$\begin{aligned}
 s_p^2 &= \frac{SC_1 + SC_2}{n_1 + n_2} \\
 &= \frac{218.73 + 107.50}{10 + 7} \\
 &= \mathbf{19.19}
 \end{aligned}$$

Ahora se calcula el error estándar para los datos conjuntos.

$$\begin{aligned}
 s_{X_1 - X_2} &= \sqrt{\frac{s_p^2}{n_1} + \frac{s_p^2}{n_2}} \\
 &= \sqrt{\frac{19.190}{11} + \frac{19.190}{8}} \\
 &= \mathbf{2.0355}
 \end{aligned}$$

Con estos datos se puede calcular el estadístico t para esta prueba.

$$\begin{aligned}
 t &= \frac{\bar{X}_1 - \bar{X}_2}{s_{\bar{X}_1 - \bar{X}_2}} \\
 &= \frac{34.46 - 57.25}{2.04} \\
 &= \mathbf{-11.20}
 \end{aligned}$$

Los grados de libertad para la prueba son: $v = v_1 + v_2$
 $= 10 + 7$

Como se está interesado en dos posibilidades: $\mu_1 > \mu_2$ y $\mu_1 < \mu_2$, se llevará a cabo una prueba de dos colas. El valor crítico de t , $t_{0.05(2),17} = 2.110$. Dado que $|11.199| \gg 2.110$, se rechaza H_0 y se acepta H_a . En efecto, $|-11.199|$ es mucho más grande que $t_{0.001(2),17}$ (3.965) y por lo tanto se concluye que con una probabilidad de $P \ll 0.001$ existe una diferencia entre la media del peso de las ratas en las dos zonas.

Suposiciones y Pruebas Inferenciales:

En este momento se tiene una herramienta estadística muy poderosa a disposición. Sin embargo, como con cualquier otra herramienta, a menos que se aprenda cómo y cuándo (y cuándo no) usarla, y sus limitaciones, se corre el riesgo de sacar conclusiones inapropiadas de los datos.

Todas las pruebas inferenciales están basadas en un número de suposiciones acerca de los datos. Estas son necesarias para poder hacer comentarios precisos sobre probabilidades. Sin ellas no se puede, por ejemplo, explícitamente definir α , o la probabilidad de un error tipo I. Sin establecer α , no se pueden hacer inferencias estadísticas.

Todas las pruebas inferenciales requieren muestreo al azar de los datos. Aunque no siempre es necesario que todos los aspectos de un diseño experimental necesiten (o deban) ser aleatorios, debe siempre haber al menos un elemento de aleatoriedad en el diseño.

Muchas pruebas asumen que los datos en cuestión están basados en alguna distribución teórica - generalmente la distribución normal - (algunos, que no cubriremos en este libro, están basados en otras distribuciones). Colectivamente estas pruebas se conocen como **pruebas paramétricas**. La otra gran clase de pruebas inferenciales que se discutirán son las conocidas como pruebas **no paramétricas**.

En adición a la suposición de 'normalidad', muchas pruebas paramétricas (ej. prueba t , ANOVA) también asumen que las varianzas de los diferentes grupos son iguales - la suposición de la homogeneidad de la varianza - y que no hay ninguna correlación entre las magnitudes de la media y la varianza (correlación y regresión). Si cualquiera de esas suposiciones es violada por los datos, es posible obtener resultados 'significativos' que son el producto de las suposiciones violadas. Dado este peligro, la regla No. 1 del análisis de datos es: **mirar los datos y comprobar las suposiciones antes de realizar más pruebas**.

Pruebas Paramétrica versus Pruebas No Paramétricas:

Las suposiciones de normalidad y homogeneidad de varianzas son suposiciones de pruebas **paramétricas** porque estas pruebas las requieren para ser válidas. Las pruebas no paramétricas o de distribución libre no se basan en ninguna distribución. Para la mayoría de las

pruebas paramétricas comúnmente usadas existe una prueba no paramétrica que es equivalente.

La prueba U de Mann-Whitney:

Para ilustrar el uso de las pruebas no paramétricas, se usará la prueba no paramétrica equivalente a la prueba t para dos muestras: la **prueba U de Mann-Whitney**.

Se pueden asignar rangos tanto del más pequeño al más grande, como viceversa. En el siguiente ejemplo los rangos han sido asignados del más pequeño al más grande. Al valor más pequeño (8) se le ha dado el valor de 1. Al valor que le sigue el de 2 y así sucesivamente. El valor más grande tiene el valor de rango de 13, que es también el número total de observaciones.

Si los dos lados de la ecuación no son iguales, entonces se ha cometido algún error en el camino.

El estadístico U de Mann-Whitney se calcula:

$$\begin{aligned}U &= n_1 \times n_2 + \frac{n_1 \times (n_1 + 1)}{2} - R_1 \\&= 8 \times 5 + \frac{8 \times (8 + 1)}{2} - 67 \\&= 40 + 36 - 67 \\&= \mathbf{9}\end{aligned}$$

Un estadístico también se debe calcular:

$$\begin{aligned}U' &= n_1 \times n_2 - U \\&= 8 \times 5 - 9 \\&= 40 - 9 \\&= \mathbf{31}\end{aligned}$$

Diámetros de los árboles
(en orden ascendente)

Diámetros Ordenados

<u>A</u>	<u>B</u>		<u>A</u>	<u>B</u>
10	8		3	1
15	9		5	2
22	13		6	4
30	25		8	7
31	34		9	10
40			11	
64			12	
85			13	
$n_1 = 8$	$n_2 = 5$	Σ Rangos:	$R_1 = 67$	$R_2 = 24$

Al igual que con las pruebas t, se necesita mirar el valor crítico de la prueba. Los valores críticos se encuentran buscando n_1 y n_2 (donde n_1 es ahora el menor de los dos tamaños de muestra y n_2 es el mayor de los dos).

El valor crítico $U_{0.05(2),5,8}$ en el ejemplo que se está mostrando es 34.

Si U ó U' es mayor o igual a U_{α, n_1, n_2} se rechaza H_0 y se acepta H_a . Si ambos U y U' son menores que U_{α, n_1, n_2} se falla en rechazar H_0 . En el ejemplo, ambos, U (9) y U' (31), son menores que $U_{0.05(2),5,8}$ (34) y por lo tanto no se rechaza H_0 .

El cálculo de U y U' puede también lograrse intercambiando R_1 y R_2 como se muestra a continuación:

$$U = n_2 \times n_1 + \frac{n_2 \times (n_2 + 1)}{2} - R_2$$

$$U' = n_2 \times n_1 - U$$

La prueba U de Mann-Whitney es la más poderosa de las pruebas no paramétricas de dos muestras. Cuando se puede aplicar esta prueba o la t, la prueba U tiene solamente alrededor del 95% del poder de t.

Las técnicas descritas arriba para calcular la prueba U funcionan bien mientras no hayan rangos **empates** en los datos. Cuando estos ocurren el proceso de ordenamiento se hace un poco más complicado.

Consideremos el siguiente ejemplo:

<u>A</u>	<u>B</u>	<u>Rango A</u>	<u>Rango B</u>
10	8	3	1
11	9	4.5	2
13	11	7	4.5
13	15	7	10
13	16	7	11
14	20	9	13
20	20	13	13
<u>30</u>	<u>28</u>	<u>16</u>	<u>15</u>
$n_1 = 8$	$n_2 = 8$	$R_1 = 66.5$	$R_2 = 69.5$

Como antes, a los tres valores menores (8, 9, 10) se les da rangos de 1, 2 y 3 respectivamente. Sin embargo, hay dos observaciones con el próximo valor en tamaño 11. Para asignar rangos a valores empatados se necesita calcular el **rango promedio** para las observaciones. El primer paso es sumar los rangos de las observaciones como si fueran diferentes. En el caso de los 11, los rangos serían 4 y 5, que suman 9. Ahora se divide esta suma por el número de observaciones de valor 11, en este caso 2. Y se obtiene que el rango promedio para los 11's es 4.5. El próximo valor en los datos es 13 y hay tres observaciones con este valor. La suma de los rangos sería $6 + 7 + 8 = 21$, que dividido por 3 es 7. Si se sigue el mismo proceso para los 20 el rango promedio es 13.

Una vez se completa el ordenamiento, el resto de la prueba se lleva a cabo como antes:

$$\begin{aligned}
 U &= 8 \times 8 + \frac{8 \times (8 + 1)}{2} - 66.5 \\
 &= 64 + 36 - 66.5 \\
 &= \mathbf{33.5}
 \end{aligned}$$

$$\begin{aligned}
 U' &= 8 \times 8 - 33.5 \\
 &= \mathbf{30.5}
 \end{aligned}$$

$$\text{Valor Crítico: } U_{0.05(2), 8, 8} = 51$$

Como 33.5 y 30.5 son ambos menores que el valor crítico 51, no se rechaza la hipótesis nula de que los dos grupos son iguales.

Análisis de Datos de Frecuencia

Uno de los datos más comunes que un biólogo tiene la oportunidad de encontrar son los de **Frecuencia** o **Enumeración** que consisten en conteos de objetos o eventos, separados por espacio o tiempo. Las técnicas utilizadas para analizar tales datos se agrupan con el nombre

de **Métodos Estadísticos de Enumeración**. Estos se dividen en dos grupos: **Pruebas de ‘Goodness of Fit’** y **Análisis de Tablas de Contingencia**. Las técnicas empleadas en ambos grupos son las mismas, lo que cambia es la manera en que son aplicadas y las preguntas que se quiere responder. De estas técnicas las dos más ampliamente conocidas son la **Prueba del Chi-cuadrado** y el **Análisis de Tablas de Contingencia**. Otras menos conocidas, pero no por eso menos importantes incluyen las pruebas **G**, **Poisson**, y **Binomial**.

La prueba del Chi-cuadrado:

El estadístico Chi-cuadrado (χ^2) se usa como medida de la desviación de una distribución resultado de los datos de un muestreo de alguna distribución esperada/teórica. χ^2 se calcula siempre usando el mismo formato:

$$c^2 = \sum \frac{O - E}{E}$$

Donde: **O** es la frecuencia observada: número de eventos, individuos, cosas, etc. reportada para cada clase de observación,

E es la frecuencia esperada para cada clase de observación asumiendo que la hipótesis nula es verdadera.

Es importante entender la diferencia entre las frecuencias observadas y esperadas. Las frecuencias observadas son aquellas que se han visto, capturado, etc. En el ejemplo de las ratas, hay dos clases de observación (machos y hembras) para las que fueron hechas todas las observaciones: 44 machos y 56 hembras. Las frecuencias esperadas son aquellas que esperaríamos encontrar si la hipótesis nula es verdad, dado el número total de observaciones en el experimento (n). Ya que definimos la hipótesis nula como, “la proporción de sexos para la población de ratas **no es** diferente de 1:1” o 50% machos y 50% hembras, el número esperado de machos y hembras es:

$$E_{\text{machos}} = n \times 0.50 = 100 \times 0.50 = 50$$

$$E_{\text{hembras}} = n \times 0.50 = 100 \times 0.50 = 50$$

Ahora se puede calcular el estadístico χ^2 de acuerdo a la fórmula de Chi-cuadrado:

$$\begin{aligned} c^2 &= \frac{44 - 50}{50} + \frac{56 - 50}{50} \\ &= \frac{-6}{50} + \frac{6}{50} \\ &= 0.72 + 0.72 \\ &= 1.44 \end{aligned}$$

La significancia de una desviación observada puede calcularse directamente, pero los cálculos son muy complejos. Afortunadamente existen tablas que permiten calcular la probabilidad aproximada de obtener la desviación observada (véase la Tabla de valores críticos de Chi-cuadrado). Para determinar la probabilidad se necesita calcular los grados de libertad (ν) para la prueba. Se calcula ν como el **número de clases - 1**. En el ejemplo, ν es: 2 (macho/hembra) - 1 = 1.

<u>Cebo</u>	<u>Número</u>
Atún	31
Mantequilla de maní	69
Pescado fresco	35
Queso	65

	Cebo				Total
	atún	maní	pescado	queso	
Observado	31	69	35	65	200
Esperado	50	50	50	50	200

$$\begin{aligned}
 c^2 &= \frac{31 - 50^2}{50} + \frac{69 - 50^2}{50} + \frac{35 - 50^2}{50} + \frac{65 - 50^2}{50} \\
 &= \frac{289}{50} + \frac{361}{50} + \frac{225}{50} + \frac{225}{50} \\
 &= 22.0
 \end{aligned}$$

Los grados de libertad (ν) son iguales al número de clases (4) - 1 = 3. Se escoge $\alpha = 0.05$.

Revisando la Tabla de valores críticos de Chi-cuadrado se ve el valor crítico $\chi^2_{0.05,3} = 7.815$. Como el valor encontrado de 22.0 es mayor que o igual a 7.815 se puede rechazar H_0 . Se concluye por el momento que hay una preferencia diferenciada por los diferentes tipos de cebo. El próximo paso, que desafortunadamente está fuera del alcance de este libro, sería hallar cuál de los tipos de cebo (si hay alguno) es significativamente preferido a los otros.

Pruebas con Tablas de Contingencia

En los ejemplos previos se trató con datos de frecuencia divididos en clases discretas por una variable (tipo de cebo, por ej.). Muchas veces, sin embargo, se necesita analizar diferenciados simultáneamente por dos variables. Se hace la pregunta “¿Son las frecuencias observadas en una variable, independientes de las frecuencias en la otra?” Como ejemplo se verá otro estudio del imaginario Pájaro Turista de Pecho Rojo. En este estudio se desea conocer si el tiempo de estadía en Galápagos es independiente del origen del ave.

La siguiente Tabla es un ejemplo de una **Tabla de Contingencia**. Al **número de filas**, correspondiente al número de clases para una de las dos variables, se le da el símbolo **F**. Al número de columnas, correspondiente al número de clases para la otra variable, se le da el símbolo **C**. No importa cuál variable se asigne a las filas y cuál a las columnas, los resultados de la prueba serán los mismos en cualquier caso. Las tablas se describen por el número de filas y

de columnas que tiene. Así, la Tabla es un ejemplo de una tabla de 3 x 3 porque tiene tres filas y tres columnas. La clase correspondiente a las columnas es “duración de la estadía” y la clase representada por las filas es “origen”. Cada uno de los datos está encerrado en una “celda”. Por ejemplo, la columna C₁ tiene tres celdas, una para el número 11, otra para el 4 y otra para el 55.

Origen	Duración de la estadía (Semanas)			total	
	<1	1 a 4	>4		
Norte América	11	38	13	62	(F ₁)
Europa	4	42	26	72	(F ₂)
Sudamérica	55	127	76	258	(F ₃)
total	70	207	115	392	(n)
	(C ₁)	(C ₂)	(C ₃)		

Con la excepción de las Tablas de contingencia de 2 x 2, es necesario calcular las frecuencias esperadas para cada celda (combinación de origen y duración) si se supone que H₀ es verdadera. El primer paso es calcular las sumas para cada una de las columnas y filas. Por ejemplo, la suma de la fila Origen = Norte América (F₁) es igual a: 11 + 38 + 13 = 62. El mismo proceso se sigue para las columnas. La suma de la primera columna Duración = 1 semana (C₁) es: 11 + 4 + 55 = 70. La Tabla arriba muestra las sumas de todas las filas y columnas. El número total de observaciones (n) es simplemente la suma de todos los totales de las columnas, o del total de las sumas de las filas. En este caso n es igual a 392. Para revisar, se pueden buscar los totales de las sumas de las filas y de las columnas. Si estas dos sumas no son iguales se ha cometido un error en alguna parte.

La probabilidad de que un ave venga de NA es: $\frac{\# \text{ Aves de NA}}{\# \text{ total de aves}}$

$$= \frac{62}{392}$$

$$= 0.1582$$

La probabilidad de que un ave se quede menos de una semana es:

$$\frac{\# \text{ aves que se quedan menos de una semana}}{\# \text{ total de aves}}$$

$$= \frac{70}{392}$$

$$= 0.1786$$

La probabilidad de que un ave venga de NA y se quede por menos de una semana es:

$$P = 0.1582 \times 0.1786 \\ = 0.0282$$

El número esperado de aves que vengan de NA y se queden por menos de una semana es:

$$0.0282 \times 392 \\ = 11.07$$

En general, la frecuencia esperada para una celda es: $\frac{F_i}{n} \times \frac{C_j}{n} \times n$

cancelando dos de las n's se tiene: $F_i \times C_j / n$

La Tabla abajo muestra los valores esperados para la Tabla arriba.

Origen	Duración de la estadía (Semanas)			total	
	<1	1 a 4	>4		
Norte América	11.07	32.74	18.19	62.0	(F1)
Europa	12.86	38.02	21.12	72.0	(F2)
Sudamérica	46.07	136.24	75.69	258.0	(F3)
	70.0	207.0	115.0	392.0	(n)
	(C1)	(C2)	(C3)		

La prueba de Chi-cuadrado es:

$$\chi^2 = \sum_{i=1}^f \sum_{j=1}^c \frac{O_{fc} - E_{fc}}{E_{fc}}^2 \\ = \frac{11 - 11.07^2}{11.07} + \frac{38 - 32.74^2}{32.74} + \frac{13 - 18.19^2}{18.19} + \frac{4 - 12.86^2}{12.86} + \frac{42 - 38.02^2}{38.02} \\ + \frac{26 - 21.12^2}{21.12} + \frac{55 - 46.07^2}{46.07} + \frac{127 - 136.24^2}{136.24} + \frac{76 - 75.69^2}{75.69} \\ = 0.0004 + 0.845 + 1.481 + 6.104 + 0.418 + 1.129 + 1.731 + 0.627 + 0.001 \\ = 12.329$$

Para probar este valor en contra del valor crítico apropiado se tienen que calcular los grados de libertad (ν). Para cualquier Tabla de Contingencia ν se calcula por la fórmula:

$$\nu = (f - 1)(c - 1)$$

$$\begin{aligned}v &= (3 - 1)(3 - 1) \\ &= 4\end{aligned}$$

El valor crítico para $\alpha = 0.05$ y $v = 4$ es 9.448. Dado que el valor hallado es \geq que el valor crítico se rechaza H_0 y se concluye por ahora, en base a la evidencia que proveen los datos, que la duración de la estadía no es igual para los diferentes orígenes del ave turística de pecho rojo.

Valores Críticos de Chi-cuadrado c^2

v	$\alpha =$ 0.05	0.025	0.01	0.005	0.001
1	3.841	5.024	6.635	7.879	10.828
2	5.991	7.378	9.210	10.597	13.816
3	7.815	9.348	11.345	12.838	16.266
4	9.488	11.143	13.277	14.860	18.467
5	11.070	12.833	15.086	16.750	20.515
6	12.592	14.449	16.812	18.548	22.458
7	14.067	16.013	18.475	20.278	24.322
8	15.507	17.535	20.090	21.955	26.124
9	16.919	19.023	21.666	23.589	27.877
10	18.307	20.483	23.209	25.188	29.588
11	19.675	21.920	24.725	26.757	31.264
12	21.026	23.337	26.217	28.300	32.909
13	22.362	24.736	27.688	29.819	34.528
14	23.685	26.119	29.141	31.319	36.123
15	24.996	27.488	30.578	32.801	37.697
16	26.296	28.845	32.000	34.267	39.252
17	27.587	30.191	33.409	35.718	40.790
18	28.869	31.526	34.805	37.156	42.312
19	30.144	32.852	36.191	38.582	43.820
20	31.410	34.170	37.566	39.997	45.315
21	32.671	35.479	38.932	41.401	46.797
22	33.924	36.781	40.289	42.796	48.268
23	35.172	38.076	41.638	44.181	49.728
24	36.415	39.364	42.980	45.559	51.179
25	37.652	40.646	44.314	46.928	52.620
26	38.885	41.923	45.642	48.290	54.052
27	40.133	43.195	46.963	49.645	55.476
28	41.337	44.461	48.278	50.993	56.892
29	42.557	45.722	49.588	52.336	58.301
30	43.773	46.979	50.892	53.672	59.703
31	44.985	48.232	52.191	55.003	61.098
32	46.194	49.480	53.486	56.328	62.487
33	47.400	50.725	54.776	57.648	63.870
34	48.602	51.966	56.061	58.964	65.247
35	49.802	53.203	57.342	60.275	66.619
36	50.998	54.437	58.619	61.581	67.985
37	52.192	55.668	59.893	62.883	69.346
38	53.384	56.896	61.162	64.181	70.703
39	54.572	58.120	62.428	65.476	72.055
40	55.758	59.342	63.691	66.766	73.402

Valores Críticos para la Prueba t

$\alpha(1)$	0.20	0.10	0.05	0.02	0.01	0.005	0.002	0.001
$\alpha(2)$	0.10	0.05	0.025	0.01	0.005	0.0025	0.001	0.0005
v								
1	3.078	6.314	12.706	31.821	63.657	127.32	318.30	636.61
2	1.886	2.920	4.303	6.965	9.925	14.089	22.327	31.599
3	1.638	2.353	3.182	4.541	5.841	7.453	10.215	12.924
4	1.533	2.132	2.776	3.747	4.604	5.598	7.173	8.610
5	1.476	2.015	2.571	3.365	4.032	4.773	5.893	6.869
6	1.440	1.943	2.447	3.143	3.707	4.317	5.208	5.959
7	1.415	1.895	2.365	2.998	3.499	4.209	4.785	5.408
8	1.397	1.860	2.306	2.896	3.355	3.833	4.501	5.041
9	1.383	1.833	2.262	2.821	3.250	3.690	4.297	4.781
10	1.372	1.812	2.228	2.764	3.169	3.581	4.144	4.587
11	1.363	1.795	2.201	2.718	3.106	3.497	4.025	4.437
12	1.356	1.782	2.179	2.681	3.055	3.428	3.930	4.318
13	1.350	1.771	2.160	2.650	3.012	3.372	3.852	4.221
14	1.345	1.761	2.145	2.624	2.977	3.326	3.787	4.140
15	1.341	1.753	2.131	2.602	2.947	3.286	3.733	4.073
16	1.337	1.746	2.120	2.583	2.921	3.252	3.686	4.015
17	1.333	1.740	2.110	2.567	2.898	3.222	3.646	3.965
18	1.330	1.734	2.101	2.552	2.878	3.197	3.610	3.922
19	1.328	1.729	2.093	2.539	2.861	3.174	3.579	3.883
20	1.325	1.725	2.086	2.528	2.845	3.153	3.552	3.850
21	1.323	1.721	2.080	2.518	2.831	3.135	3.527	3.819
22	1.321	1.717	2.074	2.508	2.819	3.119	3.505	3.792
23	1.319	1.714	2.069	2.500	2.807	3.104	3.485	3.768
24	1.318	1.711	2.064	2.492	2.797	3.091	3.467	3.745
25	1.316	1.708	2.060	2.485	2.787	3.078	3.450	3.725
26	1.315	1.706	2.056	2.479	2.779	3.067	3.435	3.707
27	1.314	1.703	2.052	2.473	2.771	3.057	3.421	3.690
28	1.313	1.701	2.048	2.467	2.763	3.047	3.408	3.674
29	1.311	1.699	2.045	2.462	2.756	3.038	3.396	3.659
30	1.310	1.697	2.042	2.457	2.750	3.030	3.385	3.646
31	1.309	1.696	2.040	2.453	2.744	3.022	3.375	3.633
32	1.309	1.694	2.037	2.449	2.738	3.015	3.365	3.622
33	1.308	1.692	2.035	2.445	2.733	3.008	3.356	3.611
34	1.307	1.691	2.032	2.441	2.728	3.002	3.348	3.601
35	1.306	1.690	2.030	2.438	2.724	2.996	3.340	3.591
36	1.306	1.688	2.028	2.434	2.719	2.990	3.333	3.582
37	1.305	1.687	2.026	2.431	2.715	2.985	3.326	3.574
38	1.304	1.686	2.024	2.429	2.712	2.980	3.319	3.566

39	1.305	1.685	2.023	2.426	2.708	2.976	3.313	3.558
40	1.303	1.684	2.021	2.423	2.704	2.971	3.307	3.551

Valores Críticos para la Prueba t

$\alpha(1)$	0.20	0.10	0.05	0.02	0.01	0.005	0.002	0.001
$\alpha(2)$	0.10	0.05	0.025	0.01	0.005	0.0025	0.001	0.0005
ν								
41	1.303	1.683	2.020	2.421	2.701	2.967	3.301	3.544
42	1.302	1.682	2.018	2.418	2.698	2.963	3.296	3.538
43	1.302	1.681	2.017	2.416	2.695	2.959	3.291	3.532
44	1.301	1.680	2.015	2.414	2.692	2.956	3.286	3.526
45	1.301	1.679	2.014	2.412	2.690	2.952	3.281	3.520
46	1.300	1.679	2.013	2.410	2.687	2.949	3.277	3.515
47	1.300	1.678	2.012	2.408	2.685	2.946	3.273	3.510
48	1.299	1.677	2.011	2.407	2.682	2.943	3.269	3.505
49	1.299	1.677	2.010	2.405	2.680	2.940	3.265	3.500
50	1.299	1.676	2.009	2.403	2.678	2.937	3.261	3.496
52	1.298	1.675	2.007	2.400	2.674	2.932	3.255	3.488
54	1.297	1.674	2.005	2.397	2.670	2.927	3.248	3.480
56	1.297	1.673	2.003	2.395	2.667	2.923	3.242	3.473
58	1.296	1.672	2.002	2.392	2.663	2.918	3.237	3.466
60	1.296	1.671	2.000	2.390	2.660	2.915	3.232	3.460
62	1.295	1.670	1.999	2.388	2.657	2.911	3.227	3.454
64	1.295	1.669	1.998	2.386	2.655	2.908	3.223	3.449
66	1.295	1.668	1.997	2.384	2.652	2.904	3.218	3.444
68	1.294	1.668	1.995	2.382	2.650	2.902	3.214	3.439
70	1.294	1.667	1.994	2.381	2.648	2.899	3.211	3.435
72	1.293	1.666	1.993	2.379	2.645	2.896	3.207	3.431
74	1.293	1.666	1.993	2.378	2.644	2.894	3.204	3.427
76	1.293	1.665	1.992	2.376	2.642	2.891	3.201	3.423
78	1.292	1.665	1.991	2.375	2.640	2.889	3.198	3.420
80	1.292	1.664	1.990	2.374	2.639	2.887	3.195	3.416
82	1.292	1.664	1.989	2.373	2.637	2.885	3.193	3.413
84	1.292	1.663	1.989	2.372	2.636	2.883	3.190	3.410
86	1.291	1.663	1.988	2.370	2.634	2.881	3.188	3.407
88	1.291	1.662	1.987	2.369	2.633	2.880	3.185	3.405
90	1.291	1.662	1.987	2.368	2.632	2.878	3.183	3.402
100	1.290	1.660	1.984	2.364	2.626	2.871	3.174	3.390
200	1.286	1.653	1.972	2.345	2.601	2.839	3.131	3.340
250	1.285	1.651	1.969	2.341	2.596	2.832	3.123	3.330
300	1.284	1.650	1.968	2.339	2.592	2.828	3.118	3.323
350	1.284	1.649	1.967	2.337	2.590	2.825	3.114	3.319
400	1.284	1.649	1.966	2.336	2.588	2.823	3.111	3.315
450	1.283	1.648	1.965	2.335	2.587	2.821	3.108	3.312
500	1.283	1.648	1.965	2.334	2.586	2.820	3.107	3.310
600	1.283	1.647	1.964	2.333	2.584	2.817	3.104	3.307
700	1.283	1.647	1.963	2.332	2.583	2.816	3.102	3.304

800	1.282	1.647	1.963	2.331	2.582	2.815	3.100	3.303
900	1.282	1.647	1.963	2.350	2.581	2.814	3.099	3.301
1000	1.282	1.646	1.962	2.330	2.581	2.813	3.098	3.300

Clave dicótoma para pruebas estadísticas

Esta clave es una guía para ayudarte a seleccionar la prueba apropiada. Se puede encontrar con más detalles dentro de este manual, o consultar un libro de estadística.

- 1a. Pregunta sobre asociaciones entre las variables . . . 2
- 1b. Pregunta sobre diferencias entre grupos . . . 5

- 2a. Las variables varían juntas pero una no depende de la otra . . . 3
- 2b. Las variable varían juntas, y el valor de una variable se supone depende del valor de la otra (contiene la predicción) . . . 4

- 3a. Paramétrica **Correlación de Pearson**
- 3b. No paramétrica . . . **Correlación de Spearman o Correlación de Kendal**

- 4a. Paramétrica **Regresión lineal**
- 4b. No paramétrica . . . No hay

- 5a. Pregunta sobre diferencias entre distribuciones de frecuencias . . . 6
- 5b. Pregunta sobre diferencias entre promedios o varianzas 7

- 6a. Comparación entre una distribución de frecuencia de muestras y una distribución teórica . . . **Chi cuadrado o prueba de G, "Goodness-of-Fit"**
- 6b. Comparación entre dos o más distribuciones de frecuencias . . . **Chi cuadrado o prueba de G Prueba de Independencia**

- 7a. Pregunta sobre diferencias entre varianzas de muestras . . . 8
- 7b. Pregunta sobre diferencias entre promedios de muestras . . . 9

- 8a. Pregunta sobre diferencias entre dos varianzas **Prueba de F**
- 8b. Pregunta sobre diferencias entre tres o más variaciones . . . **Prueba de Bartlett**

- 9a. Pregunta sobre diferencias entre dos promedios 10
- 9b. Pregunta sobre diferencias entre tres o más promedios . . . 13

- 10a. Paramétrica 11
- 10b. No paramétrica . . . 12

- 11a. Las dos muestras forman parejas naturales . . . **Prueba de t pareada**
- 11b. Las dos muestras son independientes **Prueba de t no pareada**

- 12a. Las dos muestras en parejas naturales . . . **Prueba Wilcoxon signed-rank**
12b. Las dos muestras son independientes . . . **Prueba Mann-Whitney U o Wicoxon**
- 13a. Paramétrica **Análisis de Variación (ANOVA)**
13b. No paramétrica . . . **Prueba de Kruskal-Wallis**

Métodos de muestreo

por
Gregory Gilbert

El tipo de muestreo usado es un aspecto fundamental en el diseño de estudios ecológicos. Hay una gran variedad de muestreos posibles, incluyendo transectos y parcelas muestreo aleatorio y sistemático y muestreo basado en área o en individuos. Cada tipo de muestreo tiene aspectos positivos y negativos. Los dos requisitos más importantes en el diseño son que (1) el tipo de muestreo sea apropiado para la pregunta específica, y (2) que el muestreo sea representativo de la población o comunidad bajo estudio.

A continuación presentamos diferentes tipos de muestreos comúnmente usados y las consideraciones importantes en la selección de un sistema de muestreo para estudios de la vegetación en el campo. Algunos aspectos de la discusión también se aplican a estudios de animales, pero ya se discuten detalles particulares a estudios de comportamiento y dinámica de poblaciones de animales en los capítulos "Introducción a las investigaciones de comportamiento" y "Métodos de censo para el estudio de los anfibios anuros".

Transectos versus parcelas

Los dos tipos de muestreo más comunes en estudios de vegetación son transectos y parcelas. En un transecto, un eje muy largo es dominante sobre el eje muy estrecho (p.e. 100m x 5 m) (Figura 1). Una parcela es un área delimitada, puede ser cuadrada, rectangular o redonda, donde las dimensiones "x" y "y" no son muy diferentes (p.e. 5m x 5m; diámetro 3m; 1000m x 500m) (Figura 1). Los dos métodos tienen unos usos muy diferentes, pero hay superposición de usos entre los dos y a veces es difícil determinar cual es el más apropiado.

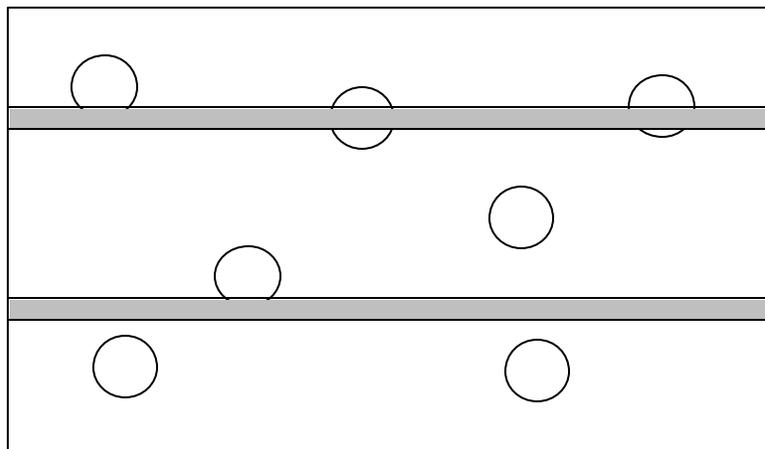


Figura 1. Área de estudio con siete parcelas pequeñas (círculos) ubicados al azar y dos transectos (gris).

Un transecto es especialmente apropiado si quisieras medir un gradiente en una

dimensión. Unos ejemplos de gradientes en un dimensión son:

- cambios en la densidad de plántulas en relación a la distancia del árbol madre
- cambios en la composición de una comunidad desde el borde hasta el centro de un fragmento de bosque
- el gradiente de luz disponible desde el centro de un claro hacia el sotobosque
- cambios de la estructura de la vegetación con la altura, en una montaña.

Los transectos tienen la desventaja de no aportar información de relaciones espaciales 2-dimensionales. Además, los datos colectados y secciones adyacentes dentro de un transecto (p.e. entre 5-10m y 10-15m del origen) son menos independientes que dos partes alejadas (p.e. 5-10m y 220-225m). Esto viola la suposición de independiencia para muchas pruebas estadísticas, aunque hay una clase de estadísticas, "geoestadísticas", que aprovecha esta estructura específicamente para hacer inferencias sobre relaciones espaciales. Los transectos son muy útiles en estudios descriptivos o cuando se quiere establecer relaciones estadísticas entre dos factores, como la disponibilidad de agua en el suelo con la distancia desde la orilla del lago y la abundancia de un cierto tipo de planta.

Las Parcelas tienen dos usos principales: las parcelas grandes, para el estudio de relaciones espaciales en dos dimensiones y las pequeñas, sirven cómo réplicas para hacer comparaciones entre dos o más condiciones o para establecer relaciones entre dos factores que no tienen un gradiente unidimensional aparente.

Parcelas grandes son especialmente útiles para estudios como:

- dinámicas de poblaciones de árboles en una comunidad dada y definida, como de la Isla de Barro Colorado (*un censo completo cada 5 años*)
- dispersión de plantas de una especie en relación a la topografía de un área (*distribución en una escala de hectáreas*)
- asociaciones positivas o negativas entre dos o más especies en un bosque (*en una comunidad de 50 especies, qué tan frecuentemente se encuentra especie B como el vecino más cercano de la especie A*).

La desvantaja principal de las parcelas grandes es que generalmente no hay réplicas por lo que no se puede extrapolar los resultados más allá de la parcela estudiada.

Parcelas pequeñas tienen una gran variedad de usos importantes. Algunos de estos son:

- estimar la densidad de una especie dada en un área grande (*en un pasto de 1ha, determinar la densidad de especie C en un número de parcelas de 1m²*)
- comparar la diversidad de plantas en dos hábitat distintos (*diversidad en un pantano versus en tierra seca*)
- asociación espacial entre dos especies (*en x parcelitas, la frecuencia de co-ocurencia de dos especies*).
- establecer correlaciones entre dos factores que se pueden medir (*luz incidente y densidad de plántulas*).

La desventaja principal de usar parcelitas es la determinación del número y tamaño apropiado

de las parcelas para las condiciones del estudio.

¿Qué significa parcela grande y parcela pequeña? No es posible dar dimensiones de las dos clases de parcelas. Entre otros factores, la escala apropiada depende de:

- el tamaño de los organismos (*parcelitas de 1 m² no son apropiados para estudios de árboles, ni de 1km² para estudios de bacterias*)
- la densidad de los organismos (*para árboles escasos con una densidad de 10 individuos / ha, una serie de parcelitas de 10m² no funciona bien, pero una parcela grande de 50 ha puede funcionar*)
- la distribución de los organismos (*si la especie de interés es común, pero ocurre en parches distintos, las parcelas pequeñas pueden sub- o sobre-estimar la población de la especie*) Ver la discusión del capítulo "¿Cómo se miden los patrones de dispersión?" para un ejemplo relacionado.
- el tamaño del sistema bajo estudio (*para estimar la densidad de una especie en el Parque Soberanía 10 parcelas de 10m² no darán datos adecuados, pero 10 parcelas "pequeñas" de 1 ha pueden servir. Por otro lado, en un estudio de fragmentos de bosques, 1ha puede representar todo el sistema y ser una parcela grande*).

Es importante saber algo del sistema antes de empezar el estudio (por medio de un pre-estudio pequeño u observaciones preliminares). Las parcelas réplicas casi siempre son mejores que una sola parcela, pero hay casos cuando no es posible o cuando el sistema es lo suficientemente pequeño para hacer un censo completo.

Area versus individuos

La discusión sobre parcelas y transectos siempre ha sido basada en la suposición de que la unidad de interés era un área, y eso es apropiado en muchos casos. Pero hay ciertos tipos de preguntas para las cuales una cantidad de individuos - de árboles, hojas, o frutos - puede ser más apropiado. Unos ejemplos son:

- distribución de tamaños de individuos dentro de la población del árbol de la especie A.
- proporción de árboles de un tipo que son infectados por el hongo especie B.
- proporción de hojas atacadas por un herbívoro.
- estudios de especies muy escasas, que requieren parcelas muy grandes para tener un muestreo adecuado para los análisis.

Aleatorio vs. sistemático

En la mayoría de los estudios, un muestreo aleatorio (p.e. parcelitas ubicadas al azar) es el método preferido. En ciertos casos, factores ambientales o relacionados con la estructura de una población pueden influir en la confiabilidad de un muestreo aleatorio. Ejemplos de tales factores son:

- existen dos tipos de suelos en un bosque que pueden influir sobre los tipos de árboles que crecen y quisieras estimar la densidad de una especie en el bosque entero

- existe estratificación vertical o horizontal en la distribución de un patógeno o herbívoro en el dosel de un árbol (p.e. solamente se encuentra el bicho en la periferia de la copa) y quisieras estimar la tasa de infección total
- quieres comparar diferentes especies de árboles por una asociación con hormigas, pero las estructuras de edades de las poblaciones de árboles son diferentes entre especies.

En tales casos es prudente introducir un elemento sistemático en el muestreo, para acomodar estas diferencias extrínsecas. En los ejemplos arriba, podrías:

- distribuir las parcelitas proporcionalmente entre los dos tipos de suelo según su proporción del área total
- tomar muestras de las partes de abajo, el centro y arriba en cada copa
- incluir cierto número de individuos de clases de árboles de diámetro 1-4 cm, 4-8 cm, 8-16 cm y mayor de 16 cm.

Este componente sistemático debe ser incluido en el análisis de datos, frecuentemente como componente "bloque".

Consideraciones generales

Para tener un muestreo representativo hay que tomar en consideración varios factores. Los estudios preliminares ayudan mucho en determinar cómo incluir estos tipos de factores. Siempre debes considerar:

El tamaño del muestreo mínimo

Hay que buscar el balance entre la necesidad de tener suficientes datos para hacer un muestreo representativo y el tiempo, energía y a veces plata involucrado en estudios grandes. Siempre debes buscar el tamaño mínimo del muestreo, pero éste debe ser lo suficientemente grande para contestar la pregunta. Debes considerar la varianza asociada a las características de interés. Para ciertas preguntas, pueden ser útiles las curvas de especies vs. área (o vs. individuos) (ver el capítulo "Índices de diversidad").

La distribución espacial o temporal de los organismos

Como discutimos arriba, la distribución espacial (o temporal) influye mucho en el tamaño apropiado de las parcelas y en decisiones relacionadas a la necesidad de incluir elementos sistemáticos en el diseño.

Factores que podrían influir en el muestreo

Aparte de los factores discutidos arriba como suelos, distribución espacial o edades, debes pensar en otros factores que pueden influir en el muestreo. Si vas a comparar la densidad de dos especies en un área, ¿son las dos "aparentemente" igual de obvias - fáciles de ver? Si una especie es amarilla con rayas rojas y la otra café oscuro, ¿cómo puedes asegurar que la eficiencia de muestreo es igual para las dos especies?

Las preguntas específicas del estudio

Siempre, lo más importante es asegurar que el diseño del estudio sea apropiado y óptimo para las preguntas específicas. No debes usar una técnica solamente porque "funcionó antes en otro estudio". Piensa en cómo vas a analizar los datos y probar la hipótesis antes de empezar la recolecta de datos.

Cómo recolectar, registrar y organizar datos

-Información básica para hacer tu vida menos complicada-

por

Elisabeth B. King y Gregory S. Gilbert

Aparentemente coleccionar datos es algo bastante fácil, pero, especialmente cuando estás trabajando en grupo, ayuda mucho estar de acuerdo en un formato apropiado para el experimento. Aquí hay algunas sugerencias para evitar problemas en el proceso de hacer investigaciones.

- (1) Pensar en la meta del experimento y exactamente qué pregunta quisieras contestar.
- (2) Definir las variables necesarias para contestar la pregunta, antes de ir al campo. Decidir cuál será la unidad de medida.
- (3) Decidir cómo se van a presentar los resultados y pensar en cómo se pueden registrar los datos para hacer el análisis y los gráficos más fácilmente.
- (4) Hacer hojas de datos, o pensar cómo vas a escribir los datos en tu libreta antes de salir al campo. Siempre lleva una libreta o papel para escribir tus datos. No los escribas en el pantalón o en un pedacito de papel higiénico que encuentras en el camino. Este consejo parece bobo, pero es más fácil llevar una libreta que buscar tus datos en la lavandería o en la basura.
- (5) Siempre escribe **la fecha** en cada hoja. También escribir las unidades.

Ejemplos:

- (1) ¿Están los cocodrilos más activos en algunas horas del día que en otras? Vamos a observar un cocodrilo desde las seis de la mañana hasta las seis de la tarde. Usando un reloj, vamos a registrar el número de minutos que el lagarto se mueve durante cada hora. Antes de ir al campo, haz un cuadro de doce columnas, cada una encabezada con las horas del día. Bajo cada hora podemos anotar cuántos minutos observamos al lagarto haciendo cualquier actividad, usando una línea distinta para cada observación. Al terminar con cada hora, se pueden sumar las observaciones.

Cocodrilo 1

15 de abril de 1994

		Actividad (minutos)										
Hora:	0600	0700	0800	0900	0010	0011	0012	0013	0014	0015	0016	0017
	2	3	1				2	1	2	1	1	4
	3	3									3	1
	2	2									1	3
	1											
Total:	8	8	1				2	1	2	1	5	8

(2) Quizás quieres determinar si el lagarto tiene preferencias por diferentes actividades en distintos momentos del día. En este caso, hay que anotar la hora de la actividad, la duración y el tipo de actividad. Ayuda mucho hacer un pre-estudio para determinar el rango de actividades que se pueden encontrar y designar categorías de actividades antes de ir al campo. En tal caso, podrías tomar los datos en un cuadro así:

Cocodrilo 1

15 de abril de 1994

Hora en que empezó	Hora en que terminó	Duración de la actividad (minutos)	Actividad
6:05	6:07	2	camino del nido al agua
6:09	6:11	3	nadando
6:18	6:20	2	nadando
6:38	6:39	1	cazando un pez
7:11	7:14	3	nadando
7:16	7:19	3	nadando
7:52	7:54	2	camino al nido
8:16	8:17	1	moviéndose en el nido
12:15	12:17	2	camino al agua

(3) A veces tendrás que tomar muchas medidas del mismo individuo. En el campo es muy fácil olvidar hacer una medida. Para evitar este problema, siempre es mejor hacer un formulario para cada individuo. Si tienes interés en ver si hay una diferencia entre el número de hojas, altura de una planta o porcentaje de herbivoría con el sitio donde la planta está ubicada (en el sol o en la sombra), podrías hacer una tabla así:

Planta #	Sol/Sombra	# de hojas	altura (cm)	% herbivoría
1	sol	14	35	20
2	sol	25	46	10
3	sombra	12	25	45
4	sombra	19	29	35

(4) Si el análisis es uno de una tabla de contingencia (2x2 Chi-cuadrado), es posible anotar los datos directamente en el cuadro. Si quisieras ver si las hormigas asociadas con plantas de *Inga* atacan igualmente a gusanos verdes y gusanos chocolates introducidos en la planta huésped, puedes preparar una tabla así y poner marcas en los cuadros apropiados después de cada intento. Al terminar el ensayo, es fácil contar las marcas y hacer el análisis.

<u>tipo de gusano</u>	<u>reacción de las hormigas</u>	
	atacar	no atacar
verde		
chocolate		

Indices de diversidad

por

Gregory S. Gilbert

Introducción

La gran riqueza biológica de los bosques tropicales ha atraído mucha atención entre ecólogos y biólogos mundiales. Muchas preguntas fundamentales de la ecología de comunidades involucran investigaciones acerca de los mecanismos desarrollados para el mantenimiento de diversidades bajas o altas en varios hábitats. Además, algunas decisiones relacionadas con la conservación de áreas naturales, muchas veces dependen de medidas de diversidad. No obstante, hay una gran variedad de índices de diversidad y mucho desacuerdo sobre la mejor manera de medir diversidad. A continuación se presentan varios métodos sencillos y comunes para medir la diversidad de comunidades biológicas.

Riqueza

Una de las medidas más comunes y fáciles de determinar es la riqueza de especies en una comunidad. La riqueza es el número de especies presente en la comunidad. La riqueza de una comunidad frecuentemente contiene suficiente información sobre la diversidad de las comunidades bajo estudio para evaluar hipótesis interesantes. La riqueza *no* incluye información sobre la abundancia relativa de especies en una comunidad.

Una manera informativa para mostrar la diversidad de una comunidad y para evaluar si el diseño del muestreo es suficiente para incluir la mayoría de especies en una comunidad, es producir un gráfico de especies-área o especies-individuos. Por ejemplo, si quisieramos ver cuántos tipos de árboles viven en un bosque viejo vs. un bosque joven en la Península Gigante, podemos establecer 10 parcelas de 5m x 5m en los dos tipos de bosque y apuntar cuáles especies de árboles se encuentran en cada parcela (Tabla 1). En cada bosque independientemente, se puede contar el número acumulativo de especies diferentes con la adición de cada parcela nueva (Figura 1). De esta manera podemos ver que (1) la riqueza del bosque viejo es más alta que la del bosque joven y (2) que hemos colectado la mayoría de las especies que vamos a encontrar en el bosque joven (la curva es casi plana) pero en casi todas las parcelas en el bosque viejo encontramos más especies nuevas. Cuando las parcelas de las dos comunidades tienen números muy diferentes de individuos, es útil hacer los gráficos con especies acumulativas por número de individuos acumulativo, en lugar de número de parcelas.

Si quisieras comparar dos o más comunidades, es muy importante tener igualdad de esfuerzo de muestreo (el mismo área, el mismo número de árboles, etc.) en las comunidades. El uso de la riqueza de especies como medida de diversidad es (1) fácil de determinar y (2) intuitiva. No obstante, es (3) sensitiva a diferencias en el tamaño de la muestra, (4) no contiene información de abundancia relativa de las especies y (5) difícil de comparar estadísticamente.

Tabla 1. Número y especies de árboles encontrados en parcelas (100m²) en el bosque viejo y bosque joven en la Península de Gigante.

Bosque	Parcela	sp.	# spp.	cum # spp.	# indiv.										
		A	B	C	D	E	F	G	H	I	J	K			
Joven	1	6	4		2			1					4	4	13
Joven	2	5	3			1		2					4	5	11
Joven	3	4	5		1	1							4	5	11
Joven	4	7	3			1							3	5	11
Joven	5	5	5		2	2	1						5	6	15
Joven	6	4	6		1			1					4	6	12
Joven	7	5	5	1	1			2	1				6	7	15
Joven	8	7	3		1	1		1					5	7	13
Joven	9	4	5		2	2							4	7	13
Joven	10	6	2		3	1		1					5	7	13
Viejo	1	1	3	2				3					4	4	9
Viejo	2	1	4					4	3	1			5	6	13
Viejo	3	2	1	3				4		2		1	6	7	13
Viejo	4		4					1	3	3		1	5	7	12
Viejo	5	2	5	1			1	5		1			6	8	15
Viejo	6	3	2	3				1	4		2		6	8	15
Viejo	7	3	1	4	1			3		2			6	9	14
Viejo	8	1		2	1			1	4	2	1		7	9	12
Viejo	9	2	3		1	1	1				2		6	10	10
Viejo	10	3		2		1		3		2	2	1	7	11	14
Joven	Total	53	41	1	13	9	3	7	0	0	0	0	7	7	127
Viejo	Total	18	23	17	3	2	4	31	8	16	2	3	11	11	127

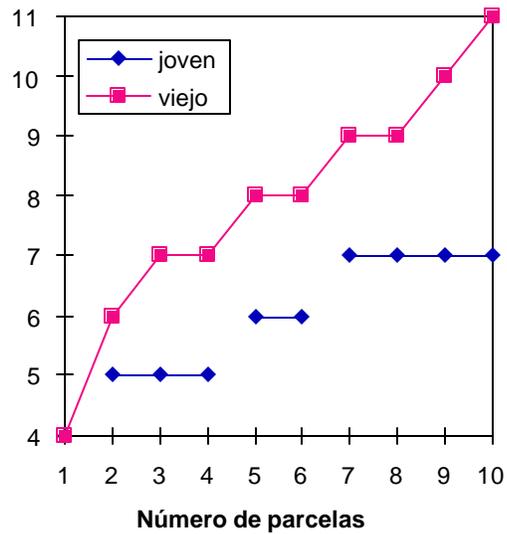


Figura 1. Número acumulativo de especies de árboles encontrados en parcelas de 100 m² en bosque joven y bosque viejo en la Península Gigante.

Abundancia relativa

Hay mucha información sobre la estructura de una comunidad biológica en la abundancia relativa de especies. Para mostrar estos datos gráficamente, es necesario determinar el número de especies por categoría de individuos, obteniendo así varias abundancias dentro de la comunidad. Por ejemplo, en las comunidades de la Tabla 1, habían dos especies con dos individuos en el bosque viejo, pero este caso nunca ocurrió en el bosque joven. El número de especies con 1, 2, 3, ... 53 individuos está resumido en la Tabla 2. En este caso, y frecuentemente en hábitats de alta diversidad, la mayoría de las categorías van a tener 0 ó 1 individuo, una situación difícil de interpretar gráfica o analíticamente. Es útil agrupar las categorías de frecuencias en escalas logarítmicas que dependerán de los datos que tengamos (\log_2 : 2,4,8,16,32,64...; \log_{10} : 1,10,100,1000, 10000...). En nuestro ejemplo, podemos decir que el bosque viejo tiende a tener más especies escasas (1-4 individuos) que el bosque joven. Esta estructura contribuye a la alta diversidad (y a las dificultades en conocer todas las especies) en el bosque viejo comparado con el bosque joven (Figura 1).

Tabla 2. Número de individuos por especie de árbol en bosque joven y bosque viejo en la Península Gigante (datos originales en la Tabla 1). Frecuencia de especies por categoría en escala log₂.

a.	Número de individuos por especie	Número de especies Bosque joven	Número de especies Bosque viejo	
	1	1	0	
	2	0	2	
	3	1	2	
	4	0	1	
	7	1	0	
	8	0	1	
	9	1	0	
	13	1	0	
	16	0	1	
	17	0	1	
	18	0	1	
	23	1	0	
	31	0	1	
	41	0	1	
	53	1	0	

b.	Número de individuos por especie	Max. # de individuos por especie	NºespeciesBosque joven	Nºespecies Bosque viejo
	1-2	2	1	2
	3-4	4	1	3
	5-8	8	1	1
	9-16	16	2	1
	17-32	32	1	3
	33-64	64	1	1

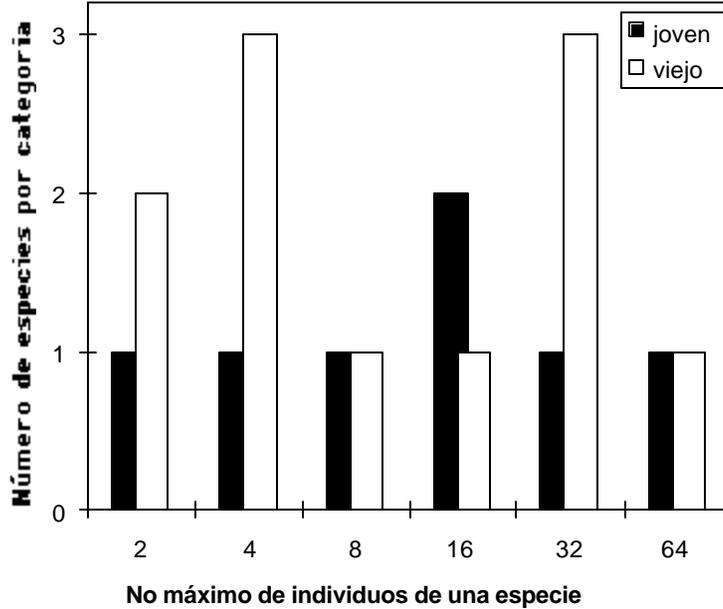


Figura 2. Frecuencia

cia de especies de árboles en bosque joven y bosque viejo en la Península de Gigante, por número de individuos de la especie en 1000 m².

El uso de gráficos para el análisis de frecuencias relativas es (1) muy fácil de hacer, (2) conserva la mayoría de la información colectada y (3) es muy útil en el análisis subjetivo de la estructura de las comunidades. La comparación cuantitativa entre las curvas para dos comunidades es posible con una computadora, usando la prueba Kolmogorov-Smirnov.

Índice de diversidad Shannon-Wiener

El índice de diversidad más común en la literatura es el de Shannon-Wiener (H') (a veces este índice se llama Shannon-Weaver, por errores históricos). Este índice pretende integrar toda la información de frecuencias relativas de las especies en un solo número, llamado H' . H' usualmente cae entre 1.5 y 3.5 y casi nunca sobrepasa 4.5; un índice alto indica alta diversidad. La fórmula para el índice es $H' = - \sum p_i \ln p_i$, donde p_i es la proporción del número total de individuos representado por una especie i . Frecuentemente usado junto con H' es un índice de equidad (E) de las especies (donde la equidad máxima ocurre cuando todas las especies tienen el mismo número de individuos). Como la diversidad máxima ocurre cuando todas las especies son igualmente abundantes, el $H_{\max} = \ln S$ (donde S = el número de especies en el sistema). Podemos calcular la equidad como una proporción de equidad

$$\text{máxima, } E = \frac{H'}{H_{\max}} = \frac{H'}{\ln S} = \frac{2.052}{\ln(11)} = \frac{2.052}{2.398} = 0.856$$

Para hacer pruebas estadísticas con el H' , se calcula la varianza de diversidad según la fórmula

$$VarH' = \frac{\sum p_i (\ln p_i)^2 - (\sum p_i \ln p_i)^2}{N} - \frac{S-1}{2N^2} = \frac{(4.701 - 4.209)}{127} - \frac{(11-1)}{((2 * 127)^2)} = 0.004$$

Para comparar dos comunidades (1 y 2), se puede usar la formula para t :

$$t = \frac{H'_1 - H'_2}{\sqrt{(VarH'_1 + VarH'_2)}} = \frac{(2.052 - 1.437)}{\sqrt{(0.004 + 0.005)}} = 6.482$$

Los grados de libertad son:

$$g.l. = \frac{(VarH'_1 + VarH'_2)^2}{[(VarH'_1)^2 / N_1] + [(VarH'_2)^2 / N_2]} = \frac{(0.004 + 0.005)^2}{(0.004^2 / 127 + 0.005^2 / 127)} = 309$$

Para calcular los índices H' y E , ayuda organizar los datos en una tabla como la Tabla 3 (datos de la Tabla 1, bosque viejo). Aplicando las fórmulas a los datos en la Tabla 3, vemos que según estos cálculos, la diversidad de árboles en el bosque viejo ($H' = 2.052 \pm 0.004$) es significativamente mayor que la del bosque joven ($H' = 1.437 \pm 0.005$) ($t = 6.48$, g.l. = 309, $P = .01$). La equidad del bosque viejo es un poquito más alta ($E = 0.856$) que en el bosque joven ($E = 0.738$) (comparación subjetiva), lo que significa que el bosque viejo no está tan dominado por una o dos especies de árboles como el bosque joven.

Tabla 3. Cálculos para determinar el Índice de Diversidad Shannon-Wiener (H') para las especies de árboles en el bosque viejo (Tabla 1). El símbolo p_i indica la proporción del número total de individuos representado por la especie i . (p.e. sp.G = 31/127 = 0.244).

Especie	Frecuencia	p_i	$p_i \ln p_i$	$p_i (\ln p_i)^2$
sp. G	31	0.244	-0.344	0.485
sp. B	23	0.181	-0.309	0.529
sp.A	18	0.142	-0.277	0.541
sp. C	17	0.134	-0.269	0.541
sp. I	16	0.126	-0.261	0.541
sp. H	8	0.063	-0.174	0.482
sp.F	4	0.031	-0.109	0.377
sp. D	3	0.024	-0.088	0.331
sp. K	3	0.024	-0.088	0.331
sp. E	2	0.016	-0.065	0.271
sp. J	2	0.016	-0.065	0.271
Número de especies (S) = 11				
Número de individuos (N) = 127				

Estos índices tienen tres limitaciones principales: (1) suponen que todas las especies del sistema están incluidas en el muestreo, (2) hay una reducción grande en la cantidad de información llevada en el índice comparado con los datos originales y (3) es sensible a variación en el tamaño de la muestra. Como ventajas, podemos mencionar que (1) es un índice comunmente usado y (2) es apropiado para pruebas estadísticas entre comunidades.

Otros índices

Hay muchos más índices y análisis disponibles en la literatura. Todos tienen aspectos positivos y negativos. Un libro muy bueno sobre el tema es Magurran, Anne E. 1988. *Ecological Diversity and Its Measurement*. Princeton University Press, Princeton, New Jersey. 179 pp. (ISBN 0-691-08491-2).

¿Cómo se miden los patrones de dispersión?

por
Kyle E. Harms

¿Qué son los patrones de dispersión?

Los patrones de dispersión son las diferentes maneras en que los individuos de una población pueden estar distribuidos en el espacio y/o relacionados el uno con el otro. Por ejemplo, uno podría preguntar:

- ¿Cuál es el patrón de dispersión de árboles en una plantación?
- ¿Cuál es el patrón de dispersión de árboles caídos dentro de una parcela?
- ¿Cuál es el patrón de dispersión de árboles de tallos de la palma *Elais oleifera*?

Las respuestas a estas preguntas serían de la siguiente forma:

- Los árboles de una plantación están regularmente distribuidos.
- Los árboles caídos están distribuidos al azar.
- Las palmas están agrupadas en áreas de suelos mojados.

Se pueden ver que existe una secuencia continua desde un patrón de dispersión regular o un patrón en que todos los individuos están en grupos - hasta el extremo en que todos los individuos están situados en el mismo punto en el espacio (Fig. 1).

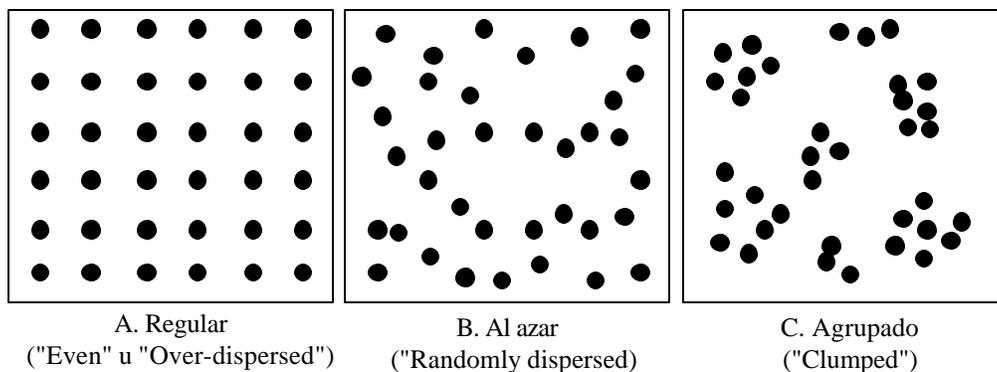


Figura 1. Patrones de dispersión mencionados en el texto. Aunque cada cuadro tiene 36 individuos están distribuidos en el espacio de maneras diferentes.

¿Cómo se miden estos patrones?

Un método muy sencillo para medir patrones de dispersión es coleccionar datos sobre el número de individuos que caen u ocurren dentro de parcelas o cuadrantes. Es importante

tomar datos de suficiente cuadrantes (pero eso es un tema sobre el cual no voy a escribir aquí). Una vez obtenidos estos datos, se toma el promedio y la varianza del número de individuos por parcela o cuadrante. El promedio dividido por la varianza resulta en la *proporción varianza-promedio* ("*variance-to-mean ratio*"). Esta proporción puede tomar valores entre cero e infinito. Un valor de cero corresponde a un patrón de dispersión completamente **regular** (Fig. 1-A). Un valor de uno corresponde a un patrón completamente **al azar** (Fig. 1-B). Un valor entre cero y uno corresponde a un patrón entre regular y al azar - relativamente más cerca de un patrón regular mientras más se acerca a cero. Finalmente, un valor mayor que uno significa que el patrón es **agrupado** - relativamente más agrupado a medida que el valor es mayor (Fig. 1-C).

Se puede usar esta proporción así o se puede usar para calcular un índice. Esto, entonces, es un ejemplo de un índice de dispersión (I_D) y tiene la fórmula:

$$I_D = [\text{varianza} (n-1)] / \text{promedio}$$

donde n = el número de parcelas o cuadrantes usados. I_D tiene una distribución estadística parecida a la del Chi-cuadrado (χ^2). Entonces, sólo hay que comparar el valor de I_D con el valor de χ^2 . Si I_D no es significativamente diferente que el χ^2 , los individuos de la población están distribuido al azar; si tiene un valor significativamente menor los individuos están distribuidos regularmente y si tiene un valor mayor, están agrupados.

¿Hay alternativas?

Hay varios métodos para estimar patrones de dispersión. La proporción varianza-promedio es muy facil y rápida de usar. Desafortunadamente, no es perfecta. Los otros métodos consisten en determinar los valores de parámetros de modelos que describen distribuciones estadísticas. La comparación de parámetros se puede utilizar para determinar si el grado de aleatoriedad del patrón de dispersión de una población es parecido o no al de otra población.

La última posibilidad que menciono es obtener los datos de los vecinos más cercanos a cada individuo. Por ejemplo, uno podría usar la información de un mapa que tiene las coordenadas "x" y "y" de cada individuo de la población. Esta información se puede usar para calcular el promedio de las distancias entre todos los vecinos más cercanos (usamos " r_{obs} " para este promedio observado). Es posible también obtener la distancia del vecino más cercano, sin un mapa, de una muestra de los individuos de la población. Simplemente hay que buscar el vecino más cercano y medir esta distancia para cada individuo de la muestra. Cuando ya tiene el promedio de las distancias y la densidad de la población (" d "), si los individuos están distribuidos al azar, el valor esperado sería:

$$r_{esp} = 0.5/vd$$

Si el promedio observado de la distancia, " r_{obs} " es menos que el esperado, " r_{esp} ", con la formula, tiene una población con individuos agrupados. Si el valor del " r_{obs} " es mayor que el esperado, " r_{esp} ", tiene una población con individuos regularmente distribuidos.

¿Qué es lo más importante que debemos recordar al describir patrones de dispersión?

¡La escala! El tamaño de la parcela o del cuadrante que usamos para colectar datos y de la porción del mapa sobre el cual colectamos datos, determina la escala en que podemos hablar del patrón de dispersión de los individuos de la población. Por ejemplo, en una escala continental las especies que conocemos se encuentran agrupadas - no hay ninguna especie que exista naturalmente en cada continente; entonces, están agrupadas todas en la escala más grande.

En una escala dada, los individuos de una población pueden estar al azar o regularmente dispersos, pero en una escala más grande pueden estar agrupados (Fig. 2). Vean que en la Figura 2 la población está dividida en 2 grupos. Si usamos una escala relativamente pequeña y colectamos información solamente en el noroeste del área, vamos a decir que tenemos un patrón al azar para ese área. Si usamos la misma escala solamente en el sureste, vamos a encontrar un patrón regular. Y, si usamos una escala mayor que cubre todo el mapa, vamos a concluir que tenemos una población que tiene individuos espacialmente agrupados.

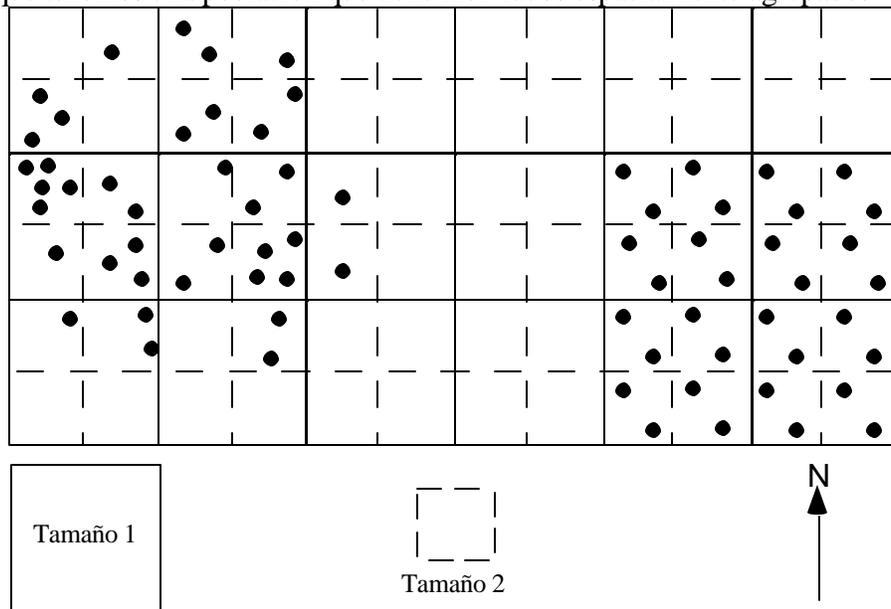


Figura 2. Se pueden ver que los patrones de dispersión son diferentes en diferentes partes del mapa. El patrón depende del área del mapa considerada y del tamaño del cuadrante que se usa (por ejemplo, cuadrantes del tamaño 1 o del tamaño 2).

Un ejemplo usando los datos de la Figura 2.

Para el ejemplo voy a utilizar la proporción varianza-promedio para describir los

patrones de dispersión.

1) Usando cuadrantes del tamaño 2, sólo en el noroeste.

Los datos de los 16 cuadrantes del tamaño 2, puestos en la esquina del noroeste, serían: 0,1,2,1,3,0,2,2,5,2,1,2,1,3,2,4

El promedio = 1.88

La varianza = 1.85

La proporción varianza-promedio = 0.98

Esto sí está muy cerca de 1.00, el valor de una población con individuos perfectamente distribuidos al azar.

2) Usando cuadrantes del tamaño de la escala 2 sólo en el sureste.

Los datos de los 16 cuadrantes del tamaño 2, puestos en la esquina del sureste, serían: 2,2,2,2,2,2,2,2,2,2,2,2,2,2,2,2

El promedio = 2.00

La varianza = 0.00

La proporción varianza-promedio = 0.00

Un valor de 0.00, es el valor de una población con individuos perfectamente regularmente distribuidos.

3) Usando cuadrantes del tamaño 1 para todo el mapa.

Los datos de cuadrantes del tamaño 1, puestos por todo el mapa, serían: 7,8,0,0,0,0,9,7,4,0,8,8,3,1,0,0,8,8

El promedio = 3.94

La varianza = 14.41

La proporción varianza-promedio = 3.66

Un valor de 3.66 es más grande que 1 y entonces representa una población con individuos distribuidos en grupos por el espacio.

¿Por qué nos interesa obtener información sobre patrones de dispersión?

Patrones como estos son descripciones de poblaciones. Medir tal cosa no es hacer un experimento, es solamente hacer una descripción. Aunque tomar estos datos no es un experimento en sí, los patrones usualmente generan preguntas o hipótesis sobre los mecanismos que generan los patrones.

Por ejemplo:

Mi hipótesis sobre los árboles de una plantación es que los árboles fueron puestos así por los seres humanos.

Mi hipótesis sobre los árboles caídos es que los árboles más débiles están

dispersos al azar por la comunidad de árboles y que los árboles más débiles son los que van a caer pronto (y producir los próximos árboles caídos).

 Mi hipótesis sobre las palmas es que requieren mucha agua en el suelo para sobrevivir las sequías y que este tipo de suelo ocurre en parches.

 Hipótesis como estas se pueden someter a prueba y fueron originadas por los patrones que medimos. Sin los patrones no hubiéramos tenido razones para empezar a proponer hipótesis para entender las causas - si no hay patrón, no podemos buscar la causa de un patrón!

Bibliografía

 Una buena referencia sobre patrones de dispersión, medidas de poblaciones y métodos ecológicos en general es: Southwood, T.R.E. 1978. Ecological Methods. Chapman and Hall, New York. El capítulo 2 tiene información sobre cómo estimar patrones de dispersión. Se puede encontrar el libro en la biblioteca del Smithsonian Tropical Research Institute, Panamá, bajo el número QH 541.28.S68.

Métodos de colecta, manejo y descripción para las angiospermas o plantas con flores

por

Lic. Rolando A. Pérez M.

Las angiospermas o plantas con flores es uno de los grupos que presenta una mayor complejidad y organización, tanto en sus estructuras reproductoras, como en su organización vascular. En este trabajo no incluiremos a los helechos, licopodios, equisetos ni a las gimnospermas. Nos basaremos principalmente en las dicotiledóneas, sobre todo en los árboles y arbustos.

Equipo necesario de colecta

Para lograr buenos resultados en la colecta, siempre se deben llevar por lo menos los utensilios más comúnmente usados. Recomendamos llevar: una navaja de bolsillo o un cuchillo; tijeras de mano para podar; una pala pequeña, de preferencia recta (para desplantar y extraer las raíces de las plantas pequeñas); bolsas de plástico medianas o grandes (para portar las plantas y evitar su deshidratación hasta que puedan prensarse); bolsas pequeñas de plástico o de papel (para frutos, cortezas, etc.); lápiz y tinta insoluble en agua; también es necesario una mochila y unos binoculares. Las colectas especiales requieren equipo más especializado, como cuerdas largas y, en ocasiones, armas de fuego de balas expansivas.

Datos de campo y métodos de colecta empleados

Al momento de coleccionar los especímenes se debe anotar la localidad de la colecta, la fecha, el número de campo, la familia y el nombre común, si se conocen, además de todas las observaciones del espécimen con su correspondiente número de campo al momento de la colecta. Las colecciones científicas requieren una presentación y conservación más detalladas, de manera que puedan servir como verdaderas referencias para los especialistas.

Si la planta es grande, se cortan con tijeras de podar varias ramas que puedan ser representativas: algunas que muestran las hojas y las yemas de crecimiento; otras con flores y frutos y, si es posible, ramas que contengan ambas estructuras. Use las bolsitas de plástico para guardar las flores extras, los frutos y las muestras de corteza que colecte. Rotule todo este material con el mismo número de campo que lleva el espécimen, para que posteriormente se incluyan juntos en la hoja de herbario. Si colecta hojas, flores o frutos caídos, cerciórese siempre de reconocer la planta a la que pertenecen.

Una vez colectadas las plantas, prénselas tan pronto pueda, pues una vez marchitas es más difícil acomodarlas y los resultados no son favorables. Amarre una etiqueta en cada ejemplar prensado, con el número de campo y, si es posible, con el nombre común o específico del ejemplar.

Una prensa se puede construir con tiras bien cepilladas de madera, de 3 cm de ancho por 12 mm de grueso. Cada hoja de la prensa debe medir, aproximadamente, unos 50 cm de

largo por 30 a 35 cm de ancho (ver Fig. 1). Para prensar las plantas se deben usar, además de la prensa ya mencionada, hojas de papel periódico y cartón corrugado comercial. El proceso de prensado es el siguiente: coloque una hoja de cartón corrugado sobre uno de los lados de la prensa, luego una hoja de papel periódico. Ponga la planta sobre el papel periódico y acomódela según desee, preferiblemente exponga algunas hojas por el haz y otras por el envés, luego cúbrala doblando el papel periódico; posteriormente coloque sobre ella otra hoja de cartón corrugado. Haga lo mismo para cada planta, de esta manera cada planta quedará cubierta por una hoja de papel periódico y separada de las demás por el cartón corrugado (Fig. 1). El cartón corrugado comercial tiene la característica de dejar pasar el aire por los canalillos que lo cruzan en un sólo sentido. Usando este cartón, las plantas se secan en un menor tiempo. Por otra parte, ya que las hojas de cartón son más o menos compactas, las plantas se presionan de una manera más uniforme. Una vez colocadas todas las plantas, cierre la prensa y apriétela con las correas y, si es necesario, ayúdese hincándose sobre la prensa mientras la ajusta (Fig. 2).

El secado de las plantas, debe ser lo más rápido posible, ya que además de dejar libre y disponible nuevamente la prensa, permite que los especímenes conserven un color más natural. Cuando el secado es lento, las plantas quedan de un color más oscuro y corren el peligro de ser atacadas por los hongos y de quebrarse con mayor facilidad. Es por ello que el proceso es acelerado mediante el calor artificial, utilizando para ello un horno o secadora, a una temperatura promedio de 46°C.

Algunos datos generales sobre las Angiospermas

Para poder diferenciar las familias de las plantas con flores (angiospermas), los botánicos han utilizado tanto las características estériles, como las fértiles de una planta dada.

I - Características estériles. Son todas aquellas que no tengan que ver con la flor, ni el fruto de una planta dada. La más importante de todas la constituyen las hojas. A continuación algunas de las características estériles de mayor importancia en las plantas:

- 1 - El tipo de hoja. De acuerdo al número de segmentos que la componen pueden ser:
 - 1a. Simples - un sólo segmento (Fig. 3)
 - 1b. Compuestas - más de dos segmentos (Fig. 7)
- 2 - De acuerdo con la disposición en las ramas, las hojas pueden ser:
 - 2a. Alternas - una arriba de la otra (Fig. 5)
 - 2b. Opuestas - una en frente de la otra (Fig. 4)
 - 2c. Verticiladas - todas salen de un mismo punto (Fig. 6)
- 3 - La forma de las hojas, la cual es variable (Fig. 8)
- 4 - Algunas estructuras adicionales - Entre las más importantes tenemos:
 - 4a. Forma de crecimiento del árbol
 - 4b. Contrafuertes o gambas
 - 4c. Estípulas
 - 4d. Glándulas
 - 4e. Pelos (pubescencia)
 - 4f. Venación
 - 4g. Espinas

II - Características fértiles. Son aquellas que tienen que ver con la flor y el fruto. Aunque la terminología floral es amplia, sólo nos basaremos en los conocimientos básicos. La flor se encuentra constituida por:

1. Partes estériles

1a. El cáliz. Es el conjunto de los sépalos (Fig. 9)

1b. La corola. Es el conjunto de los pétalos, que son los que generalmente le dan el color a la flor (Fig. 9)

2. Partes fértiles

2a. El androceo. Es el conjunto de los estambres (Figs. 9 y 10)

2b. El gineceo. Es el conjunto de los carpelos (Figs. 9 y 11)

Basados en estos conocimientos y muchos otros, los especialistas del campo de la botánica, han podido determinar un gran número de familias, géneros y especies de plantas con flores.

Glosario de botánica

Acrescente. Que continúa su crecimiento después de la floración o del desarrollo de la yema.

Alterno. Con una estructura por nudo.

Ápice. La punta o extremo de una hoja o foliolo (el término puede aplicarse a otros órganos).

Base. La porción de la hoja o foliolo más cercana al eje en que se inserta (el término puede aplicarse a otros órganos)

Borde (margen). Orilla de la lámina foliar (o de cualquier órgano laminar)

Compuesta. Hoja dividida en dos o más segmentos individuales (foliolos)

Contrafuertes. Proyección o raíz de soporte, tabular y angular, muy desarrollada en la base de la porción aérea del tallo, especialmente en árboles tropicales.

Estambre. El esporófilo masculino; consta de la antera y el filamento.

Estípulas. Par de escamas, espinas, glándulas u otras estructuras en la base del peciolo (no siempre presentes).

Foliolo. Segmento individual de una hoja compuesta.

Glándula. Célula o conjunto de células secretoras; pueden ser sésiles o pediculadas.

Inflorescencia. Parte florífera de una planta y especialmente la forma de su arreglo.

Nervio medio (nervio principal, costa). Nervio primario central, que recorre la hoja a lo largo de la lámina, especialmente en la enervación pinada.

Nervio secundario. Nervio lateral con origen en un nervio primario.

Nudo. Región del tallo donde se originan las hojas y las ramas.

Opuesto. Con un órgano enfrente del otro.

Palmada (palmaticompuesta, digitada). Con todos los foliolos originándose en un sólo punto.

Peciolo. Sostén de la lámina de una hoja o el eje principal de una hoja compuesta situado por debajo de los foliolos.

Peciólulo. Sostén de los foliolos de una hoja compuesta.

Pinada (pinaticompuesta). Con los foliolos distribuidos a lo largo de los dos lados de un eje central (raquis).

Pulvínulo. Base agrandada de un peciolo o peciólulo.

Raquis. Eje principal de una hoja pinadamente compuesta.

Verticilado. Dispuesto en verticilos; tres o más estructuras semejantes por nudo.

Introducción a las investigaciones de comportamiento

por
Tara Robinson

Imagínate que estás caminando por un sendero en el bosque. Observas un movimiento mezquino. Es una lagartija diminuta, color chocolate mate, tipo *Anolis*, saltando de un arbolito a una liana. Mientras lo observas, se le infla una aleta de su piel de color brillante en su garganta (se llama buche), y sacude su cabeza de arriba abajo. ¿Qué está haciendo y por qué? Muchas veces las observaciones de animales y sus comportamientos producen preguntas así. ¿Cómo se puede avanzar de una observación casual a un estudio cuantitativo y probar una hipótesis? A continuación se presentan algunos conceptos básicos en la medición del comportamiento de animales.

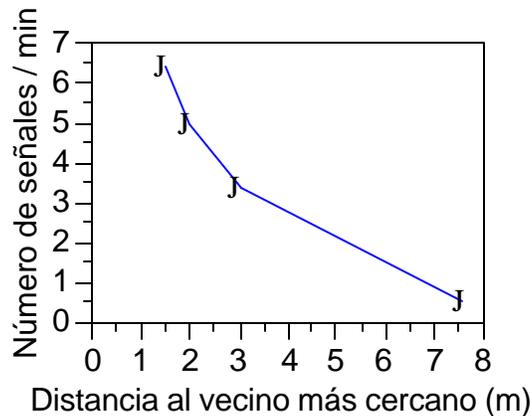
Plantear una pregunta / hacer observaciones preliminares

Frecuentemente, es difícil distinguir entre estas dos acciones. A veces una observación va por delante a una pregunta; muchas veces el investigador ya tiene en mente una pregunta general y empieza hacer observaciones basadas en esta idea en particular. Las preguntas pueden ser amplias: ¿Cómo es el comportamiento territorial de las lagartijas? o muy específicas: ¿Hacen las lagartijas machos señales con sus buches para defender sus territorios? En cualquier caso, debes observarlos cuidadosamente y apuntar todo lo que hacen los animales. Si tienes la oportunidad, observa varios individuos y compara el comportamiento entre ellos. ¿Se comportan iguales? Si no, ¿Son de sexos o edades diferentes? Si el organismo muestra un comportamiento en particular muy a menudo debes anotar la frecuencia.

Por ejemplo, se nota que una lagartija macho infla su buche cada vez que llega a una percha nueva y lo infla varias veces enseguida cuando un vecino está cerca. Tus datos podrían ser así:

<u>Individuo</u>	<u>Sexo</u>	<u># señales / min</u>	<u>Distancia al vecino más cercano (m)</u>
A	M	3.4	3.0
B	M	5.0	2.0
C	M	6.4	1.5
D	M	0.5	7.6

Después de coleccionar datos de varias lagartijas, sentarse y resumir los datos y buscar patrones. Pudiera sugerirse, por ejemplo, hacer un gráfico de la frecuencia de las señales relacionadas con la distancia al vecino más cercano:



Formulación de una hipótesis

Usando tus datos preliminares, puedes formular una hipótesis. Frecuentemente las hipótesis aclaran preguntas muy específicas o declaraciones sobre el comportamiento en el cual se tiene interés. Una hipótesis debe ofrecer una explicación; por ejemplo, después de observar a las lagartijas pudiera formularse la hipótesis que señales como el buche ayudan a la lagartija a mantener las fronteras de su territorio. Es bueno establecer varias hipótesis alternas (p.e., con explicaciones del comportamiento que se observa). Los experimentos mejor diseñados son aquellos que prueban más de una hipótesis a la vez.

Formulación de predicciones a partir de una hipótesis

Las predicciones resultan lógicamente del establecimiento de hipótesis, sugiriendo pruebas, donde dichas suposiciones deben ser muy específicas. Por ejemplo: si las lagartijas usan su buche para defender territorios, entonces los machos con buches oscuros (e.g., difícil de ver) deben participar en más encuentros físicos para defender sus territorios en comparación con las lagartijas con buches brillantes. Siendo así podrías entonces diseñar una prueba para rechazar la hipótesis nula donde el color del buche no tiene efecto sobre el número de encuentros físicos.

Identificación de variables de comportamiento que hay que medir para probar sus predicciones

No es posible cuantificar todas las actividades que hace un animal. Inevitablemente, los investigadores deben ignorar algunos comportamientos y enfocarse en otros. Debiendo considerar varios tipos de medidas:

- *La frecuencia* es el número de casos de un comportamiento particular por unidad de tiempo.
- *La duración* es el tiempo en el que transurre una sola ocurrencia.
- *La intensidad* es un juicio hecho por el investigador sobre “qué tan fuerte” es un comportamiento particular. Por ejemplo, una cacería es menos intensa que una pelea, pero ambos son comportamientos agresivos usados para defender el territorio.

Para las lagartijas, el número de señales por minuto (la frecuencia), período de

encuentros con vecinos (la duración), el número de cazas o peleas (la intensidad), y el tamaño del territorio son todos importantes.

Selección de los métodos de muestreo y registro de datos

El muestreo indica qué animales se observan y cuándo. Hay cuatro tipos básicos de muestreo:

- *Muestreo ad libitum* significa que las muestras se sacan azarosamente sin limitaciones en qué se registra y cuándo. Esto puede causar prejuicios para comportamientos muy obvios; no obstante es útil para el conteo de eventos escasos pero importantes. No debe usarse el muestreo *ad libitum* como base en la investigación.
- *Muestreo focal* significa observar cuidadosamente un sólo individuo por un tiempo específico, anotando su comportamiento - usualmente enfocándose en variables previamente escogidas. Si es posible observar al animal "focal" (en estudio), la interrupción debe ser anotada. Este tipo de muestreo es especialmente útil para estudios de comportamiento social pero a veces es difícil en el campo.
- *Muestreo "scan"* significa observar rápidamente ("scan", dar un vistazo) un grupo entero de animales y subrayar el comportamiento de cada uno en este momento. Eso es muy útil en combinación con el muestreo focal, ya que permite al investigador anotar el comportamiento de otros miembros del grupo. Combinado con el muestreo focal, el investigador podría "scan" el área en un intervalo de tiempo predeterminado, durante o entre muestreos focales. El muestreo "scan", como el muestreo *ad libitum*, puede causar prejuicios ante el registro de comportamientos muy obvios.
- *Muestreo del comportamiento* significa la observación a todo el grupo a la vez. Es especialmente útil para apuntar eventos escasos pero importantes como peleas o copulaciones, y muchas veces lo usan en combinación con muestreos "scan" o focal.

Las reglas para el registro de datos especifican cómo coleccionar la información y hay dos tipos básicos: *muestreo continuo* y *muestreo temporal*. El registro continuo pretende medir las frecuencias verdaderas y duraciones de todos los comportamientos. El muestreo temporal es cuando se sacan datos del comportamiento periódicamente y no se obtiene un registro completo del comportamiento. Debido a que los métodos de muestreo temporal son muy complejos no los discutiremos más.

Finalmente, las investigaciones del comportamiento dependen de la habilidad para identificar individuos. Hay que desarrollar un sistema de identificación basada en marcas que ya tiene el animal o señas que el investigador da al animal. Las marcas deben ser visibles, únicas en cada individuo, y no impedir o molestar al animal en sus actividades.

Para las lagartijas, podríamos usar una combinación de muestreo focal y muestreo "scan" cada 5 minutos y usar un muestreo del comportamiento solamente cuando los vecinos se encuentran en una frontera. Observar cada lagartija individualmente (e.g., muestreo focal) por

15 minutos antes de cambiar para hacer un muestreo focal en otro individuo. Usar el muestreo continuo para medir más precisamente la tasa de señales. Si se pudiera atrapar las lagartijas manualmente sin dañarlas, podrían marcarse sus espaldas fácilmente con pintura esmalte (a base de agua).

Colecta de datos

Cuando se han decidido los métodos de muestreo y las variables que se van a medir, se deberá obtener y anotar los datos cuidadosamente. Debes recoger los datos sistemáticamente; p.e., en el mismo orden cada vez. Ayuda mucho diseñar un formulario para apuntar los datos en el campo. Si hay más de un observador, cada observador tiene que tomar los mismos datos en exactamente la misma manera. Mantén las notas claramente escritas en un cuaderno de campo. Siempre debes apuntar los datos directamente en el campo; nunca confiar en tu memoria. Si estás usando una grabadora, transcribir las grabaciones tan pronto como te sea posible. ¿Cuántos datos deberías tomar? En general hay que estudiar suficientes animales para dar un retrato representativo de su comportamiento. Muchas veces, el investigador está restringido por el número de animales disponibles, tiempo, dinero, etc. El método empírico es 20-30 animales - estadísticamente eso es usualmente suficiente para detectar diferencias.

Análisis estadístico

Después de recoger los datos, resumirlos y preparar estadísticos descriptivos - p.e., promedio, desviación estándar, rango. también es útil hacer gráficos de los datos y buscar patrones. Supón que encuentras 8 lagartijas machos, 4 con buches brillantes y 4 con buches mate. Primero, deseas comparar la tasa de señales - entonces debes calcular la frecuencia promedio (\pm desviación estándar) de las señales para cada tipo de buche.

Los datos podrían ser así:

	<u>Número de señales / minuto</u>	
	<u>Buche brillante</u>	<u>Buche mate</u>
	4.3	8.2
	5.0	9.1
	2.2	5.4
	4.5	6.0
promedio \pm d.e.	2.5 ± 2.08	7.17 ± 1.75

Debes hacer lo mismo para cada una de las variables medidas. Después de comparar los resultados en esta forma, debes usar la prueba estadística apropiada. Con el ejemplo de las lagartijas, podrías usar una prueba de "t" para ver si hay una diferencia significativa en las tasas de señalización entre lagartijas con buches color brillante contra aquellos con buches mates. Frecuentemente, el análisis exploratorio sugiere una hipótesis nueva. **¡Nunca debe considerarse un resultado no-significativo como un fracaso!** Aunque tu hipótesis original sea rechazada, conocerás más del organismo y podrás formular otra hipótesis con nuevas pruebas.

Niveles de análisis en investigaciones de comportamiento

por
Tara Robinson

Uno se puede hacer muchas preguntas diferentes sobre el comportamiento de animales. Una cosa difícil que encuentran todos los etólogos es identificar hipótesis alternas verdaderas. En 1963, Niko Tinbergen (conocido como el padre de la etología) sugirió un sistema de clasificación para los tipos básicos de preguntas importantes para los investigadores. El sistema se llama los "cuatro problemas" o "niveles de análisis".

Causa proximal (Proximate causation) o control

¿Cómo funciona? ¿Cómo es que factores internos y / o externos dirigen a un animal a exhibir un comportamiento particular? ¿Bajo qué estímulo ambiental el animal regula su comportamiento? Un ejemplo sería el papel de la duración de luz en el día estimulando movimientos migratorios de algunas aves.

Desarrollo u ontogenia

¿Cómo se desarrolla un comportamiento "x" en la vida de un individuo en particular? ¿Qué factores internos y/o externos influyen en el desarrollo del comportamiento durante la vida de un individuo y cómo funcionan estos procesos? Por ejemplo, unas aves tienen cantos complejos; es posible que machos jóvenes puedan aprender las canciones escuchando a otros machos, o es el caso de una herencia no aprendida.

Función

¿Cuál es la función del comportamiento? Es decir, ¿Cómo se ayuda un individuo a sobrevivir y reproducirse mediante un comportamiento? Por ejemplo, en los leones, cuando un macho nuevo pretende encargarse de una manada de leonas, frecuentemente él va a matar a todos los cachorros, volviendo fértiles a las hembras y asegurándose de esta forma que todos los cachorros por nacer, son suyos.

Evolución o filogenia

¿Cómo se desarrolla un comportamiento evolutivamente, sobre la historia de la especie? Es importante recalcar que las preguntas evolutivas conciernen *con las raíces históricas del comportamiento*, mientras que las preguntas funcionales conciernen con la *utilidad actual*. Estos tipos de preguntas son frecuentemente confundidos y no son alternativas. Ambas explicaciones pueden ser correctas. Por ejemplo, en hienas, tanto machos como hembras tienen genitales externos prominentes. Una explicación evolutiva puede ser que los machos prefieren aparearse con hembras con genitales grandes. Una explicación funcional sería que las hembras con genitales más grandes los usan para señalización y les ayudan a competir entre sí, por fuentes de alimento.

Para obtener explicaciones completas de los comportamientos que observamos, hay que usar todos los niveles de análisis. ¡Eso no implica que cada estudio debe dirigirse a todos los niveles! Usualmente los estudios están enfocados a un solo nivel, o máximo a dos. Por

ejemplo, al preguntar ¿Cuál es el papel de un comportamiento particular ? (función) puede dirigirse un entendimiento del mecanismo básico (causa proximal). La tarea del investigador es identificar hipótesis alternas que se puedan probar dentro de un sólo nivel de análisis.

Sendero interpretativo para las plantas leñosas de la Península Gigante, MNBC

por
Rolando Pérez y Gregory Gilbert

En el Sendero CIMA hemos marcado e identificado 173 plantas leñosas comunes en el Monumento Natural de Barro Colorado, con el propósito de ayudar a los interesados en conocerlas.

El sendero presenta marcas cada cien metros, con un número que indica la distancia desde su origen (p.e., CIMA 5 indica 500m desde el origen), lo cual ayuda a la ubicación. El sendero interpretativo comienza detrás del laboratorio en el sendero Robin Foster (RBF 0); desde el número RBF3.8, continúa en el sendero CIMA, que es en forma de un círculo y comprende un recorrido de 2 km (consulta el mapa).

Los árboles se marcaron siguiendo una ruta regular. Se emplearon placas de aluminio con números de 1 a 173. Los árboles con diámetros menores de 10 cm presentan las placas en la base atadas con cinta de vinil verde. Los árboles más grandes presentan las placas clavadas aproximadamente a 1.6m de altura en el tronco, a veces poco visibles, y en sentido contrario al sendero.

Se han elaborado dos listados, uno con las especies en orden alfabético y el otro siguiendo la secuencia de números en las placas. Éstos contienen información como: el número de placa, familia, especie, y coordenadas de los árboles.

Tenemos un mapa indicando las ubicaciones aproximadas de los árboles siguiendo una secuencia de placas. Cada línea del mapa indica cien metros de recorrido en el sendero (p.e. CIMA 1 a CIMA 2). Los árboles fueron ubicados en estos transectos, tanto en el lado derecho como en el izquierdo del sendero. Las figuras en el mapa indican el tamaño de los árboles y la distancia a la cual se encuentran a partir del sendero.

Existen 119 especies de plantas de 42 familias marcadas en el sendero. Tenemos dibujos (por RP) de la mayoría de las plantas, con información sobre la especie, familia, nombre vulgar, y ciertas características importantes para reconocerlas en el campo.

Esperamos que esta guía les ayude a conocer un poco de las plantas del bosque del MNBC.

Lista de especies en orden alfabético

Especie	Familia	N° de placa	Coordenadas
<i>Abuta racemosa</i>	Menispermaceae	39	Cima 5.6 camino
<i>Abuta racemosa</i>	Menispermaceae	124	Cima 15.0 Izq.
<i>Acalypha diversifolia</i>	Euphorbiaceae	130	Cima 15.35 Der.
<i>Adelia triloba</i>	Euphorbiaceae	114	Cima 14.20 Der.
<i>Adelia triloba</i>	Euphorbiaceae	118	Cima 14.45 Izq.
<i>Alchornea costaricensis</i>	Euphorbiaceae	67	Cima 9.14 Izq.
<i>Alibertia edulis</i>	Rubiaceae	116	Cima 14.30 Izq.
<i>Allophylus psilospermus</i>	Sapindaceae	140	Cima 16.30 Der.
<i>Alseis blackiana</i>	Rubiaceae	28	Cima 4.4. Izq.
<i>Alseis blackiana</i>	Rubiaceae	99	Cima 13.05 Der.
<i>Andira inermis</i>	Leguminosae	53	Cima 6.9 Der.
<i>Annona hayesii</i>	Annonaceae	1	R. Foster 1.9 Der.
<i>Annona hayesii</i>	Annonaceae	136	Cima 15.9 Der.
<i>Annona spraguei</i>	Annonaceae	16	Cima 2.8 Der.
<i>Apeiba membranacea</i>	Tiliaceae	76	Cima 10.65 Der.
<i>Apeiba membranacea</i>	Tiliaceae	128	Cima 15.24 Izq.
<i>Aspidosperma cruenta</i>	Apocynaceae	10	Cima 0.3 Der.
<i>Astrocaryum standleyanum</i>	Arecaceae	5	R. Foster 2.7 Izq.
<i>Astrocaryum standleyanum</i>	Arecaceae	87	Cima 11.40 Izq.
<i>Bactris barronis</i>	Arecaceae	9	R. Foster 3.5 Der.
<i>Bactris major</i>	Arecaceae	3	R. Foster 2.0 Der.
<i>Bauhinia guianensis</i>	Leguminosae	23	Cima 3.6 camino
<i>Brosimum alicastrum</i>	Moraceae	60	Cima 8.06 Izq.
<i>Brosimum alicastrum</i>	Moraceae	122	Cima 14.8 Der.
<i>Capparis frondosa</i>	Capparidaceae	117	Cima 14.4 Izq.
<i>Casearia commersoniana</i>	Flacourtiaceae	120	Cima 14.7 Der.
<i>Casearia commersoniana</i>	Flacourtiaceae	156	Cima 18.07 Der.
<i>Castilla elastica</i>	Moraceae	46	Cima 6.1 Der.
<i>Castilla elastica</i>	Moraceae	88	Cima 11.55 Der.
<i>Ceiba pentandra</i>	Bombacaceae	97	Cima 12.6 Izq.
<i>Cestrum megalophyllum</i>	Solanaceae	144	Cima 17.09 Der.
<i>Connarus panamensis</i>	Connaraceae	59	Cima 8.0 Izq.
<i>Connarus panamensis</i>	Connaraceae	126	Cima 15.12 Izq.
<i>Cordia alliodora</i>	Boraginaceae	22	Cima 3.5 Der.
<i>Cordia alliodora</i>	Boraginaceae	143	Cima 16.95 Izq.
<i>Cordia alliodora</i>	Boraginaceae	164	Cima 18.85 Izq.
<i>Cordia lasiocalyx</i>	Boraginaceae	115	Cima 14.25 Izq.
<i>Croton billbergianus</i>	Euphorbiaceae	63	Cima 8.3 Der.
<i>Cupania cinerea</i>	Sapindaceae	52	Cima 6.7 Izq.
<i>Cupania rufescens</i>	Sapindaceae	48	Cima 6.3 Der.
<i>Desmopsis panamensis</i>	Annonaceae	43	Cima 5.9 Der.
<i>Desmopsis panamensis</i>	Annonaceae	100	Cima 13.06 Izq.
<i>Dialium guianense</i>	Leguminosae	65	Cima 8.5 Der.
<i>Dieffenbachia longispatha</i>	Araceae	91	Cima 12.10 Der.
<i>Dipteryx oleifera</i>	Leguminosae	79	Cima 10.98 Izq.
<i>Dipteryx oleifera</i>	Leguminosae	83	Cima 11.21 Izq.
<i>Dipteryx oleifera</i>	Leguminosae	138	Cima 16.01 Der.
<i>Drypetes standleyi</i>	Euphorbiaceae	125	Cima 15.10 Izq.
<i>Elaeis oleifera</i>	Arecaceae	45	Cima 6.1 Izq.
<i>Elaeis oleifera</i>	Arecaceae	142	Cima 16.92 Der.
<i>Erythrina costaricensis</i>	Leguminosae	55	Cima 7.25 Der.
<i>Eugenia coloradensis</i>	Myrtaceae	27	Cima 4.3 Der.
<i>Eugenia oerstediana</i>	Myrtaceae	41	Cima 5.7 Izq.

<i>Faramea occidentalis</i>	Rubiaceae	80	Cima 11.01 Der.
<i>Faramea occidentalis</i>	Rubiaceae	104	Cima 13.30 Izq.
<i>Faramea occidentalis</i>	Rubiaceae	133	Cima 15.57 Izq.
<i>Ficus bullenei</i>	Moraceae	14	Cima 2.6 Izq.
<i>Ficus trigonata</i>	Moraceae	131	Cima 15.40 Izq.
<i>Garcinia intermedia</i>	Guttiferae	12	Cima 1.05 Der.
<i>Garcinia intermedia</i>	Guttiferae	94	Cima 12.30 Izq.
<i>Garcinia madruno</i>	Guttiferae	72	Cima 10.40 Izq.
<i>Guapira standleyanum</i>	Nyctaginaceae	129	Cima 15.30 Izq.

Lista de especies en orden alfabético

Especie	Familia	Nº de placa	Coordenadas
<i>Guarea grandifolia</i>	Meliaceae	17	Cima 2.9 Izq.
<i>Guarea grandifolia</i>	Meliaceae	102	Cima 13.15 Der.
<i>Guarea guidonia</i>	Meliaceae	18	Cima 3.1 Der.
<i>Gustavia superba</i>	Lecythidaceae	7	R. Foster 3.3 Izq.
<i>Gustavia superba</i>	Lecythidaceae	49	Cima 6.4 Izq.
<i>Hasseltia floribunda</i>	Flacourtiaceae	95	Cima 12.47 Der.
<i>Heisteria concinna</i>	Olaceae	31	Cima 4.62 Der.
<i>Heisteria concinna</i>	Olaceae	86	Cima 11.30 Izq.
<i>Herrania purpurea</i>	Sterculiaceae	148	Cima 17.50 Izq.
<i>Hirtella americana</i>	Chrysobalanaceae	38	Cima 5.43 Izq.
<i>Hirtella americana</i>	Chrysobalanaceae	170	Cima 19.16 Der.
<i>Hirtella triandra</i>	Chrysobalanaceae	37	Cima 5.43 Izq.
<i>Hirtella triandra</i>	Chrysobalanaceae	145	Cima 17.25 Izq.
<i>Hybanthus prunifolius</i>	Violaceae	21	Cima 3.41 Izq.
<i>Hybanthus prunifolius</i>	Violaceae	106	Cima 13.32 Der.
<i>Hyeronima alcheornoides</i>	Euphorbiaceae	69	Cima 9.27 Izq.
<i>Inga laurina</i>	Leguminosae	158	Cima 18.13 Izq.
<i>Inga pavoniana</i>	Leguminosae	11	Cima 0.6 Izq.
<i>Inga quaternata</i>	Leguminosae	154	Cima 18.05 Izq.
<i>Jacaranda copaia</i>	Bignoniaceae	56	Cima 7.7 Izq.
<i>Lacistema aggregatum</i>	Flacourtiaceae	19	Cima 3.13 Der.
<i>Lacistema aggregatum</i>	Flacourtiaceae	139	Cima 16.15 Der.
<i>Lacmellea panamensis</i>	Apocynaceae	85	Cima 11.25 Der.
<i>Lacmellea panamensis</i>	Apocynaceae	171	Cima 19.20 Der.
<i>Laetia thammia</i>	Flacourtiaceae	66	Cima 9.03 Izq.
<i>Licania hypoleuca</i>	Chrysobalanaceae	75	Cima 10.60 Izq.
<i>Licania platypus</i>	Chrysobalanaceae	110	Cima 14.10 Izq.
<i>Lonchocarpus latifolius</i>	Leguminosae	54	Cima 7.1 Izq.
<i>Lonchocarpus latifolius</i>	Leguminosae	82	Cima 11.2 Der.
<i>Luehea seemannii</i>	Tiliaceae	6	R. Foster 3.1 Der.
<i>Luehea seemannii</i>	Tiliaceae	135	Cima 15.60 Izq.
<i>Mabea occidentalis</i>	Euphorbiaceae	62	Cima 8.2 Izq.
<i>Mabea occidentalis</i>	Euphorbiaceae	172	Cima 19.60 Der.
<i>Macrocnemum glabrescens</i>	Rubiaceae	101	Cima 13.12 Der.
<i>Macrocnemum glabrescens</i>	Rubiaceae	112	Cima 14.16 Der.
<i>Malmea</i> sp.	Annonaceae	30	Cima 4.6 Der.
<i>Mangifera indica</i>	Anacardiaceae	146	Cima 17.35 Der.
<i>Manilkara zapota</i>	Sapotaceae	147	Cima 17.50 Der.
<i>Maquira costaricana</i>	Moraceae	149	Cima 17.60 Der.
<i>Miconia argentea</i>	Melastomataceae	4	R. Foster 2.6 Der.
<i>Miconia argentea</i>	Melastomataceae	157	Cima 18.10 Izq.
<i>Mouriri myrtilloides</i>	Melastomataceae	33	Cima 5.08 Izq.
<i>Mouriri myrtilloides</i>	Melastomataceae	108	Cima 13.95 Der.

<i>Mouriri myrtilloides</i>	Melastomataceae	159	Cima 18.13 Der.
<i>Nectandra purpurea</i>	Lauraceae	42	Cima 5.8 Izq.
<i>Ocotea cernua</i>	Lauraceae	20	Cima 3.4 Izq.
<i>Ocotea puberula</i>	Lauraceae	173	Cima 19.80 Izq.
<i>Oenocarpus mapora</i>	Arecaceae	13	Cima 1.4 Der.
<i>Pentagonia macrophylla</i>	Rubiaceae	61	Cima 8.1 Der.
<i>Pentagonia macrophylla</i>	Rubiaceae	161	Cima 18.20 Der.
<i>Picramnia latifolia</i>	Simaroubaceae	57	Cima 7.9 Izq.
<i>Picramnia latifolia</i>	Simaroubaceae	151	Cima 17.80 Izq.
<i>Piper colonense</i>	Piperaceae	35	Cima 5.32 Der.
<i>Piper colonense</i>	Piperaceae	107	Cima 13.95 Der.
<i>Piper reticulatum</i>	Piperaceae	90	Cima 12.10 Der.
<i>Piper reticulatum</i>	Piperaceae	103	Cima 13.20 Der.
<i>Pochota quinata</i>	Bombacaceae	50	Cima 6.5 Izq.
<i>Pochota quinata</i>	Bombacaceae	168	Cima 19.07 Izq.
<i>Posoqueria latifolia</i>	Rubiaceae	155	Cima 18.05 Der.
<i>Poulsenia armata</i>	Moraceae	74	Cima 10.52 Izq.
<i>Poulsenia armata</i>	Moraceae	152	Cima 17.92 Der.
<i>Pouruma bicolor</i>	Moraceae	40	Cima 5.6 Der.

Lista de especies en orden alfabético

Especie	Familia	N° de placa	Coordenadas
<i>Pouruma bicolor</i>	Moraceae	160	Cima 18.15 Der.
<i>Pouteria reticulata</i>	Sapotaceae	64	Cima 8.4 Izq.
<i>Pouteria stipitata</i>	Sapotaceae	127	Cima 15.16 Der.
<i>Protium panamense</i>	Burseraceae	26	Cima 4.2 Izq.
<i>Protium tenuifolium</i>	Burseraceae	25	Cima 4.2 Izq.
<i>Protium tenuifolium</i>	Burseraceae	98	Cima 13.05 Izq.
<i>Pseudobombax septenatum</i>	Bombacaceae	163	Cima 18.85 Der.
<i>Pseudolmedia spuria</i>	Moraceae	36	Cima 5.43 Der.
<i>Pseudolmedia spuria</i>	Moraceae	84	Cima 11.23 Izq.
<i>Pterocarpus rohrii</i>	Leguminosae	58	Cima 8.0 Izq.
<i>Pterocarpus rohrii</i>	Leguminosae	134	Cima 15.64 Izq.
<i>Quararibea asterolepis</i>	Bombacaceae	73	Cima 10.5 Izq.
<i>Quararibea asterolepis</i>	Bombacaceae	96	Cima 12.60 Izq.
<i>Quassia amara</i>	Simaroubaceae	132	Cima 15.50 Izq.
<i>Quassia amara</i>	Simaroubaceae	141	Cima 16.60 Izq.
<i>Randia armata</i>	Rubiaceae	78	Cima 10.95 Der.
<i>Rinorea sylvatica</i>	Violaceae	32	Cima 5.02 Izq.
<i>Sapium aucuparium</i>	Euphorbiaceae	68	Cima 9.2 Izq.
<i>Scheelea zonensis</i>	Arecaceae	2	R. Foster 1.95 Izq.
<i>Scheelea zonensis</i>	Arecaceae	121	Cima 14.70 Der.
<i>Simarouba amara</i>	Simaroubaceae	47	Cima 6.23 Izq.
<i>Siparuna pauciflora</i>	Monimiaceae	34	Cima 5.3 Izq.
<i>Sorocea affinis</i>	Moraceae	77	Cima 10.73 Der.
<i>Sorocea affinis</i>	Moraceae	92	Cima 12.15 Der.
<i>Spondias mombin</i>	Anacardiaceae	169	Cima 19.13 Der.
<i>Spondias radlkoferi</i>	Anacardiaceae	105	Cima 13.30 Izq.
<i>Swartzia simplex</i>	Leguminosae	15	Cima 2.7 Izq.
<i>Swartzia simplex</i>	Leguminosae	137	Cima 15.90 Izq.
<i>Tabebuia rosea</i>	Bignoniaceae	113	Cima 14.20 Izq.
<i>Talisia princeps</i>	Sapindaceae	123	Cima 14.84 Izq.
<i>Terminalia amazonia</i>	Combretaceae	167	Cima 19.06 Der.
<i>Tetragastris panamensis</i>	Burseraceae	51	Cima 6.58 Der.
<i>Tetragastris panamensis</i>	Burseraceae	81	Cima 11.05 Der.

<i>Tetragastris panamensis</i>	Burseraceae	150	Cima 17.61 Der.
<i>Thevetia ahouai</i>	Apocynaceae	166	Cima 19.05 Der.
<i>Tovomita stylosa</i>	Guttiferae	29	Cima 4.5 Der.
<i>Trichilia tuberculata</i>	Meliaceae	44	Cima 5.95 Der.
<i>Trichilia tuberculata</i>	Meliaceae	109	Cima 14.01 Der.
<i>Trichilia tuberculata</i>	Meliaceae	111	Cima 14.12 Izq
<i>Triplaris cumingiana</i>	Polygonaceae	119	Cima 14.60 Der.
<i>Trophis caucana</i>	Moraceae	93	Cima 12.25 Der.
<i>Trophis racemosa</i>	Moraceae	165	Cima 18.95 Der.
<i>Turpinia occidentalis</i>	Staphylaceae	71	Cima 9.45 Izq.
<i>Virola sebifera</i>	Myristicaceae	70	Cima 9.3 Izq.
<i>Xylopia macrantha</i>	Annonaceae	24	Cima 4.1 Der.
<i>Xylopia macrantha</i>	Annonaceae	89	Cima 11.60 Izq.
<i>Zanthoxylum belizense</i>	Rutaceae	8	R. Foster 3.5 Izq.
<i>Zanthoxylum procerum</i>	Rutaceae	153	Cima 17.94 Izq.
<i>Zuelania guidonia</i>	Flacourtiaceae	162	Cima 18.60 Izq.

Lista de árboles en orden numérico de placa

N° de placa	Familia	Especie	Coordenadas
1	Annonaceae	<i>Annona hayesii</i>	R. Foster 1.9 Der.
2	Arecaceae	<i>Scheelea zonensis</i>	R. Foster 1.95 Izq.
3	Arecaceae	<i>Bactris major</i>	R. Foster 2.0 Der.
4	Melastomataceae	<i>Miconia argentea</i>	R. Foster 2.6 Der.
5	Arecaceae	<i>Astrocaryum standleyanum</i>	R. Foster 2.7 Izq.
6	Tiliaceae	<i>Luehea seemannii</i>	R. Foster 3.1 Der
7	Lecythidaceae	<i>Gustavia superba</i>	R. Foster 3.3 Izq.
8	Rutaceae	<i>Zanthoxylum belizense</i>	R. Foster 3.5 Izq.
9	Arecaceae	<i>Bactris barronis</i>	R. Foster 3.5 Der.
10	Apocynaceae	<i>Aspidosperma cruenta</i>	Cima 0.3 Der.
11	Leguminosae	<i>Inga pavoniana</i>	Cima 0.6 Izq.
12	Guttiferae	<i>Garcinia intermedia</i>	Cima 1.05 Der.
13	Arecaceae	<i>Oenocarpus mapora</i>	Cima 1.4 Der.
14	Moraceae	<i>Ficus bullenei</i>	Cima 2.6 Izq.
15	Leguminosae	<i>Swartzia simplex</i>	Cima 2.7 Izq.
16	Annonaceae	<i>Annona spraguei</i>	Cima 2.8 Der.
17	Meliaceae	<i>Guarea grandifolia</i>	Cima 2.9 Izq.
18	Meliaceae	<i>Guarea guidonia</i>	Cima 3.1 Der.
19	Flacourtiaceae	<i>Lacistema aggregatum</i>	Cima 3.13 Der
20	Lauraceae	<i>Ocotea cernua</i>	Cima 3.4 Izq.
21	Violaceae	<i>Hybanthus prunifolius</i>	Cima 3.41 Izq.
22	Boraginaceae	<i>Cordia alliodora</i>	Cima 3.5 Der.
23	Leguminosae	<i>Bauhinia guianensis</i>	Cima 3.6 camino
24	Annonaceae	<i>Xylopia macrantha</i>	Cima 4.1 Der.
25	Burseraceae	<i>Protium tenuifolium</i>	Cima 4.2 Izq.
26	Burseraceae	<i>Protium panamense</i>	Cima 4.2 Izq.
27	Myrtaceae	<i>Eugenia coloradensis</i>	Cima 4.3 Der.
28	Rubiaceae	<i>Alseis blackiana</i>	Cima 4.4. Izq.
29	Guttiferae	<i>Tovomita stylosa</i>	Cima 4.5 Der.
30	Annonaceae	<i>Malmea sp.</i>	Cima 4.6 Der.
31	Olacaceae	<i>Heisteria concinna</i>	Cima 4.62 Der.
32	Violaceae	<i>Rinorea sylvatica</i>	Cima 5.02 Izq.
33	Melastomataceae	<i>Mouriri myrtilloides</i>	Cima 5.08 Izq.
34	Monimiaceae	<i>Siparuna pauciflora</i>	Cima 5.3 Izq.
35	Piperaceae	<i>Piper colonense</i>	Cima 5.32 Der.
36	Moraceae	<i>Pseudolmedia spuria</i>	Cima 5.43 Der.

37	Chrysobalanaceae	<i>Hirtella triandra</i>	Cima 5.43 Izq.
38	Chrysobalanaceae	<i>Hirtella americana</i>	Cima 5.43 Izq.
39	Menispermaceae	<i>Abuta racemosa</i>	Cima 5.6 camino
40	Moraceae	<i>Pouruma bicolor</i>	Cima 5.6 Der.
41	Myrtaceae	<i>Eugenia oerstedeana</i>	Cima 5.7 Izq.
42	Lauraceae	<i>Nectandra purpurea</i>	Cima 5.8 Izq.
43	Annonaceae	<i>Desmopsis panamensis</i>	Cima 5.9 Der.
44	Meliaceae	<i>Trichilia tuberculata</i>	Cima 5.95 Der.
45	Arecaceae	<i>Elaeis oleifera</i>	Cima 6.1 Izq.
46	Moraceae	<i>Castilla elastica</i>	Cima 6.1 Der.
47	Simaroubaceae	<i>Simarouba amara</i>	Cima 6.23 Izq.
48	Sapindaceae	<i>Cupania rufescens</i>	Cima 6.3 Der.
49	Lecythidaceae	<i>Gustavia superba</i>	Cima 6.4 Izq.
50	Bombacaceae	<i>Pochota quinata</i>	Cima 6.5 Izq.
51	Burseraceae	<i>Tetragastris panamensis</i>	Cima 6.58 Der.
52	Sapindaceae	<i>Cupania cinerea</i>	Cima 6.7 Izq.
53	Leguminosae	<i>Andira inermis</i>	Cima 6.9 Der.
54	Leguminosae	<i>Lonchocarpus latifolius</i>	Cima 7.1 Izq.
55	Leguminosae	<i>Erythrina costaricensis</i>	Cima 7.25 Der.
56	Bignoniaceae	<i>Jacaranda copaia</i>	Cima 7.7 Izq.
57	Simaroubaceae	<i>Picramnia latifolia</i>	Cima 7.9 Izq.
58	Leguminosae	<i>Pterocarpus rohrii</i>	Cima 8.0 Izq.
59	Connaraceae	<i>Connarus panamensis</i>	Cima 8.0 Izq.
60	Moraceae	<i>Brosimum alicastrum</i>	Cima 8.06 Izq.
61	Rubiaceae	<i>Pentagonia macrophylla</i>	Cima 8.1 Der.
62	Euphorbiaceae	<i>Mabea occidentalis</i>	Cima 8.2 Izq.

Lista de árboles en orden numérico de placa

N° de placa	Familia	Especie	Coordenadas
63	Euphorbiaceae	<i>Croton billbergianus</i>	Cima 8.3 Der.
64	Sapotaceae	<i>Pouteria reticulata</i>	Cima 8.4 Izq.
65	Leguminosae	<i>Dialium guianense</i>	Cima 8.5 Der.
66	Flacourtiaceae	<i>Laetia thamnia</i>	Cima 9.03 Izq.
67	Euphorbiaceae	<i>Alchornea costaricensis</i>	Cima 9.14 Izq.
68	Euphorbiaceae	<i>Sapium aucuparium</i>	Cima 9.2 Izq.
69	Euphorbiaceae	<i>Hyeronima alcheornoides</i>	Cima 9.27 Izq.
70	Myristicaceae	<i>Virola sebifera</i>	Cima 9.3 Izq.
71	Staphylaceae	<i>Turpinia occidentalis</i>	Cima 9.45 Izq.
72	Guttiferae	<i>Garcinia madruno</i>	Cima 10.40 Izq.
73	Bombacaceae	<i>Quararibea asterolepis</i>	Cima 10.5 Izq.
74	Moraceae	<i>Poulsenia armata</i>	Cima 10.52 Izq.
75	Chrysobalanaceae	<i>Licania hypoleuca</i>	Cima 10.60 Izq.
76	Tiliaceae	<i>Apeiba membranacea</i>	Cima 10.65 Der.
77	Moraceae	<i>Sorocea affinis</i>	Cima 10.73 Der.
78	Rubiaceae	<i>Randia armata</i>	Cima 10.95 Der.
79	Leguminosae	<i>Dipteryx oleifera</i>	Cima 10.98 Izq.
80	Rubiaceae	<i>Faramea occidentalis</i>	Cima 11.01 Der.
81	Burseraceae	<i>Tetragastris panamensis</i>	Cima 11.05 Der.
82	Leguminosae	<i>Lonchocarpus latifolius</i>	Cima 11.2 Der.
83	Leguminosae	<i>Dipteryx oleifera</i>	Cima 11.21 Izq.
84	Moraceae	<i>Pseudolmedia spuria</i>	Cima 11.23 Izq.
85	Apocynaceae	<i>Lacmellea panamensis</i>	Cima 11.25 Der.
86	Olacaceae	<i>Heisteria concinna</i>	Cima 11.30 Izq.
87	Arecaceae	<i>Astrocaryum standleyanum</i>	Cima 11.40 Izq.
88	Moraceae	<i>Castilla elastica</i>	Cima 11.55 Der.
89	Annonaceae	<i>Xylopia macrantha</i>	Cima 11.60 Izq.

90	Piperaceae	<i>Piper reticulatum</i>	Cima 12.10 Der.
91	Araceae	<i>Dieffenbachia longispatha</i>	Cima 12.10 Der.
92	Moraceae	<i>Sorocea affinis</i>	Cima 12.15 Der.
93	Moraceae	<i>Trophis caucana</i>	Cima 12.25 Der.
94	Guttiferae	<i>Garcinia intermedia</i>	Cima 12.30 Izq.
95	Flacourtiaceae	<i>Hasseltia floribunda</i>	Cima 12.47 Der.
96	Bombacaceae	<i>Quararibea asterolepis</i>	Cima 12.60 Izq.
97	Bombacaceae	<i>Ceiba pentandra</i>	Cima 12.6 Izq.
98	Burseraceae	<i>Protium tenuifolium</i>	Cima 13.05 Izq.
99	Rubiaceae	<i>Alseis blackiana</i>	Cima 13.05 Der.
100	Annonaceae	<i>Desmopsis panamensis</i>	Cima 13.06 Izq.
101	Rubiaceae	<i>Macrocneum glabrescens</i>	Cima 13.12 Der.
102	Meliaceae	<i>Guarea grandifolia</i>	Cima 13.15 Der.
103	Piperaceae	<i>Piper reticulatum</i>	Cima 13.20 Der.
104	Rubiaceae	<i>Faramea occidentalis</i>	Cima 13.30 Izq.
105	Anacardiaceae	<i>Spondias radlkoferi</i>	Cima 13.30 Izq.
106	Violaceae	<i>Hybanthus prunifolius</i>	Cima 13.32 Der.
107	Piperaceae	<i>Piper colonense</i>	Cima 13.95 Der.
108	Melastomataceae	<i>Mouriri myrtilloides</i>	Cima 13.95 Der.
109	Meliaceae	<i>Trichilia tuberculata</i>	Cima 14.01 Der.
110	Chrysobalanaceae	<i>Licania platypus</i>	Cima 14.10 Izq.
111	Meliaceae	<i>Trichilia tuberculata</i>	Cima 14.12 Izq.
112	Rubiaceae	<i>Macrocneum glabrescens</i>	Cima 14.16 Der.
113	Bignoniaceae	<i>Tabebuia rosea</i>	Cima 14.20 Izq.
114	Euphorbiaceae	<i>Adelia triloba</i>	Cima 14.20 Der.
115	Boraginaceae	<i>Cordia lasiocalyx</i>	Cima 14.25 Izq.
116	Rubiaceae	<i>Alibertia edulis</i>	Cima 14.30 Izq.
117	Capparidaceae	<i>Capparis frondosa</i>	Cima 14.4 Izq.
118	Euphorbiaceae	<i>Adelia triloba</i>	Cima 14.45 Izq.
119	Polygonaceae	<i>Triplaris cumingiana</i>	Cima 14.60 Der.
120	Flacourtiaceae	<i>Casearia commersoniana</i>	Cima 14.7 Der.
121	Arecaceae	<i>Scheelea zonensis</i>	Cima 14.70 Der.
122	Moraceae	<i>Brosimum alicastrum</i>	Cima 14.8 Der.
123	Sapindaceae	<i>Talisia princeps</i>	Cima 14.84 Izq.
124	Menispermaceae	<i>Abuta racemosa</i>	Cima 15.0 Izq.

Lista de árboles en orden numérico de placa

N° de placa	Familia	Especie	Coordenadas
125	Euphorbiaceae	<i>Drypetes standleyi</i>	Cima 15.10 Izq.
126	Connaraceae	<i>Connarus panamensis</i>	Cima 15.12 Izq.
127	Sapotaceae	<i>Pouteria stipitata</i>	Cima 15.16 Der.
128	Tiliaceae	<i>Apeiba membranacea</i>	Cima 15.24 Izq.
129	Nyctaginaceae	<i>Guapira standleyanum</i>	Cima 15.30 Izq.
130	Euphorbiaceae	<i>Acalypha diversifolia</i>	Cima 15.35 Der.
131	Moraceae	<i>Ficus trigonata</i>	Cima 15.40 Izq.
132	Simaroubaceae	<i>Quassia amara</i>	Cima 15.50 Izq.
133	Rubiaceae	<i>Faramea occidentalis</i>	Cima 15.57 Izq.
134	Leguminosae	<i>Pterocarpus rohrii</i>	Cima 15.64 Izq.
135	Tiliaceae	<i>Luehea seemannii</i>	Cima 15.60 Izq.
136	Annonaceae	<i>Annona hayesii</i>	Cima 15.9 Der.
137	Leguminosae	<i>Swartzia simplex</i>	Cima 15.90 Izq.
138	Leguminosae	<i>Dipteryx oleifera</i>	Cima 16.01 Der.
139	Flacourtiaceae	<i>Lacistema aggregatum</i>	Cima 16.15 Der.
140	Sapindaceae	<i>Allophylus psilospermus</i>	Cima 16.30 Der.
141	Simaroubaceae	<i>Quassia amara</i>	Cima 16.60 Izq.
142	Arecaceae	<i>Elaeis oleifera</i>	Cima 16.92 Der.

143	Boraginaceae	<i>Cordia alliodora</i>	Cima 16.95 Izq.
144	Solanaceae	<i>Cestrum megalophyllum</i>	Cima 17.09 Der.
145	Chrysobalanaceae	<i>Hirtella triandra</i>	Cima 17.25 Izq.
146	Anacardiaceae	<i>Mangifera indica</i>	Cima 17.35 Der.
147	Sapotaceae	<i>Manilkara zapota</i>	Cima 17.50 Der.
148	Sterculiaceae	<i>Herrania purpurea</i>	Cima 17.50 Izq.
149	Moraceae	<i>Maquira costaricana</i>	Cima 17.60 Der.
150	Burseraceae	<i>Tetragastris panamensis</i>	Cima 17.61 Der.
151	Simaroubaceae	<i>Picramnia latifolia</i>	Cima 17.80 Izq.
152	Moraceae	<i>Poulsenia armata</i>	Cima 17.92 Der.
153	Rutaceae	<i>Zanthoxylum procerum</i>	Cima 17.94 Izq.
154	Leguminosae	<i>Inga quaternata</i>	Cima 18.05 Izq.
155	Rubiaceae	<i>Posoqueria latifolia</i>	Cima 18.05 Der.
156	Flacourtiaceae	<i>Casearia commersoniana</i>	Cima 18.07 Der.
157	Melastomataceae	<i>Miconia argentea</i>	Cima 18.10 Izq.
158	Leguminosae	<i>Inga laurina</i>	Cima 18.13 Izq.
159	Melastomataceae	<i>Mouriri myrtilloides</i>	Cima 18.13 Der.
160	Moraceae	<i>Pouruma bicolor</i>	Cima 18.15 Der.
161	Rubiaceae	<i>Pentagonia macrophylla</i>	Cima 18.20 Der.
162	Flacourtiaceae	<i>Zuelania guidonia</i>	Cima 18.60 Izq.
163	Bombacaceae	<i>Pseudobombax septenatum</i>	Cima 18.85 Der.
164	Boraginaceae	<i>Cordia alliodora</i>	Cima 18.85 Izq.
165	Moraceae	<i>Trophis racemosa</i>	Cima 18.95 Der.
166	Apocynaceae	<i>Thevetia ahouai</i>	Cima 19.05 Der.
167	Combretaceae	<i>Terminalia amazonia</i>	Cima 19.06 Der.
168	Bombacaceae	<i>Pochota quinata</i>	Cima 19.07 Izq.
169	Anacardiaceae	<i>Spondias mombin</i>	Cima 19.13 Der.
170	Chrysobalanaceae	<i>Hirtella americana</i>	Cima 19.16 Der.
171	Apocynaceae	<i>Lacmellea panamensis</i>	Cima 19.20 Der.
172	Euphorbiaceae	<i>Mabea occidentalis</i>	Cima 19.60 Der.
173	Lauraceae	<i>Ocotea puberula</i>	Cima 19.80 Izq.

Métodos de censo para el estudio de los anfibios anuros

por

Maria Elena Bridarolli

Introducción

Hay diferentes técnicas de censo para el estudio de los anfibios anuros, a través de las cuales se puede estimar el número de especies presentes en un área (riqueza de especies), conocer la distribución geográfica y ecológica de las mismas, documentar cambios en sus distribuciones (presencia o ausencia) y determinar abundancia (número de individuos por especie) en uno o más sitios a través del tiempo (Heyer *et al*, 1994a). La importancia de estos estudios es que proveen líneas de base para estudios de biodiversidad a largo plazo, dado que la información de localización espacial y riqueza de especies en relación con el ambiente, permite elaborar pautas para la conservación de las mismas.

Las técnicas de censo que se mencionan en este capítulo son: Programa de Monitoreo para Pantanos (Marsh Monitoring Program, 1995), Monitoreo Acústico en Sitios Fijos (Rand and Drewry, 1994), Registro en Sitios Reproductivos (Scott and Woodward, 1994) y Registro de Conteo Visual (Crump and Scott, 1994), conjuntamente con el planteo de los objetivos, hipótesis, materiales, métodos y tratamiento estadístico de los datos, ejemplificado con el tema de la partición de los recursos del hábitat, por parte de una comunidad de anfibios anuros durante la estación reproductiva.

El objetivo de un trabajo es lo primero que se debe plantear antes de iniciarlo, también es necesario seleccionar el grupo de especies y delimitar el área de estudio, (distribución ecológica de las especies). Por ejemplo, si el interés es realizar un estudio de la distribución espacial y temporal de la riqueza y abundancia de un grupo de especies entre diferentes microhábitats, durante la estación reproductiva y en relación con el ambiente (variables abióticas), el objetivo general puede ser planteado de la siguiente manera:

Objetivo general

El objetivo general de este estudio es determinar la partición de los recursos del hábitat, riqueza de especies y abundancia en una comunidad de anfibios anuros durante la estación reproductiva. Para este ejemplo suponemos que la comunidad de anuros está representada por las poblaciones de las especies: *Hyla ebraccata*, *Hyla phlebodes*, *Hyla rosenbergi* (Hylidae); *Eleutherodactylus diastema*, *Leptodactylus insularum*, *Leptodactylus labialis*, *Leptodactylus pentadactylus* y *Physalaemus pustulosus* (Leptodactilydae).

También se pueden formular objetivos específicos, los cuales implican mayor detalle y son importantes, debido a que ayudan a elaborar el diseño experimental, éstos se pueden escribir en oraciones cortas, utilizando tablas y figuras, por ejemplo:

Objetivos específicos

1) Identificar los microhábitats de reproducción de las especies de anuros .

- 2) Realizar un seguimiento diario y mensual de la actividad reproductiva en los microhábitats, para determinar diferencias y semejanzas en riqueza de especies y abundancia entre ellos.
- 3) Caracterizar los microhábitats según variables abióticas, tales como la temperatura del aire y del agua, humedad relativa del ambiente, precipitación, profundidad del agua y su distancia a la orilla (m), determinando su variación espacial (microhábitat de reproducción) y temporal (análisis diario y mensual).
- 4) Establecer la condición de la noche y los ciclos de la luna.

Hipótesis

Se pueden plantear para cada objetivo específico las hipótesis correspondientes:

- 1) Existe partición del espacio geográfico y ecológico por parte de las especies, dado que la distribución de éstas es discontinua (en parches), ocupando varios microhábitats reproductivos con características abióticas diferenciadas, por ejemplo: lagunas permanentes, pantanos y ríos.
- 2) Hay partición del recurso temporal (diario y mensual) en la actividad reproductiva en la composición específica y en la abundancia entre los microhábitats.
- 3) Las variables abióticas influyen en la actividad reproductiva de las especies, siendo una de las causas que determinan el momento y lugar para la reproducción, así como también riqueza y abundancia de especies.
- 4) La condición de la noche y el ciclo de la luna influyen en la actividad reproductiva de los anfibios anuros.

Métodos

En los materiales y métodos se detalla el procedimiento que se seguirá en el campo, los elementos con los que se coleccionarán los datos y el tratamiento estadístico de los mismos. Es muy importante definir un diseño experimental y métodos de análisis preliminares y aplicarlos en un , debido a que esto permitirá: reformular los objetivos, los materiales y métodos, el análisis estadístico, delimitar el área de estudio, seleccionar el grupo de especies, y elaborar el proyecto definitivo.

La metodología a seguir en este ejemplo consiste en aplicar cuatro técnicas de censo. Las técnicas de Programa de Censo para Pantanos y Monitoreo Acústico en Sitios Fijos, se asemejan porque consisten en censar los individuos desde un lugar fijo, mientras que en la de Registro en Sitios Reproductivos, el censo se realiza caminando. La similitud entre las tres es que son técnicas acústicas. A diferencia de las anteriores, el Registro de Conteo Visual es una técnica visual. A continuación se las describe brevemente, con la ayuda de tablas (para mayor información consultar la bibliografía que en ellas se especifica).

1) Técnicas Acústicas

1a) Programa de censo para pantanos

Esta técnica consiste en marcar en cada microhábitat una estación en el terreno con una estaca de hierro, desde la cual se registra en una tabla (Tabla 1) los nombres de todas las especies que se escuchan cantar, colocando las manos en los oídos imitando a parábolas y dirigiendo la cara hacia el mismo punto cardinal cada vez que se toman los datos.

Para cada especie se registra el número de individuos cantando: 0, 1, 2, 3 y un valor arbitrario de 10 para cuando el número es mayor que 3. Asignando los siguientes códigos para cada especie: 0, los individuos de una especie determinada no están cantando; 1, cantos de individuos de una especie no simultáneo, aquí los individuos que están cantando pueden ser identificados separadamente y contados con precisión; 2: cantos simultáneos de individuos de una especie, el número de individuos cantando puede en algunas especies ser estimado; 3, coro total de una especie, canto continuo y simultáneo, no se distingue el número de individuos (Marsh Monitoring Program, 1995).

Ventajas: se invierte poco tiempo; informa sobre la composición específica en cada microhábitat (riqueza de especies) y la abundancia; cualitativo, dado que brinda información sobre presencia o ausencia de especies; permite muestrear todo tipo de ambientes: lagunas, pantanos, ríos, pastizales y bosques, así como también especies cavícolas, arbóreas y acuáticas.

Desventajas: no determina número de individuos en un coro total.

Tabla 1. Tabla de censo de ranas en tres hábitats (programa de monitoreo para pantanos)

FECHA: 15 de agosto de 1995	Microhábitats					
	Laguna		Pantano		Río	
ESPECIES	#IC	#C	# IC	#C	#IC	#C
<i>Hyla ebraccata</i>	10	3	2	1	10	3
<i>Hyla phlebodes</i>	10	3	2	1	10	3
<i>Hyla rosenbergi</i>	2	1	1	1	1	1
<i>Eleutherodactylus diastema</i>	2	1	0	0	0	0
<i>Physalaemus pustulosus</i>	0	0	10	3	10	3
<i>Leptodactylus labialis</i>	2	1	0	0	0	0
<i>Leptodactylus pentadactylus</i>	3	1	0	0	0	0
<i>Leptodactylus insularum</i>	3	1	1	1	0	0

Referencias: #IC: número de individuos cantando; C: código; LP: Laguna Permanente; P: Pantano; R: Río.

1b) Monitoreo acústico en sitios fijos

Esta técnica consiste en grabar las vocalizaciones de un grupo de especies previamente seleccionadas en un lugar fijo. A través de este sistema se puede determinar el número de individuos cantando durante la estación reproductiva y establecer los cambios en número en el tiempo y además, comparar las poblaciones de individuos cantando en diferentes microhábitats (Rand and Drewry, 1994). Se sugiere que las grabaciones se realicen durante tres minutos en

cada microhábitat (Berril *et al.*, 1992) con un grabador (Marantz, modelo no. PMD 430), mencionando antes de la grabación, la fecha, hora y lugar y una palabra al finalizar, que puede ser "fin". Luego los datos se ingresan en una tabla y se podrán comparar con los obtenidos a través del sistema Programa de Monitoreo para Pantanos.

Ventajas: es rápido; estima abundancia de machos cantando y riqueza de especies; permite realizar estudios comparativos de partición espacio-temporal del número de individuos cantando y en cualquier tipo de ambiente (lagunas, pantanos, ríos, pastizales y bosques).

Desventajas: el grabador implica un gasto de dinero; no es muy adecuada para especies de reproducción explosiva (que se reproducen en pocos días), ni para las que no cantan.

1c) Registro en sitios reproductivos

Esta metodología es similar al Programa de Monitoreo para Pantanos, debido a que se registra el número de individuos cantando y el código respectivo (ver Tabla 1), pero difiere en que en este sistema el censo se realiza caminando dentro del coro, siguiendo un diseño de transectos dentro de un cuadrado cuyas dimensiones dependerá de la densidad de los anfibios, por ejemplo podría ser de 8 x 8 m. Es necesario asegurarse de que el sitio es reproductivo, ya que no siempre la presencia de un coro implica momento reproductivo, es por ello que se sugiere tener en cuenta otros indicadores, como por ejemplo: presencia de amplexus, nidos, larvas y juveniles (Scott and Woodward, 1994).

Ventajas: permite estimar riqueza de especies y abundancia; censar cambios en los niveles de poblaciones de especies y de densidad de machos; detectar cambios en la composición de los ensambles en los diferentes microhábitats a través del tiempo; el censo se puede realizar en una laguna permanente o temporaria, o a lo largo de una corriente y en ambientes con gramíneas.

Desventajas: no es adecuada para especies arborícolas y cavícolas, ni para especies que se reproducen en pequeños grupos y con una distribución muy dispersa.

2) Técnica visual

2a) Registro de conteo visual

Este sistema se utiliza para determinar la riqueza de las especies de un lugar (composición de especies en un ensamble) y para estimar la abundancia relativa de las mismas. Consiste en delimitar un cuadrado de 10 x 10 m o 25 x 25 m, dentro del coro (el tamaño del cuadrado dependerá de la densidad de los anfibios) y buscar individuos en un determinado tiempo, siguiendo un diseño o transectos prefijados (Crump and Scott, 1994). Para cada especie se registra el número de individuos solos, número de individuos observados cantando y el número de parejas (Tabla 2). Además, es necesario asegurarse de que el sitio es reproductivo, a través de la presencia de amplexus, nidos, larvas y juveniles (Scott and Woodward, 1994).

Ventajas: requiere poco tiempo; se obtiene información sobre la riqueza de las especies y de la abundancia; es apropiado para muestrear a lo largo de corrientes, alrededor de lagunas y en

pantanos.

Desventajas: no es adecuada en hábitats en donde la visibilidad no es buena, y para especies arbóricolas y cavícolas, tampoco para determinar densidades (número de individuos por unidad de área) porque no todos los individuos presentes en un área pueden ser observados, aunque si esta técnica se utiliza repetidamente junto con estudios de captura y recaptura se puede estimar densidad (Crump y Scott, 1994).

Tabla 2. Tabla de censo (registro de conteo visual)

FECHA: 15 agosto 1995	Microhabitats								
	Laguna permanente			Pantano			Río		
ESPECIES	#IS	#IO C	#P	#IS	#IO C	#P	#IS	#IO C	#P
<i>Hyla ebraccata</i>	12	3	2	1	0	0	12	3	0
<i>Hyla phlebodes</i>	6	3	0	1	0	0	6	1	1
<i>Hyla rosenbergi</i>	6	3	0	1	0	0	0	0	0
<i>Eleutherodactylus diastema</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Physalaemus pustulosus</i>	0	0	0	18	7	4	14	4	2
<i>Leptodactylus labialis</i>	1	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Leptodactylus pentadactylus</i>	2	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Leptodactylus insularum</i>	1	1	0	1	1	0	0	0	0

Referencias: #IS: número de individuos solos; #IOC: número de individuos observados cantando; #P: número de parejas.

Uno de los objetivos específicos es relacionar la actividad reproductiva de los anfibios con las variables abióticas, por lo tanto los materiales y métodos para la medición de las mismas pueden ser:

- 1) Registrar la hora, la temperatura del agua y del aire, con un termómetro de mercurio de rápida lectura, la humedad relativa del ambiente, con un sincrómetro (Bacharach), la profundidad del agua y la distancia a la orilla con una cinta métrica (Stanley).
- 2) Medir el valor de la precipitación con un pluviómetro (Tru-Chek) registrando el día y la hora; también, la condición de la noche: clara u oscura y el ciclo de la luna.

Si por ejemplo se reconocen 3 microhábitats (laguna permanente, pantano y río). La permanencia en cada uno de ellos para la colecta de los datos del censo visual y acústico y para la medición de las variables abióticas, depende de la complejidad del hábitat y del número de variables que se registren, el tiempo invertido en cada uno debe ser equitativo entre los mismos. La distribución del tiempo puede ser, por ejemplo, si se emplean en total 17 minutos, se utilizarán: 3 minutos para el censo acústico (número de cantos y códigos Programa de Monitoreo para Pantanos); 3 minutos para grabar (Monitoreo Acústico en Sitios Fijos); 4 minutos para el censo visual: número de individuos solos, cantando y en parejas (Servicio de Conteo Visual); 4 minutos para el censo acústico en los transectos (Servicio en Sitios Reproductivos) y 3 minutos para la medición de las variables abióticas. La utilidad que brinda el empleo conjunto de estas técnicas es que permite posteriormente comparar y corroborar resultados, dado que los valores obtenidos en cada una de ellas deben estar relacionados entre sí.

Si los lugares estuvieran cerca, la visita a los mismos se puede realizar caminando o en bicicleta. Se sugiere seguir la siguiente secuencia cada noche: laguna permanente, pantano, río (la primera noche); río, laguna permanente, pantano (segunda noche), pantano, río y laguna permanente (tercera noche) y así sucesivamente, para darle a los microhábitats igual tratamiento. La selección de los meses de estudio depende de la época del año en que se reproducen las especies a estudiar, puede ser la estación lluviosa o seca, así como también la elección de la hora dependerá del momento del día en que están activas. La frecuencia de salida para el registro de los datos puede ser por ejemplo de 5 días por semana, durante tres meses.

El número de especies, de microhábitats y el tamaño del área a estudiar varía según los objetivos planteados, lo que es importante es que el estudio que se lleve a cabo en un determinado lugar y tiempo, se repita en otras áreas geográficas durante muchos años, manteniendo el grupo de especies y los macrohábitats del estudio inicial. Para el ejemplo planteado, que continúen siendo lagunas permanentes, pantanos y ríos, y las especies detalladas previamente. La utilidad de la replicación de un estudio en la escala espacio-temporal es que constituye la línea de base para estudios de biodiversidad a largo plazo, dado que la repetición brinda información de localización espacial y riqueza de especies en relación con el ambiente, lo que permite elaborar pautas para la conservación de las mismas.

Tratamiento e interpretación de los datos

Una vez colectados los datos se procede al tratamiento estadístico, si se ha utilizado más de una técnica metodológica se debe cuidar de tratar los datos obtenidos en cada técnica separadamente, debido a que cada sistema tiene su propio enfoque, de esta manera se asegura la estandarización, repetición y calidad en los resultados (Heyer *et al*, 1994b). Es recomendable en una primera etapa para el tratamiento de los datos, utilizar la estadística descriptiva, confeccionando gráficos de barras y polígonos de frecuencia (Zar, 1984). Este procedimiento ayudará a corregir errores del diseño experimental y reformular los objetivos.

Para este ejemplo se pueden realizar gráficos de barras para cada especie, por ejemplo, relacionando el número promedio de individuos observados cantando (datos obtenidos a través de la técnica Registro de Conteo Visual) con los tres microhábitats, en el mes de agosto de 1995, para *Hyla ebraccata* (Figura 1). En la Figura 1 se observa que en el pantano se registra el mayor número promedio de individuos cantando para el mes de agosto, le continúa la laguna permanente y por último el río.

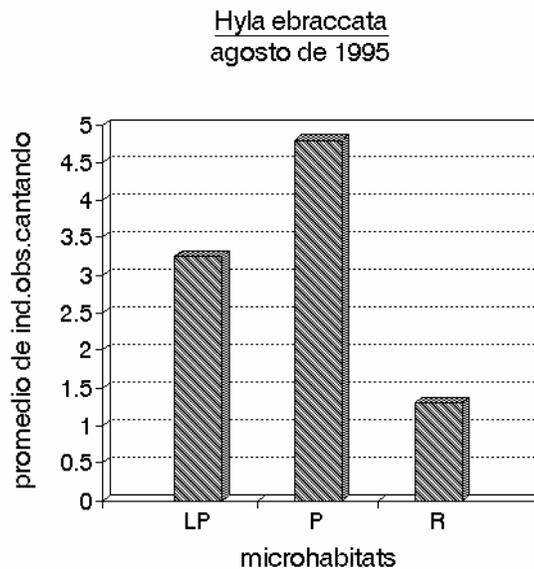


Figura1. Representación del número promedio de individuos observados cantando, para *Hyla ebraccata* en agosto de 1995 en los tres microhábitats: LP: Laguna Permanente; P: Pantano y R: Río.

El análisis de estos resultados permitirá comparar las técnicas empleadas, determinar la distribución ecológica y geográfica de los ensambles de anfibios, la variación diaria y mensual de la actividad reproductiva en cada especie, de la riqueza de especies y de la abundancia entre los microhábitats, relacionar la actividad reproductiva con las variables abióticas y comparar riqueza de especies entre microhábitats.

También, se puede determinar asociación interespecífica, mediante técnicas uni o

multivariadas, como análisis de la varianza, correlación y regresión (Seber, 1984; Rawlings, 1988 y Steel y Torrie, 1990).

Aspectos a considerar antes de salir al campo a coleccionar los datos

1. Recorrer previamente el área, para familiarizarse.
2. Reconocer los cantos de las especies a estudiar. Para ello es conveniente grabar los cantos en una cassette y escuchar esta cinta hasta conocer las vocalizaciones, también si existiera, repasar la clave para identificación de las especies en el campo. Es recomendable utilizar algunas noches como práctica.
3. Se recomienda hacer la señalización de las estaciones con estacas de hierro, pintadas en color brillante para distinguirlas dentro de la vegetación. Además, se debe elegir el lugar más adecuado para el emplazamiento de la estaca, de manera que se pueda oír el mayor número de especies.
4. Si se utilizan las cuatro técnicas de monitoreo, es conveniente confeccionar una sola tabla conteniendo los cuatro sistemas, ejemplificado en la Tabla 3 para varias especies.
5. Es necesario llevar: mochila impermeable, botas de goma, linterna de cabeza (es aconsejable tener las manos libres), repelente para mosquitos, cuaderno con tablas confeccionadas, la clave para identificación de las especies, varios lápices, bolsas de plástico, poncho impermeable, reloj, baterías de repuesto y los elementos detallados en materiales.
6. Se recomienda ubicar en un lugar fijo los termómetros de mercurio para la toma de temperaturas del agua y del aire, la ubicación de los termómetros para tomar la temperatura del aire dependerá de la altura de los sitios en las que se ubican las especies (Navas, 1995).
7. Es aconsejable que los sitios reproductivos estén separados una distancia de 500 m o más, para evitar solapamiento de cantos y tratar de no elegir lugares emplazados al lado de caminos muy transitados por vehículos (Marsh Monitoring Program, 1995).

Tabla 3. Representación de las cuatro técnicas de monitoreo (programa de monitoreo para pantanos, registro de conteo visual, registro en sitios reproductivos y monitoreo acústico en sitios fijos).

Técnicas de censo	Laguna permanente						Pantano						Río								
	RCV			RSR			PMP			RCV			RSR			PMP					
Fecha: 15ago1995	# I S	# I O	# P C	# I C	# C C	# I C	# C C	# I S	# I O	# P C	# I C	# C C	# I C	# C C	# I S	# I O	# P C	# I C	# C C	# I C	# C C
ESPECIES																					
<i>H.ebraccata</i>	### ### ###			### ### #	3	### ### #	3	I	0	0		1		1	### ### ###		0	### ### ###	3	### ### #	3
<i>H.phlebodes</i>	### #		0	### ### #	3	### ### #	3	I	0	0		1		1	### #	I	I	### ### #	3	### ### #	3

<i>H. rosenbergi</i>																				
<i>E. diastema</i>																				
<i>P. pustulosus</i>																				
<i>L. labialis</i>																				
<i>L. pentadact.</i>																				
<i>L. insularum</i>																				

REFERENCIAS: RCV: Registro de Conteo Visual; #IS: número de individuos solos; #IOC: número de individuos observados cantando; #P: número de parejas. RSR: Registro en Sitios Reproductivos; #IC: número de individuos cantando; #C: código. PMP: Programa de Monitoreo para Pantanos; #IC: número de individuos cantando; #C: código.

Aspectos a considerar en el campo

1. Se sugiere esperar 1 minuto antes de efectuar la grabación, para permitir que las ranas reinicien sus cantos interrumpidos por la presencia del observador.
2. Si aún utilizando la clave de reconocimiento de especies surgieran dificultades de identificación, es conveniente coleccionar los individuos usando bolsas de plástico (lavándose previamente las manos por el uso de repelente) en este caso, se procede a tomar el animal, se introduce en la bolsa junto con un poco de agua y algunas hojas y se anota el lugar, fecha de captura y sexo (el sexo se reconoce por la presencia o no de saco vocal).
3. Tomar notas de las observaciones de campo.

Bibliografía

- Berill, M., S. Bertram, D. Brigham and V. Campbell. 1992. Comparison of three methods of monitoring frog populations. Pages: 87-92, in: Bishops, C. A., K. A. Pettit editors. Declines in Canadian amphibian populations designing a national monitoring strategy. Occasional Paper (76), Canadian Wildlife Service.
- Crump, M.L. and N.J. Scott, Jr. 1994. Visual Encounter Service. Pages 84-92. in: W. R. Heyer, M. A. Donnelly, R. W. McDiarmid, L. C. Hayek, and M. S. Foster editors. Measuring and Monitoring Biological Diversity. Standard methods for amphibians. Smithsonian Institution Press, Smithsonian Institution, Washington, USA.
- Heyer, W.R., M. A. Donnelly, R. W. McDiarmid, L. C. Hayek, and M. S. Foster editors. 1994a. Essential of Standarization and quantification. Pages:17-20, in: Measuring and Monitoring Biological Diversity. Standard methods for amphibians. Smithsonian Institution Press, Smithsonian Institution, Washington, USA.
- Heyer, W.R., M. A. Donnelly, R. W. McDiarmid, L. C. Hayek, and M. S. Foster editors. 1994b. Standar techniques for inventory and monitoring. Pages: 75-141, in: Measuring and Monitoring Biological Diversity. Standard methods for amphibians. Smithsonian Institution Press, Smithsonian Institution, Washington, USA.
- Marsh Monitoring Program. 1995. Training kit and instructions for surveying marsh birds, amphibians and their habitats. Long Point Bird Observatory and Environment, Canada. 1-40.
- Navas, C.A. 1995. Ecological implications of behavior and physiology in high-elevation neotropical anurans. Unpubl. Ph.D, diss. Univ. of Connecticut, Stors.
- Rand, A. S. and G. E. Drewry. 1994. Acoustic Monitoring at Fixed Sites. Pages 150-153. in: W. R. Heyer, M. A. Donnelly, R. W. McDiarmid, L. C. Hayek, and M. S. Foster editors. Measuring and Monitoring Biological Diversity. Standard methods for amphibians. Smithsonian Institution Press, Smithsonian Institution, Washington, USA.
- Rawlings, J. O. 1988. Applied regresion analysis: a research toll. Wadsworth & Brooks/Cole Advanced Brooks & Software. Pacific Grove, 552 pp.
- Seber, G. A. F. 1984. Multivariate Observations. John Wiley & Sons, Inc. 686 pp
- Scott, N. J., Jr. and B.D. Woodward. 1994. Surveys at Breeding Sites. Pages 118- 125. in: W. R. Heyer, M. A. Donnelly, R. W. McDiarmid, L. C. Hayek, and M. S. Foster editors. Measuring and Monitoring Biological Diversity. Standard methods for amphibians. Smithsonian Institution Press, Smithsonian Institution, Washington, USA.
- Steel, R. G. D. y J. H. Torrie. 1990. Bioestadística: principios y procedimientos. Mc Graw-Hill. 622 pp.

Zar, J.A. 1984. Biostatistical analysis. Prentice-Hall International, Inc., 2nd. edition, 718pp.

Investigación de la comunidad y densidad de semillas latentes en el suelo

por
James Dalling

Introducción

La latencia es una característica de las semillas de una gran parte de las plantas de regiones templadas y tropicales. Su ventaja selectiva se presenta como un mecanismo de retardo que evita la germinación bajo condiciones que son inapropiadas para el establecimiento de la plántula. En este caso, la latencia aumenta la probabilidad de que las semillas encuentren condiciones de alta luminosidad (usualmente asociadas con claros después de la caída de un árbol).

Colecta de muestras

Las semillas no están distribuidas uniformemente en el suelo. Las muestras de suelo tomadas bajo la copa de un árbol de *Cecropia* pueden tener 1000 veces más semillas de *Cecropia* que muestras de suelo tomadas a 30m del árbol. Para lograr una representación precisa de la comunidad de semillas en el suelo es importante entonces colectar las muestras en el área más amplia que sea posible. Por consiguiente, las muestras individuales deben ser pequeñas; sin embargo, si se desea hacer comparaciones estadísticas entre muestras o grupos de muestras, cada muestra debe contener suficientes semillas para permitir el análisis (por lo menos 5 semillas por muestra).

En Barro Colorado estas condiciones se logran tomando muestras de un área de 87 cm^2 y un volumen de 260 cm^3 . Estas muestras se toman usando un "soil corer" circular de 10.5 cm de diámetro. Cuando se tienen 260 cm^3 de suelo en un matraz volumétrico entonces el suelo habrá sido excavado a una profundidad de 3 cm. Es importante ser consistente con la profundidad a la que se toman las muestras, ya que las densidades de las semillas declinan rápidamente con la profundidad del suelo. Una muestra de 0-3 cm de profundidad es la estándar.

Se puede determinar el número mínimo de muestras a colectar con un curva especie-área (ver Matteucci y Colma 1982). Dependiendo de la estación, hay entre 10 y 30 especies pioneras de árboles con semillas latentes en el suelo en Barro Colorado y por consiguiente la asíntota de la curva puede alcanzarse fácilmente. Sin embargo, dada la alta varianza en las densidades de semillas entre muestras, es deseable usar un área de muestra grande.

Tratamiento de la muestra

Las semillas de los árboles y arbustos pioneros germinan rápidamente en respuesta a condiciones de alta luminosidad (un mínimo de 10% del pleno sol). Tanto la tasa como el nivel de germinación de las semillas son determinados por la profundidad del suelo expuesto a estas condiciones. Las condiciones óptimas para la germinación en Barro Colorado se logran extendiendo suelo en bandejas hasta una profundidad de 5 mm sobre una capa de arena lavada

(libre de semillas) de 10 mm de espesor y exponiendo el suelo por un período de 6 semanas. Este tiempo es suficiente para lograr la germinación total. La arena ayuda a evitar que el suelo se seque durante los días soleados. Las bandejas de suelo deben cubrirse con techos de plástico transparente, para evitar que el suelo se derrame durante las tormentas. Se deben incluir muestras de suelo del bosque, autoclavado (116°C; 1 hr), para verificar si ha existido contaminación de las muestras de suelo por semillas flotantes después de colectadas. Autoclavar el suelo no afecta la germinación de las semillas, pero sí el crecimiento de las plántulas.

Identificación de las plántulas

La mayoría de las especies de árboles pioneros se pueden identificar por la morfología de los cotiledones o de las primeras hojas (generalmente en la primera semana de germinación). Colectar plántulas sucesivamente más grandes germinando naturalmente en claros de caída de árboles muchas veces ayuda a la identificación. Las plántulas pequeñas no se prensan bien, mejor es preservarlas en alcohol. Las especies de *Cecropia* y de *Miconia* difícilmente se pueden diferenciar cuando son plántulas.

Semillas no germinables

Después de completada la germinación se pueden contar los números de semillas no germinables en el suelo colando el suelo a través de coladeras con redcillas de tamaño apropiado. Esto es posible con semillas del tamaño de *Cecropia* o más grandes. Lo mejor es comenzar con pequeñas sub-muestras de suelo. Frecuentemente las densidades de semillas no germinables son 100 veces mayores que las de semillas viables. La viabilidad de semillas no germinables se puede probar con la tinción de tetrazolio (ver Matteucci y Colma 1982 y el capítulo "Prueba de tinción con tetrazolio para la viabilidad de las semillas").

Preguntas relacionadas al tema

¿Cómo cambian las densidades de las semillas latentes en el suelo con a) profundidad, b) distancia desde el árbol madre o c) estación?

¿Son diferentes las tasas de mortalidad de las semillas de diferentes especies?

¿Cómo cambia la proporción de semillas viables en el suelo con la distancia desde el árbol madre?

¿Son diferentes las condiciones necesarias para la germinación en especies diferentes?

Bibliografía relacionada

Matteucci, SD y Colma A. 1982. Metodología para el estudio de la vegetación.

Prueba de tinción con tetrazolio para la viabilidad de las semillas

por
James Dalling

Introducción

Una alternativa para determinar la viabilidad de las semillas, es la prueba de tetrazolio. Esta prueba es particularmente útil para las semillas con latencia larga (p.e. las palmas *Scheelia* y *Astrocaryum*, las Clusiaceae *Rheedia* y *Callophyllum*) donde podría resultar poco práctico esperar la germinación natural y como un seguimiento a los ensayos de germinación donde es deseable verificar que todas las semillas capaces de germinar germinaron. Es importante notar, que germinar las semillas en condiciones óptimas es usualmente una mejor prueba de viabilidad que la prueba de tetrazolio, ya que se necesita experiencia para interpretar los resultados de la prueba con precisión; porque la tinción con tetrazolio puede muchas veces revelar daños de las semillas que pueden o no ser fatales.

Base de la prueba y procedimiento

Las moléculas de tetrazolio reaccionan con los iones de hidrógeno liberados por las deshidrogenasas que participan en la respiración. El resultado es que el tetrazolio (incolore) se convierte en fomezán, pigmento rojo insoluble en agua. La presencia de pigmento rojo indica, entonces, la presencia de tejidos respirantes.

Para hacer la solución de prueba disuelva 0.5g de sal de Tetrazolio en 100 mL de agua destilada (solución de 0.5%). Guarde la solución resultante en la oscuridad y úsela hasta dentro de los 3 meses siguientes.

Preparación de semillas

A menos que ya estén húmedas (embebidas) las semillas que se someterán a la prueba deben estar humedecidas lenta y completamente con agua antes de teñirlas. Esto activa el metabolismo y asegura una absorción regular de la solución de tetrazolio. Para las semillas con cubiertas duras e impermeables es necesario cortar, perforar o eliminar la cubierta de la semilla antes de humedecerlas. Use un cuchillo o navaja con buen filo para evitar daños por presión a la semilla.

Aplicación del tinte

Agregue suficiente solución de tinción para cubrir todas las semillas. La duración de la tinción depende de la tasa de absorción del tinte y de la temperatura. Deje las semillas en solución por 1-2 horas a 30°C (4 horas a 20°C), verificar si está teñida - si no, dejar por más tiempo. No prolongue la tinción; los tejidos saludables se deteriorarían. Si se tienen muchas semillas para revisar, guárdelas en el refrigerador. En cualquier caso, las semillas deben ser evaluadas en no más de 24 horas.

Evaluación de la tinción

Los tejidos **saludables y respirantes** deberán teñirse de un color rosado pálido. Las semillas **completamente muertas (sin tejidos respirantes)** aparecerán blancas, sin embargo,

las regiones de la semilla con daños pueden aparecer teñidas. **Típicamente, las regiones dañadas o enfermas** de la semilla se teñirán de un rojo más puro que las áreas saludables; las regiones muertas y blancas de la semilla pueden estar rodeadas de una región rojo puro de tejido moribundo.

Recuerde que un daño a las semillas no necesariamente significa que no es viable. Ponga atención a las áreas rojas o no teñidas. Si las áreas dañadas están afectando al embrión asuma que no es viable, sin embargo, si el tejido del endosperma está sólo ligera o moderadamente dañado la semilla todavía puede ser capaz de germinar. Sin embargo, las semillas parcialmente dañadas tendrán una capacidad de germinación más baja bajo condiciones de germinación sub-óptimas.

En casos en que se usen pruebas de tetrazolio rutinariamente la evaluación de viabilidad deberá ser verificada contra el porcentaje de germinación usando sub-muestras del mismo grupo de semillas - esto indicaría si la viabilidad ha sido sobre o subestimada. Con la práctica, la tinción con tetrazolio resulta un buen método de evaluar la viabilidad de las semillas y en algunos casos puede ser usada para determinar el agente de mortalidad.

Para más detalles leer:

Moore, RP. 1973. Tetrazolium staining for assessing seed quality. In: Seed ecology (proceedings of the 19th Easter School in Agricultural Science, University of Nottingham, 1972). W. Heydecker, Ed. Pennsylvania State University Press, pp 347-366. (se puede encontrar en la biblioteca de STRI)

Literatura recomendada

- Croat, T. B. 1978. Flora of Barro Colorado Island. Stanford University Press, Stanford, CA, USA.
- D'Arcy, W. G. y M. D. Correa. 1985. La Botánica e Historia Natural de Panamá. Missouri Botanical Garden
- D'Arcy, W. G. 1987. Flora of Panamá. Checklist and Index. Monographs in Systematic Botany, Vol 17-18. Missouri Botanical Garden, St. Louis, MO, USA.
- Font Quer, P. 1970. Diccionario de Botánica, 3^{er} edición. Editorial Labor, S.A., Barcelona, España. 1244 pp.
- Gentry, A. H. 1993. A Field Guide to the Families and Genera of Woody Plants of Northwest South America (Colombia, Ecuador, Peru) with supplementary notes on herbaceous taxa. Conservation International, Washington, DC, USA. 895 pp.
- Holdobler, B. and E. Wilson. 1993. The Ants. Harvard University Press, Cambridge, MA, USA.
- Janzen, D. H. (ed.) 1983. Historia Natural de Costa Rica. Editorial de la Universidad de Costa Rica.
- Leigh Jr., E.G., A. S. Rand, y D. M. Windsor (ed.). 1990. Ecología de un Bosque Tropical. Editorial Presencia, Ltda., Bogotá, Colombia. 470 pp.
- Moreno, N. P. 1984. Glosario Botánico Ilustrado. Instituto Nacional de Investigaciones Sobre Recursos Bióticos. Compañía Editorial Continental, S.A. México. 300 pp.
- Paton, S.R., I.C. Castro, y P. Whelan. 1994. Introducción a la Bioestadística de Campo. Fundación Charles Darwin, Quito, Ecuador.
- Standley, P. C. 1928. Clave Analítica de la Familias de Angiospermas de la Flora del Canal de Panamá. Trad. por Mireya Correa, 1976. facultad de Ciencias Naturales y Farmacia.
- Woodson, R. E., y R. W. Schery. 1943-1980. Flora of Panamá. Annals of the Missouri Botanical Garden, USA.

Índice de palabras claves

- μ , 26
- abundancia, 113
- abundancia relativa, 64
- actividad reproductiva, 114
- anfibios anuros, 113
- angiospermas, 74
- árboles pioneros, 125
- azar, 35

- biodiversidad, 113

- charla científica, 22
- Chi-cuadrado, 43, 44, 47
- Coefficiente de Variación, 28
- comportamiento de animales, 82
- computadoras, 24
- comunidad, 113
- comunidades, 62
- cuadrantes, 69
- cuartiles, 32

- desviación estándar, 32
- Desviación Estándar, 28
- Desviación Promedio, 27
- diagrama de barras, 29
- Diagrama de Barras, 31
- Diagrama de Caja y Barras, 32
- Diagrama de Pastel, 29
- diagramas de pastel, 29
- distribución espacial, 58
- distribución espacial, 113
- distribución normal, 39
- duración, 84

- equidad, 67
- error estándar, 38
- error tipo I, 36, 39
- Error Tipo I, 36
- Error Tipo II, 36
- estación reproductiva, 113
- estadística, 25
- Estadística Descriptiva, 25
- Estadística Inferencial, 25
- Estadísticas, 16

- frecuencia, 43, 45, 47, 84
- Frecuencias Acumulativas Relativas, 30
- frecuencias relativas, 66

- germinación, 124
- grados de libertad, 28, 38

- Grados de Libertad, 37
- gráfico bidimensional simple (2D)., 33
- gráficos, 18

- Ha, 35, 36, 37, 39, 41
- Hipótesis Alternativa, 35
- hipótesis nula, 43
- Hipótesis Nula, 35
- Histograma, 30
- Histograma de Frecuencias Acumulativas, 30
- Ho, 35, 36, 37, 39, 41
- homogeneidad, 39, 40

- índices de diversidad, 62
- individuos, 54
- Inferencia Estadística, 34
- Informe modelo, 19
- intensidad, 84

- latencia, 124

- manuscritos científicos, 16
- media aritmética, 26
- mediana, 27, 32
- microhábitats, 113
- muestras, 34
- muestreo, 43, 54
- Muestreo "scan", 84
- Muestreo ad libitum, 84
- muestreo aleatorio, 54, 56
- muestreo continuo, 84
- Muestreo del comportamiento, 84
- Muestreo focal, 84
- muestreo mínimo, 58
- muestreo temporal., 84

- niveles de análisis, 87
- nombres de los archivos, 24

- parámetros muestrales estadísticos, 26
- parámetros poblacionales, 26
- parcelas, 54, 69
- partición de los recursos, 113
- patrones de dispersión, 69
- población, 25, 26, 27, 28, 34, 35, 36
- poblaciones, 113
- predicciones, 83
- pre-estudio, 56, 60, 114
- proporción varianza-promedio, 71
- prueba de tetrazolio, 126
- prueba t, 36, 37, 38, 39, 40
- prueba U de Mann-Whitney, 40
- pruebas no paramétricas, 39, 40

pruebas paramétricas, 39, 40

rango, 33

Rango, 27, 30

registrar los datos, 59

riqueza, 113

semillas, 124

señales, 83

sendero interpretativo, 89

significancia, 35, 36

sistemático, 54

Suma de los Cuadrados, 27

Suposiciones, 39

Tabla de Contingencia, 45

Tablas de contingencia, 43, 46

Tablas de Contingencia, 43

Tablas y gráficos, 16

Técnica visual, 116

Técnicas Acústicas, 115

Tendencia Central, 26, 32

territorio, 84

transectos, 54

valor crítico, 47, 48

variable dependiente, 33

variable independiente, 33

varianza, 32

Varianza, 28

varianza conjunta, 38

viabilidad de las semillas, 127